

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN SUELOS**



**“CALIDAD BIOLÓGICA EN CINCO CULTIVOS DE
LEGUMINOSAS COMO COBERTURAS EN SUELOS
DEGRADADOS POR MINERÍA ALUVIAL EN
MADRE DE DIOS”**

Presentada por:

TOMÁS DANIEL SAMANIEGO VIVANCO

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAESTRO
MAGISTER SCIENTIAE EN SUELOS**

Lima - Perú

2024

CALIDAD BIOLÓGICA EN CINCO CULTIVOS DE LEGUMINOSAS COMO COBERTURAS EN SUELOS DEGRADADOS POR MINERÍA ALUVIAL EN MADRE DE DIOS

V°B°

INFORME DE ORIGINALIDAD

8%

INDICE DE SIMILITUD

8%

FUENTES DE INTERNET

2%

PUBLICACIONES

4%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	doczz.es Fuente de Internet	2%
2	releia.ifsertao-pe.edu.br Fuente de Internet	2%
3	purl.org Fuente de Internet	1%
4	tambopata.org.uk Fuente de Internet	1%
5	qdoc.tips Fuente de Internet	1%
6	doczz.com.br Fuente de Internet	1%
7	estrucplan.com.ar Fuente de Internet	1%

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN SUELOS**

**“CALIDAD BIOLÓGICA EN CINCO CULTIVOS DE
LEGUMINOSAS COMO COBERTURAS EN SUELOS
DEGRADADOS POR MINERÍA ALUVIAL EN
MADRE DE DIOS”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAESTRO
MAGISTER SCIENTIAE**

Presentada por:

TOMÁS DANIEL SAMANIEGO VIVANCO

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Ph.D. Sady García Bendezú
PRESIDENTE

Mg.Sc. Juan Guerrero Barrantes
ASESOR

Dra. Lily Tello Peramás
MIEMBRO

Mg.Sc. Zulema Quinteros Carlos
MIEMBRO

INDICE GENERAL

I. INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivo principal	2
Objetivos específicos.....	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. MINERÍA ALUVIAL EN MADRE DE DIOS	3
2.2. CULTIVOS DE COBERTURA	5
2.2.1. Principales funciones en el suelo.....	5
2.2.2. Desventajas de los cultivos de cobertura.....	7
2.2.3. Especies utilizadas	8
2.3. CALIDAD DEL SUELO.....	9
2.3.1. Indicadores de calidad	11
2.3.2. Indicadores Biológicos	11
2.4. ÍNDICE DE CALIDAD DE SUELO	12
2.5. INDICADORES EVALUADOS	13
2.5.1. Población de bacterias, hongos y actinomicetos	13
2.5.2. Bacterias fijadoras de nitrógeno, fijadores libres y bacterias nitrificantes	14
2.5.3. Biomasa microbiana	15
2.5.4. Respiración microbiana	16
2.5.5. Otros indicadores.....	17
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	19
3.1. UBICACIÓN	19
3.2. CARACTERÍSTICAS GENERALES NATURALES.....	20
3.2.1. Clima y Zona de Vida.....	20
3.2.2. Suelo	20
3.3. DISEÑO EXPERIMENTAL	22
3.3.1. Tratamientos	22
3.3.2. Marco de plantación	23
3.3.3. Variables a evaluar	23
3.3.4. Numero de muestreos	25
3.3.5. Desarrollo del índice de calidad de suelos.....	25
3.3.6. Modelamiento.....	26

3.3.7. Análisis estadístico	26
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	28
4.1. COMPARACIÓN DE MEDIAS DE LOS INDICADORES SELECCIONADOS	28
4.1.1. Fertilidad del suelo	28
4.1.2. Materia orgánica y fracciones de carbono	33
4.1.3. Población microbiana	36
4.1.4. Bacterias fijadoras de N de vida libre (BFVL) y Nitrificantes (BN).....	41
4.1.5. Respiración y Biomasa microbiana	44
4.1.6. Estabilidad de agregados	46
4.1.7. Producción de Hojarasca	48
4.2. PONDERACIÓN E INTEGRACIÓN DE LOS INDICADORES DE CALIDAD DEL SUELO	49
4.3. Índice de calidad del suelo (ICS)	51
4.4. ANÁLISIS DE CORRELACIÓN DE SPEARMAN DE LOS INDICADORES UTILIZADOS	55
V. CONCLUSIONES.....	57
VI. RECOMENDACIONES.....	58
VII.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59
VIII. ANEXOS.....	72

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Coordenadas del área de estudio seleccionada.....	19
Cuadro 2: Análisis de caracterización de suelos en el área de estudio	22
Cuadro 3: Marco de plantación y detalle de la siembra.....	23
Cuadro 4: Fertilidad del suelo en los suelos con cobertura analizados.....	30
Cuadro 5: Materia orgánica y fracciones de carbono en los suelos con cobertura analizados	34
Cuadro 6: Poblaciones microbianas en los suelos con cobertura analizados.....	39
Cuadro 7: Poblaciones de BFVL y BN en los suelos con cobertura analizados.....	42
Cuadro 8: Respiración y Biomasa microbiana en los suelos con cobertura analizados	45
Cuadro 9: Porcentaje de agregados estables en los suelos con cobertura analizados	47
Cuadro 10: Producción de Biomasa verde y hojarasca en las coberturas analizadas	48
Cuadro 11: Análisis de Componentes Principales y ponderaciones para cada variable	50
Cuadro 12: Índice de calidad del suelo en los suelos con cobertura.....	53

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Área de estudio en la comunidad nativa de San Jacinto	19
Figura 2: Temperatura máxima y mínima mensual durante la duración del ensayo.....	21
Figura 3: Precipitación pluvial mensual durante la duración del ensayo.....	21
Figura 4: pH en los suelos con cobertura analizados	31
Figura 5: Fosforo disponible en los suelos con cobertura analizados	31
Figura 6: Potasio disponible en los suelos con cobertura analizados.....	32
Figura 7: Capacidad de intercambio catiónico en los suelos con cobertura analizados.....	32
Figura 8: Materia orgánica en los suelos con cobertura analizados.....	35
Figura 9: Carbono lábil en los suelos con cobertura analizados	35
Figura 10: Materia orgánica particulada en los suelos con cobertura analizados	36
Figura 11: Población bacteriana en los suelos con cobertura analizados.....	40
Figura 12: Población de actinomicetos en los suelos con cobertura analizados	40
Figura 13: Población de hongos en los suelos con cobertura analizados.....	41
Figura 14: Poblaciones de BFVL en los suelos con cobertura analizados.....	43
Figura 15: Poblaciones Bacterias nitrificantes en los suelos con cobertura analizados.....	44
Figura 16: Respiración microbiana en los suelos con cobertura analizados	45
Figura 17: Biomasa microbiana en los suelos con cobertura analizados	46
Figura 18: Porcentaje de agregados estables en los suelos con cobertura analizados.....	48
Figura 19: Producción de Biomasa verde y hojarasca los suelos con cobertura analizados	49
Figura 20: Biplot de las contribuciones a los componentes principales 1 y 2	51
Figura 21: Índice de calidad del suelo en los suelos con cobertura	54
Figura 22: Coeficientes de correlación lineal de Spearman entre los indicadores utilizados	55

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Análisis de varianza de los ICS	72
Anexo 2: Análisis de varianza del pH (transformado- BoxCox)	73
Anexo 3: Análisis Fosforo disponible trans (transformado- BoxCox)	74
Anexo 4: Análisis de varianza potasio disponible (transformado- BoxCox).....	75
Anexo 5: Análisis de varianza CIC (transformado- BoxCox)	76
Anexo 6: Análisis de varianza materia orgánica (transformado- BoxCox)	77
Anexo 7: Análisis de varianza carbono lábil (transformado- BoxCox).....	78
Anexo 8: Análisis de varianza materia orgánica particulada (transformado- BoxCox)	78
Anexo 9: Análisis de varianza Bacterias totales (transformado- BoxCox).....	79
Anexo 10: Análisis de varianza Actinomicetos totales (transformado- BoxCox)	80
Anexo 11: Análisis de varianza Hongos totales (transformado- BoxCox).....	81
Anexo 12: Análisis de varianza BFVL (transformado- BoxCox).....	82
Anexo 13: Análisis de varianza Bacterias nitrificantes (transformado- BoxCox).....	84
Anexo 14: Análisis de varianza Respiración microbiana (transformado- BoxCox).....	85
Anexo 15: Análisis de varianza Biomasa microbiana (transformado- BoxCox).....	85
Anexo 16: Análisis de varianza estabilidad de agregados (transformado- BoxCox).....	86
Anexo 17: Registro fotográfico.....	87

RESUMEN

Madre de Dios es una de las regiones con mayor producción de oro del país, siendo la pequeña y mediana minería la principal actividad económica de esta región. La minería aluvial informal incrementa la contaminación y destrucción medioambiental por deforestación y erosión de los suelos, sumado a esto, en nuestro país no existe una normativa o metodología desarrollada para recuperar las áreas degradadas por esta actividad. El objetivo de esta investigación fue evaluar el impacto de la instalación de cinco cultivos de cobertura, sobre la recuperación de un suelo degradado por minería aluvial en la comunidad nativa San Jacinto en el distrito de Tampobata en el transcurso de dos años de evaluación, generando un índice de calidad de suelos con los indicadores biológicos evaluados. Se utilizó el diseño experimental de Bloques Completamente al Azar (DBCA), con seis tratamientos y tres repeticiones: (i) canavalia (*Canavalia ensiformis*), (ii) centrosema (*Centrosema macrocarpum*), (iii) crotalaria (*Crotalaria juncea*), (iv) stylosanthes (*Stylosanthes guianensis*), (v) kudzu (*Pueraria phaseoloides*) y (vi) un testigo sin cobertura. Para la generación del índice los indicadores evaluados se normalizaron y ponderaron utilizando un análisis de componentes principales, adicionalmente se realizó un análisis de correlación de Spearman para ver la relación entre los distintos indicadores de suelos evaluados. Los cinco cultivos de cobertura mejoraron significativamente la calidad del suelo, las variables biológicas que mostraron una mejora significativa fueron los actinomicetos, hongos, bacterias fijadoras de N vida libre y bacterias nitrificantes. Respecto a la fertilidad del suelo, las coberturas aumentaron significativamente el potasio disponible, destacando kudzu, canavalia y stylosanthes, además aumentaron el porcentaje de agregados estables en el suelo. Estos resultados muestran que los cultivos de cobertura presentan gran potencial para el restablecimiento de la calidad del suelo.

Palabras clave: minería, suelos degradados, cultivos de cobertura.

ABSTRACT

Madre de Dios is one of the regions with the highest gold production in Perú with small and medium-sized mining being the main economic activity in this region. Informal alluvial mining increases pollution and environmental destruction due to deforestation and soil erosion. In our country there is no regulation or methodology developed to recover the areas degraded by this activity. The purpose of this research was to evaluate the impact of the installation of five cover crops on the recovery of a soil degraded by alluvial mining in the San Jacinto native community in the Tampobata district in two years of evaluation developing a soil quality index with the biological indicators used. The randomized block design (RCBD) was used, with six treatments and three replicates: (i) canavalia (*Canavalia ensiformis*), (ii) centrosema (*Centrosema macrocarpum*), (iii) crotalaria (*Crotalaria juncea*), (iv) stylosanthes (*Stylosanthes guianensis*), (v) kudzu (*Pueraria phaseoloides*) and (vi) a control without cover. To generate the index, the evaluated indicators were normalized and weighted using a principal component analysis. Additionally, a Spearman correlation analysis was performed to see the relationship between the different soil indicators. The five cover crops significantly improved soil quality, in addition to the biological variables that showed a significant improvement were actinomycetes, fungi, free-living N-fixing bacteria and nitrifying bacteria. Regarding soil fertility, the covers significantly increased the available potassium, especially kudzu, canavalia and stylosanthes, and also increased the percentage of stable aggregates in the soil. These results show that the crops have great potential for restoring soil quality.

Key words: mining, degraded soils, cover crops

I. INTRODUCCIÓN

En Perú, la producción de oro correspondiente al año 2017 alcanzó un volumen de 151.1 toneladas métricas finas (4.8 por ciento de la producción mundial), ratificando su posición a nivel mundial que lo ubica en el sexto lugar como productor de oro, así como su liderazgo en la región ocupando el primer lugar en Latinoamérica. La pequeña minería fue responsable del 8.50 por ciento de la producción aurífera nacional, mientras el resto fue producido por la mediana minería y gran minería (MINEM 2018). Según USAID (2020) la minería aurífera es la principal actividad económica en Madre de Dios, representando el 39.4 por ciento del valor agregado bruto del departamento, donde se sugiere que la mitad de la población está involucrada en el sector o servicios relacionados generando 772 empleos formales directos en el 2017, además de miles de mineros que operan de manera informal o ilegal. La Región cuenta con una superficie aproximada de 8 475 909 hectáreas (6.6 por ciento del territorio nacional), las zonas de protección ecológica cubren una superficie de 4.38 millones de hectáreas (51.7 por ciento). Así mismo, existen zonas donde se realiza explotación aurífera, estas se pueden dividir entre zonas para explotación aurífera asociadas con cultivos en limpio y protección y zonas de explotación minera de alto impacto ambiental las primeras abarcan una superficie de 137 164 ha, que representan el 1.62 por ciento de la superficie de la región, y las últimas 15 486 ha que representan el 0.18 por ciento de la región (GOREMAD 2010).

Osores *et al.* (2012) indican que, en la actualidad, la minería informal en Madre de Dios sigue su expansión asociada a movimientos migracionales desordenados de poblaciones alto andinas siendo en gran parte poblaciones flotantes que permanecen en estas zonas por tres o cuatro meses al año llegando para sumarse a los miles de mineros informales ya existentes en esta zona del país. Esto genera nuevas áreas de extensión geográficas para la minería informal e ilegal, lo que induce a un incremento de la contaminación y destrucción medioambiental por deforestación y erosión de suelos lo que conlleva a una pérdida de suelo de $1.321 \text{ Mg ha}^{-1}\text{año}^{-1}$ (Gómez 2013), liberación a las fuentes hídricas de metales pesados principalmente mercurio, infiltración de las cadenas tróficas alimentarias con compuestos venenosos que finalmente llegan al ser humano. En nuestro país no existe una normativa o

metodología desarrollada para recuperar las áreas degradadas por la actividad minera informal. Es por esto que es importante la investigación en técnicas de manejo como los cultivos de cobertura ya que pueden reducir en gran medida la erosión, aumenta la infiltración y retención de humedad, así como suprimen el crecimiento de malezas y aumentan el contenido de materia orgánica (Kocira *et al.* 2020), nutrientes claves como el nitrógeno pudiendo fijar 211 kg de N ha⁻¹ (Perrone *et al.* 2020), fósforo y potasio (White *et al.* 2021), esto produce un gran beneficio económico ya que los predios aumentan su valor y la producción reducirá sus costos en fertilizantes.

Para determinar el impacto de esta práctica es conveniente desarrollar índices e indicadores para el monitoreo de la calidad del suelo, a fin de establecer un sistema de alerta temprana de pérdidas potenciales de la multifuncionalidad de los suelos (Schloter *et al.* 2018). Los investigadores deben identificar y seleccionar los más adecuados de acuerdo con los objetivos que se tengan (Stefanoski *et al.* 2016), en este trabajo se hará énfasis en los indicadores relacionados con la calidad biológica para evaluar el impacto de las coberturas en el suelo. Se espera que la implementación de cultivos de cobertura genere un impacto positivo en la calidad del suelo el cual podrá ser ponderado a través de índices e indicadores biológicos de calidad del suelo.

Objetivo principal

- Determinar el impacto de cinco cultivos de cobertura en la calidad del suelo utilizando índices e indicadores biológicos de calidad en la recuperación de un suelo degradado por la minería aluvial en Madre de Dios.

Objetivos específicos

- Evaluar el comportamiento de la fertilidad del suelo en los cinco tipos de cobertura en un suelo degradado por minería aluvial en Madre de Dios.
- Analizar el comportamiento de las fracciones de carbono en los cinco tipos de cobertura evaluados
- Estimar la estabilidad de agregados en los suelos con los cinco tipos de cobertura evaluados.
- Determinar la relación entre los diferentes indicadores de la calidad biológica con los parámetros físicos-químicos evaluados en los cinco cultivos de cobertura utilizados.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. MINERÍA ALUVIAL EN MADRE DE DIOS

En la región Madre de Dios se extrae oro desde hace más de 40 años explotándose yacimientos aluviales o placeres auríferos en llanuras y terrazas, en los cauces actuales de los ríos y en cauces antiguos. Siendo los depósitos en terrazas, cerca de los lechos actuales de los ríos, los que contienen mayores concentraciones de oro de hasta 0.31 gr de oro por m³ de grava aurífera en el bajo Madre de Dios (Brack *et al.* 2011).

Para la extracción del oro, forzosamente se debe destruir el bosque, y alterar totalmente el lecho y las orillas de los ríos, porque se trata de partículas de oro depositadas en los suelos y fangos, y no de vetas o zonas sin bosque como en otras partes del país.

Salinas (2007) presenta describe el proceso de extracción el cual se resume a continuación:

- Una vez deforestada la zona y removidos los estratos más superficiales de suelo, las arenas y gravas son sacadas del lugar y transportadas a las instalaciones de lavado, en que el material al final pasa sobre una alfombra o lona de yute, debajo de la cual hay un plástico, donde se depositan las arenas finas con las partículas de oro.
- La arenilla aurífera, que es un concentrado, se recoge en recipientes (baldes y similares) y se aplica mercurio para la amalgamación. Se utilizan 2.8 kg de mercurio por un kg de oro obtenido. Este proceso de amalgamación se hace a orillas del río o en el campamento.
- La amalgama obtenida tiene una proporción de 60 por ciento de mercurio y 40 por ciento de oro, y se le da el nombre de perla o botón de amalgama.
- Esta perla o botón se somete a calor con un soplete, se volatiliza el mercurio y funde el oro, obteniéndose el oro rehogado. El 76 por ciento de los mineros realiza esta tarea en los campamentos y un 24 por ciento al aire libre.

- El mercurio vaporizado permanece en estado gaseoso entre un 50 por ciento a 60 por ciento y se dispersa, y el restante vuelve inmediatamente al estado líquido y cae alrededor del área donde se hace el rehogado. El uso de campanas para la recuperación del mercurio es prácticamente inexistente. En las dragas, que operan sobre los ríos, se volatiliza, por lo general, el mercurio en la misma draga y este al final termina en las aguas del río.

Como se mencionó, este proceso es muy agresivo con el medio ambiente, Brack *et al.* (2011) enlistan algunos de los impactos relacionados con esta actividad, siendo los más importantes:

Alteración del cauce de los ríos: Las dragas presentes en los cauces de los ríos tienen un gran impacto sobre los ecosistemas, a corto como a largo plazo, debido a que contaminan el agua al remover enormes cantidades de sedimentos, alteran de gran forma el lecho y las riberas de los ríos provocando mayores inundaciones; al remover y acumular grava y fango de forma irregular destruyendo los hábitats de muchos organismos acuáticos.

Contaminación por metales pesados: La remoción de gran cantidad de toneladas diarias de sedimentos ricos en metales pesados y otras sustancias tóxicas acumuladas en el lecho y riberas por milenios, contaminan los cuerpos de agua amazónicos implicando un alto riesgo para la población y para el ambiente; a esto hay que añadir el mercurio utilizado para amalgamar el oro. Del mismo modo, la minería aurífera expone al oxígeno atmosférico metales sulfurosos, los que se convierten en ácido sulfúrico y óxidos de metales que son arrastrados por la lluvia contaminando los cursos de agua.

Destrucción de bosques: Se estima que se han destruido al menos 18 000 hectáreas de bosques por esta actividad en la región y cada año se destruyen unas 400 hectáreas adicionales. Por otro lado, si se ejecutaran todos los derechos mineros, se tendrían que adicionar unas 400 000 hectáreas destruidas adicionales de bosques.

Destrucción de tierras agrícolas aluviales: En la Amazonía, las mejores tierras agrícolas son las aluviales ubicadas a lo largo de los ríos, donde precisamente operan diversos tipos de dragas. Aún no se tienen datos, pero varios miles de hectáreas de tierras aluviales con buena

fertilidad ya han sido totalmente destruidas. Esto ha afectado directamente a la producción agrícola sostenible que se busca en la Amazonía.

Elmes *et al.* (2014) manifiestan que el impacto de la minería aluvial ha generado que, durante un período de 25 años, la cubierta forestal disminuya en 915.98 km² (7.09 por ciento), la tierra desnuda y las zonas de acumulación de sedimentos aumenten en 105.06 km² (0.81 por ciento), que los pastizales aumenten en 348.35 km² (2.70 por ciento), al igual que los relaves mineros, que aumentaron en 396.15 km² (3.07 por ciento). De las áreas forestales 44.35 por ciento se convirtieron en pastizales, 38 por ciento en relaves mineros y 17.65 por ciento en tierra desnuda y las zonas de acumulación de sedimentos.

2.2. CULTIVOS DE COBERTURA

Los cultivos de cobertura o coberturas verdes son el medio más práctico para proporcionar cobertura al suelo y, por lo tanto, el principal practica de manejo para el control de la erosión y la mejora de la calidad del suelo, son relativamente fáciles de manejar, habiendo una amplia variedad de especies y técnicas de siembra para asegurar el establecimiento adecuado de la plantas en la mayoría de los entornos templados o tropicales, lo que hace que los cultivos de cobertura sean factibles en la mayoría de los suelos, condiciones climáticas y condiciones culturales (Koudahe *et al.* 2022).

2.2.1. Principales funciones en el suelo

2.2.1.1. Mayor contenido de materia orgánica y mejora del suelo

Aunque los aumentos en la materia orgánica del suelo ocurren lentamente, con el tiempo, incluir cultivos de cobertura en la rotación puede ayudar a mantener o aumentar ligeramente la materia orgánica del suelo. Los cultivos de cobertura de leguminosas, en asociación con ciertas bacterias tienen la capacidad fijar nitrógeno de la atmósfera, sus residuos al tener un alto contenido de nitrógeno y permanecer en el campo se descomponen y liberan el nitrógeno y otros nutrientes, que luego pueden ser utilizados por cultivos posteriores pudiendo liberar de 29 a 113 kilos de nitrógeno por hectárea por año (De Notaris *et al.* 2020).

Así mismo, aumentan la actividad microbiana del suelo, que es relevante para la formación y estabilización de agregados estructurales, ya que los subproductos microbianos (por ejemplo, polisacáridos) mejoran la estabilidad de agregados como agentes cementantes. Los agregados contribuyen a una mayor permeabilidad del suelo, a la aireación, a la infiltración del agua y a la capacidad de retención, a la capacidad de intercambio de cationes y a la facilidad de la emergencia del cultivo y el crecimiento de las raíces (Lal 2015).

Por otro lado, los cultivos de cobertura son una herramienta importante para gestionar la salinidad del suelo. Un campo sin cobertura pierde agua por evaporación, el agua que se evapora deja sales disueltas arrastradas por el movimiento del agua hacia arriba en el suelo, acumulándose en la superficie del suelo. Así mismo los cultivos de cobertura transpiran agua adicional del suelo, eliminando el exceso de agua del suelo y bajando la capa freática en el suelo, reduciendo la evaporación que lleva las sales a la superficie (NRCS 2011).

2.2.1.2. Control de la erosión

Una de las más grandes funciones de los cultivos de cobertura es mitigar el efecto de la erosión hídrica del suelo, mediante la interceptación de las gotas de lluvia, ya que el follaje intercepta la lluvia impidiendo el impacto directo sobre el suelo y amortiguando la energía de las gotas. Parte de la lluvia interceptada es retenida, este fenómeno disminuye la cantidad de agua de escorrentía, disminuyendo su poder erosivo, pero puede aumentar la cantidad de agua que infiltra en el suelo. Generalmente el volumen de agua acumulada llega a un máximo y a partir de ese momento el follaje no tiene capacidad para acumular más agua, en el caso de las lluvias muy intensas la retención de agua es mínima, pero en el caso de lluvias moderadas a ligeras, la retención puede ser hasta de un 30 por ciento (Suárez 2001).

El impacto de las raíces en las tasas de erosión hídrica puede ser importante cuando la biomasa aérea desaparece debido al pastoreo o al fuego en la superficie y cuando ocurre un flujo concentrado de agua de escorrentía. Especialmente en ambientes semiáridos, donde las cubiertas vegetales pueden restringirse y los brotes pueden desaparecer temporalmente, las raíces pueden jugar un papel crucial. Vannoppen *et al.* (2017) informaron una disminución de la erosionabilidad del agua de escorrentía y las tasas de desprendimiento del suelo con el aumento de la densidad de la raíz y que la capacidad de las raíces de las plantas para reforzar

la resistencia a la erosión depende principalmente de su distribución y el número de raíces fibrosas de menos de 1 mm de diámetro.

2.2.1.3. Evapotranspiración

La evapotranspiración incluye el efecto combinado de evaporación de la humedad de la corteza terrestre por extracción, a través de las raíces y la transpiración por el follaje. Su efecto es una disminución de la humedad en el suelo. Cada tipo de cobertura en un determinado tipo de suelo, tiene un determinado potencial de evapotranspiración y se obtiene generalmente, una humedad de equilibrio dependiendo de la disponibilidad de agua lluvia y nivel freático. Debe tenerse en cuenta que, en un suelo al saturarse, se disminuyen las fuerzas de succión o presiones negativas de agua de poros, las. En ocasiones la vegetación produce un efecto de mantener la humedad por debajo del límite de saturación, mejorando la estabilidad de las laderas (Suárez 2001).

2.2.2. Desventajas de los cultivos de cobertura

Los cultivos de cobertura, como los campos de maleza, pueden albergar insectos, enfermedades y nematodos que podrían ser perjudiciales para el cultivo de cobertura y para los cultivos futuros. Al igual que con las malezas, las especies de cultivos pueden verse obstaculizadas por los productos químicos liberados de los cultivos de cobertura, las temperaturas frías del suelo y los efectos de sofocación de los residuos de la cubierta vegetal (Dabney *et al.* 2001). Los costos adicionales por encima de las prácticas de cultivo normales deben ser considerados en sistemas que incluyen cultivos de cobertura. Los gastos adicionales incluyen el costo de la semilla del cultivo de cobertura, así como el trabajo y el tiempo de siembra. Además, es posible que se necesiten equipos especiales o alternativos para manejar las mayores cantidades de residuos presentes en los sistemas de labranza cero. Los cultivos de cobertura deben manejarse como cualquier otro cultivo producido en la operación de la granja (Sawadgo y Plastina 2021).

2.2.3. Especies utilizadas

2.2.3.1. Canavalia (*Canavalia ensiformis*).

Esta leguminosa crece en elevaciones de hasta 1.800 msnm, el pH óptimo para su crecimiento está entre 5-6 pero crece en suelos tropicales degradados donde otras leguminosas no crecerían, adicionalmente esta planta ha demostrado ser una especie útil en los esfuerzos de recuperación de suelos tropicales debido a su sistema de raíces profundamente penetrantes que proporciona una alta tolerancia a la sequía (Martí *et al.* 2018). Debido a su tolerancia a la sombra, la canavalia se utiliza en Honduras como cultivo de cobertura en asociación con el café. Estudios en Cuba reportaron que la canavalia produjo una biomasa total de 5.3 Mg/ha, además de que fija más de 200 kg/ha de N por año. Se puede usar como abono verde o como forraje para animales rumiantes (Acosta 2009).

2.2.3.2. Centrosema (*Centrosema macrocarpum*)

Schultze-Kraft *et al.* (1997) la describen como una leguminosa herbácea con crecimiento entre postrado a enredadera, se adapta a suelos de baja a mediana fertilidad, alta acidez, desde francos a franco arcillosos, no tolera exceso de humedad y soporta periodos de hasta 5 meses de sequía. Guenni *et al.* (2017) reportan esta cobertura como alternativa para prevenir la degradación y mejorar la calidad de estos suelos. Puertas *et al.* (2008) establecen que esta cobertura genera una buena producción de biomasa foliar y radicular sobre la base de materia seca, sin embargo, esta cobertura extrae cantidades significativamente mayores de N-P-K que otras coberturas probadas.

2.2.3.3. Crotalaria (*Crotalaria juncea* L.)

Usada como un cultivo de cobertura, la crotalaria puede mejorar las propiedades del suelo, reducir la erosión del suelo, conservar el agua del suelo y reciclar los nutrientes de la planta. Se ha utilizado extensivamente para mejorar el suelo o como abono verde en los trópicos debido a su capacidad para producir grandes cantidades de biomasa en poco tiempo, pudiendo producir 150 a 165 kg/ha de nitrógeno y 7 Mg/ha de materia seca al aire a los 60 días de crecimiento en condiciones favorables (Wang *et al.* 2002). En el suroeste de Florida (USA), las plantas cultivadas produjeron 15.2 Mg/ha de materia seca y 81 kg N/ha y un

control de nemátodos de 80 por ciento (Garzon *et al.* 2021). Otros usos potenciales son el forraje, la fibra de papel y el cultivo de combustible alternativo (Acosta 2009).

2.2.3.4. Kudzu (*Pueraria phaseoloides*)

Es una leguminosa perenne, de crecimiento postrado o enredadera, produce estolones fuertes que pueden llegar a medir más de 10 m de longitud, sus nudos y entre nudos forman raíces abundantes en contacto del suelo húmedo, la planta forma una cubierta densa de más de 1 m de altura, las raíces pueden penetrar hasta un 1.5 m de profundidad a dos años de establecida. Se adapta bien a suelos ácidos con pH menores de 4.5 de textura arcillosa, se cultiva asociada con gramíneas. Sobre la producción de materia seca se estima que oscila entre 5 y 6 Mg/ha/año y bajo corte puede superar las 10 Mg/ha/año. Se recomienda Kudzu cuando el suelo es demasiado pobre o está demasiado erosionado para usarlo en cultivos cultivados (Pulgar Castro 2013).

2.2.3.5. Stylosanthes (*Stylosanthes guianensis*)

Stylosanthes es una planta erecta de crecimiento herbáceo perenne, que puede llegar a crecer hasta un metro de altura en promedio. Sus raíces son de crecimiento profundo, por lo que es muy utilizado por sus aptitudes de resistencia a la sequía y suelos poco fértiles (Alfaro, 2015). Clavel *et al.* (2014) estudiaron el establecimiento de esta cobertura en campos citrícolas encontrando una mejora en la actividad en la meso y macrofauna del suelo. Por otro lado, en otros trabajos ha mejorado las características del suelo con el aumento significativo en la fertilidad del suelo durante 2 años de ensayo demostrando gran adaptabilidad a suelos áridos y ácidos elevando el pH de las parcelas de siembra (Long *et al.* 2007). Gutiérrez *et al.* (2002) evaluaron los efectos de esta cobertura con respecto al control de malezas y mejora de suelo, no encontrándose diferencias significativas con respecto al tratamiento control (sin cobertura).

2.3. CALIDAD DEL SUELO

El concepto de calidad de suelos no se limita a la productividad o al grado de contaminación de los suelos ya que incluye en gran medida las interacciones entre los seres humanos y el suelo, incluyendo la sostenibilidad del ecosistema como la base de los beneficios que los

humanos derivan de los suelos. El concepto ha venido evolucionando con el paso del tiempo, siendo la mención más antigua en la literatura científica la de Mausel (1971) quien definió la calidad del suelo como "la capacidad de los suelos para producir maíz, soja y trigo bajo condiciones de manejo de alto nivel", hasta un concepto más amplio como el de Doran y Parkin (1996) que la definen como, "la capacidad de un suelo para funcionar dentro del ecosistema y los límites del uso de la tierra para sostener la productividad biológica, mantener la calidad ambiental y promover plantas y salud animal". No obstante, a pesar de las diferentes definiciones de calidad del suelo, todavía no existe un consenso general, probablemente debido a la dificultad innata de la definición de suelo (Bünemann *et al.* 2018).

Desde una perspectiva ambiental, se define, como la capacidad del suelo para promover el crecimiento de las plantas, proteger las cuencas hidrográficas regulando la infiltración y prevenir la contaminación del agua y el aire, además de ser buffer de contaminantes potenciales tales como productos químicos agrícolas o industriales y desechos orgánicos (Bünemann *et al.* 2018).

La calidad del suelo trabaja de la mano con la evaluación de la tierra, la cual tiene como objetivo evaluar el uso potencial de la tierra en función de sus atributos, permitiendo la asignación óptima de la tierra para diversos usos y por lo tanto es el primer paso para la gestión sostenible de la tierra. Mientras que la evaluación de la tierra aborda principalmente las propiedades intrínsecas del suelo que no cambian fácilmente y que a menudo se evalúan para todo el perfil, la calidad del suelo está más centrada en las propiedades dinámicas del suelo que el manejo del mismo puede alterar, principalmente en el horizonte superficial (Karlen *et al.* 2003).

Los suelos a menudo reaccionan lentamente a los cambios en el uso y manejo de la tierra, y por esa razón puede ser más difícil detectar cambios en la calidad del suelo antes de que ocurra un daño irreversible que en la evaluación de la calidad del agua y el aire. Adicionalmente su evaluación es complicada debido a que los factores intrínsecos como el material parental, clima, topografía e hidrología pueden influir en las características más sensibles del suelo en tal grado que es imposible establecer parámetros universales, al menos no en términos absolutos. Por lo tanto, se utilizan valores de referencia para permitir la identificación de los efectos del manejo del suelo (Bünemann *et al.* 2018).

2.3.1. Indicadores de calidad

La evaluación de la calidad de suelo se realiza mediante indicadores, siendo variables que resumen o simplifican información, haciendo que un fenómeno o condición de interés se haga perceptible, además de facilitar su de cuantificación, medición y comunicación. Los indicadores deben ser preferiblemente variables cuantitativas, aunque en determinado caso pueden ser cualitativas, pueden ser nominales o de rango u ordinales, especialmente cuando no hay disponibilidad de información cuantitativa, o el atributo no es cuantificable, o cuando los costos para cuantificar son demasiado elevados. Las principales funciones de los indicadores son: evaluar condiciones o tendencias, comparar transversalmente lugares o situaciones, para evaluar metas y objetivos, proveer información preventiva temprana y anticipar condiciones y tendencias futuras (Prieto-Méndez *et al.* 2013).

Cantú *et al.* (2007) establecen ciertas características para los indicadores los cuales se resumen a continuación.

- Deben ser sencillos, fáciles de medir y tener un alto grado de agregación, es decir, deben ser propiedades que resuman otras cualidades o propiedades.
- Deben ser limitados en número y manejables por diversos tipos de usuarios;
- Deben ser interdisciplinarios; en lo posible deberán contemplar la mayor diversidad de situaciones por lo tanto incluir todo tipo de propiedades de los suelos (químicas, físicas, biológicas, etc.).
- Deben ser tener una variación en el tiempo tal que sea posible realizar un seguimiento de las mismas, asimismo, no deberán poseer una sensibilidad alta a los cambios climáticos y/o ambientales pero la suficiente como para detectar los cambios producidos por el uso y manejo de los recursos.

2.3.2. Indicadores Biológicos

Los indicadores biológicos se han definido como organismos o procesos biológicos que proporcionan un diagnóstico temprano de cambios en el medio ambiente, se ha demostrado que los indicadores, como la respiración basal o la biomasa microbiana, reaccionan a los

cambios en días o meses, por lo tanto, podrían ser más relevantes para detectar cambios en la calidad del suelo en una etapa temprana (Krüger *et al.* 2017).

Influyen en diferentes aspectos de la calidad del suelo en los diferentes ecosistemas. Son bastante útiles para monitorear o medir tres funciones o parámetros básicos: i) desarrollo de la estructura del suelo; ii) almacenamiento de nutrientes; y iii) actividad biológica. Muchos indicadores se relacionan con el ciclo de la materia orgánica del suelo (un componente clave de la calidad del suelo), ya que miden los procesos o componentes de la acumulación de materia orgánica del suelo y la mineralización. Los indicadores biológicos que se recomiendan a menudo incluyen: mineralización de nitrógeno, biomasa microbiana, respiración del suelo, relaciones de biomasa microbiana, poblaciones microbinas y tasas de descomposición de los residuos vegetales (Knoepp *et al.* 2000).

La influencia del manejo del suelo o la adición de contaminantes al suelo, generalmente induce una respuesta más rápida de los microorganismos del suelo que para otros atributos pedogénicos, lo que hace que estos organismos sean buenos indicadores de calidad (Lanno *et al.* 2004). Sin embargo, uno de los principales desafíos en la utilización de los indicadores biológicos en la evaluación de la calidad es la dificultad para interpretar sus valores individuales, ya que a diferencia de los indicadores químicos, para los cuales los niveles de referencia (bajo, medio, adecuado y alto) están relativamente bien definidos para cada parámetro en cada tipo de suelo (por lo general se toman en cuenta características como la textura, el contenido de materia orgánica y el sistema de manejo), es difícil simplemente medir e interpretar los indicadores biológicos sin tener un valor de referencia (control) o algún tratamiento comparativo (Lopes *et al.* 2013).

2.4. ÍNDICE DE CALIDAD DE SUELO

Lenka *et al.* (2022) indican que la estandarización de los datos se realiza de diversas formas, ya sea con funciones lineales, que se basan en los datos obtenidos para determinar la puntuación más alta posible para cada indicador. Las funciones no lineales también pueden ser utilizadas, pero a diferencia de las funciones lineales requieren un conocimiento profundo del comportamiento y función de cada indicador dentro del sistema.

Por otro lado, la ponderación del grupo de indicadores también se puede realizar de diversas maneras incluyendo también el criterio de experto o como Andrews *et al.* (2002), Biswas *et al.* (2017) y Raiesi y Kabiri (2016) utilizando la información de un análisis de componentes principales, ya que los autovalores representan la variación de los sistemas y esta se hace más significativa a medida que los valores se hacen más altos.

El último paso es utilizar un índice de calidad de suelo aditivo ponderado (ICS) para integrar indicadores en los índices de calidad del suelo (Culma *et al.* 2017, Nabiollahi *et al.* 2018, Vasu *et al.* (2016).

2.5. INDICADORES EVALUADOS

2.5.1. Población de bacterias, hongos y actinomicetos

Los microorganismos están presentes e influyen en todos los ecosistemas, esta característica se atribuye principalmente a su pequeño tamaño, fácil dispersión, adaptación a diversos hábitats y capacidad para utilizar una amplia variedad de sustratos como fuente de nutrientes (Pandey *et al.* 2007). Los microorganismos que habitan en el suelo se pueden catalogar como el “motor biológico” de la tierra, ya que desempeñan un papel fundamental en muchos procesos fundamentales de ciclo de nutrientes, dinámica de la estructura del suelo, degradación de la contaminación y regulación de diferentes comunidades de plantas. La comunidad microbiana del suelo consta principalmente de cinco grupos principales, es decir, bacterias, actinomicetos, hongos, algas y protozoos siendo la población bacteriana mucho más alta que otros grupos (Azmi y Chatterjee 2016).

En algunos casos, los cambios en las poblaciones o la actividad microbiana pueden producir cambios detectables en las propiedades físicas y químicas del suelo, lo que proporciona un signo temprano de mejora del suelo o una alerta temprana de la degradación del suelo. Dado que los microorganismos participan en muchos procesos del suelo, también pueden proporcionar una medida integrada de la calidad del suelo, un aspecto que no se puede obtener solo con las características físicas y químicas, por ejemplo, fluctuaciones en la diversidad microbiana y la composición de la comunidad están correlacionadas con reducciones en el carbono y nitrógeno del suelo (Trivedi *et al.* 2016).

Dado que las comunidades bacterianas del suelo impulsan muchas funciones ecosistémicas diferentes, su abundancia, riqueza y composición son sensibles a los cambios en el uso y manejo de la tierra, por lo que se han considerado como indicadores tempranos de cambio en la calidad de los ecosistemas del suelo (Trivedi *et al.* 2016).

Con relación a los hongos, se ha estimado que 1.5 millones de especies de hongos están presentes en los ecosistemas naturales, pero solo 5 a 10 por ciento se han descrito formalmente (Swier *et al.* 2011). La población de hongos es sensible al manejo del suelo ya que, la biomasa microbiana de los hongos representa microbiana en el suelo del bosque y convierten el material orgánico recalcitrante en formas utilizables por otros organismos, estando demostrado que la población de hongos del suelo se ve favorecida en gran medida por los sistemas de cultivo orgánico (Lin *et al.* 2016).

En el caso de los actinomicetos, son bacterias grampositivas, aeróbicas y formadoras de micelio son conocidos por su actividad en el ciclo de los nutrientes, la producción de metabolitos secundarios, la producción de fitohormonas, la solubilización de fosfato, la fijación de nitrógeno y el aumento de la absorción de nutrientes, control de patógenos por la producción de metabolitos secundarios. Al intervenir en esta serie de procesos la población de actinomicetos en el suelo se muestra como un indicador de la calidad del suelo (Barreto *et al.* 2008).

2.5.2. Bacterias fijadoras de nitrógeno, fijadores libres y bacterias nitrificantes

La interacción simbiótica entre las bacterias rizobiales y las leguminosas se inicia con la producción de flavonoides que son secretados por las raíces de muchas leguminosas que actúan como señales que ayudan en el reconocimiento y activan los factores Nod. Como resultado de la interacción se forman nódulos que inducen la infección bacteriana. El nódulo proporciona un entorno favorable para la fijación de nitrógeno por rizobios al limitar el oxígeno. Los rizobios dentro de los nódulos intercambian el nitrógeno fijo por el carbono de las leguminosas (Nelson y Sadowsky 2015).

Las simbiosis de Rhizobium-leguminosas son la fuente principal de nitrógeno fijado en el suelo y puede proporcionar más de la mitad de la fuente biológica de nitrógeno. Los valores estimados para varios cultivos de leguminosas pueden llegar a ser bastante grandes, reportándose entre 200 a 300 kg de N ha al año.

Sin embargo, bajo ciertas condiciones, las bacterias que viven libremente en el suelo (por ejemplo, cianobacterias, Pseudomonas, Azospirillum y Azotobacter) pueden fijar cantidades significativas de nitrógeno (0 a 60 kg N por ha al año). Esto puede ser particularmente importante en los suelos manejados orgánicamente, que típicamente tienen una menor proporción de nitrógeno en las formas disponibles (Orr *et al.* 2011).

En lo referente a las bacterias nitrificantes, Gruber y Galloway (2008) manifiestan que los ecosistemas agrícolas reciben anualmente aproximadamente el 25 por ciento de la entrada global de nitrógeno, principalmente en forma de amonio. Parte del amonio debe ser oxidado a nitrato por los organismos nitrificantes. El paso limitante de la velocidad en la nitrificación microbiana es la oxidación del amoníaco a nitrito, que luego se oxida rápidamente a nitrato (Koops y Pommerening-Röser 2015). La oxidación del amoníaco se le atribuye unos pocos microorganismos pertenecientes a las Proteobacterias y muy recientemente a algunas bacterias del dominio Archaea en hábitats marinos y suelo (Xia *et al.* 2011).

Es importante considerar la población de organismos fijadores de N y nitrificantes de ya que influyen en la concentración de formas disponibles de N en el suelo, por otro lado, un desequilibrio en la nitrificación puede provocar en unos casos la pérdida de nitrógeno del suelo y produce algunas formas de nitrógeno gaseoso intermedio (por ejemplo, N₂O) que son dañinos para el medio ambiente. Los problemas asociados con la alta concentración de NO₃ incluyen la contaminación de las aguas subterráneas y superficiales y un mayor riesgo de eutrofización que amenaza la supervivencia de la vida acuática.

2.5.3. Biomasa microbiana

Los cambios en la tanto físicos y químicos del suelo se evalúan se evalúan a largo plazo debido a los pocos cambios que se producen en corto tiempo. Es por esto que la medición del carbono en la biomasa microbiana del suelo es método un indicador de cambio más

sensible que los usualmente usados y para acortar el tiempo en evaluación (Guo *et al.* 2022) Del mismo modo los cambios en el carbono de la biomasa microbiana pueden darnos una idea temprana de las tendencias a largo plazo en el carbono orgánico total de los suelos. Dwivedi y Soni (2011) manifiestan que la relación C_{mic}/C_{org} disminuye a medida que la restauración de un suelo transcurre después de una extracción minera, manifestando que los cambios en la relación C_{mic}/C_{org} , reflejan los aportes de materia orgánica a estos suelos, la eficiencia de conversión de la materia orgánica a carbono microbiano y la estabilización de carbono orgánico por las fracciones minerales del suelo. Convirtiéndolo en un índice útil para predecir las tendencias a largo plazo en la materia orgánica del suelo y para monitorear la degradación o restauración de un lugar determinado.

2.5.4. Respiración microbiana

Grandes cantidades de carbono orgánico son transformadas, almacenadas y respiradas por microorganismos en el suelo. Por lo tanto, obtener información sobre los factores que controlan la tasa de respiración por unidad de biomasa microbiana del suelo es crucial para comprender el ciclo terrestre del carbono. La tasa de respiración por unidad de biomasa microbiana C , denominada cociente metabólico (qCO_2), se utiliza como una medida del estado ecofisiológico de los microorganismos del suelo (Spohn 2015).

La respiración del suelo (emisión de CO_2 en el suelo), a su vez, es proporcionada por la respiración de los microorganismos del suelo y las raíces de las plantas. Se cree que aproximadamente el 70 por ciento de la emisión total de CO_2 del suelo se derivó de la respiración microbiana del suelo (Zavarzin y Kudeyarov 2006, citados por Ananyeva *et al.* 2016). Por lo tanto, se considera como una buena forma para examinar la actividad microbiana, que se considera como el factor clave que influye en el funcionamiento del ecosistema y la gestión del suelo. Siendo una respiración microbiana más alta indica una alta actividad de la población microbiana con el consiguiente mayor consumo de energía. Además, la respiración microbiana basal del suelo complementa la relación positiva con el desarrollo del suelo, pero disminuye con la sucesión ecológica (Pasayat y Patel 2016).

2.5.5. Otros indicadores

2.5.5.1. Materia orgánica particulada

La materia orgánica particulada (MOP) es una fracción de la materia orgánica total del suelo que comprende los estados transitorios entre los rastros frescos y las fracciones húmicas más estables. Se ha demostrado que MOP es una herramienta útil en la investigación del comportamiento de la materia orgánica, debido a que en la fracción mayor a 53 μm es generalmente más lábil que las fracciones más pequeñas (<53 μm) (Zeller y Dambrine 2011, citados por Bu *et al.* 2015). Es una fracción importante ya que responde de manera rápida a los cambios de manejo del suelo, además de ser una fuente de material fácilmente descomponible para los microorganismos del suelo y al estar compuesta por carbono y nitrógeno fácilmente mineralizable regula la mineralización de estos elementos. Así mismo tiene una gran influencia en la estabilidad de agregados ya que pueden formar un núcleo orgánico rodeado de arcilla, limo y microagregados (Nciizah y Wakindiki 2012). Se ha demostrado que la MOP es la fracción de carbono que se ve más afectada cuando el suelo es sometido a una agricultura convencional (Cambardella y Elliott 1992).

2.5.5.2. Carbono lábil (Carbono oxidable en permanganato)

El carbono orgánico lábil del suelo es una fracción relativamente pequeña de carbono orgánico total que tiene una vida media corta en los suelos. Una forma de realizar la medición de esta fracción es midiendo la oxidación química de la materia orgánica por una solución débil de permanganato de potasio (Weil *et al.* 2003). Comparando este método con otros métodos para la determinación de materia orgánica activa, Culman *et al.* (2013) encontraron que el método por permanganato estaba estrechamente relacionado con partículas más pequeñas y pesadas de fracciones de carbono orgánico, lo que indica que refleja un conjunto relativamente procesado o estabilizado carbono activo en el suelo.

Los estudios demuestran que éste método es sensible a los cambios en el carbono orgánico inducidos por la aplicación de enmiendas orgánicas, implementación de cultivos de cobertura y mulch, tiene una gran participación en la estabilización de los agregados en el suelo, también ésta vinculado directamente con la mineralización del carbono y nitrógeno

del suelo, además, es un método muy simple, económico y poco peligroso (Wang *et al.* 2017).

2.5.5.3. Estabilidad de agregados en agua

Pedraza y Márquez (2010) proponen que la estabilidad de agregados es el resultado de interacciones complejas entre procesos biológicos, químicos y físicos en el suelo. Los factores que afectan esta característica se pueden agrupar como abióticos (tipo de minerales arcillosos, sesquióxidos, cationes intercambiables), bióticos (materia orgánica, actividad de las raíces de las plantas, fauna del suelo y microorganismos) y ambiental (temperatura y humedad del suelo).

El concepto de estabilidad agregada depende tanto de las fuerzas que unen las partículas como de la naturaleza y la magnitud del estrés perturbador. En el caso de la estabilidad en agua, sumergir y tamizar cíclicamente el suelo en agua emula las tensiones naturales involucradas en la entrada de agua en los agregados del suelo (Márquez *et al.* 2004).

La agregación afecta el movimiento del agua y el crecimiento de la raíz de las plantas. Los agregados deseables son estables contra la lluvia y el movimiento del agua ya que algunos agregados sucumben fácilmente a los golpes de la lluvia y al realizar el arado en el suelo, mientras que otros resisten la desintegración (Okon *et al.* 2016). En el suelo la estabilidad de agregados presenta un alto grado de variabilidad espacial debido a los efectos combinados de los procesos físicos, químicos y biológicos que operan con diferentes intensidades y en diferentes escalas (Santra *et al.* 2008).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN

El trabajo de investigación se desarrolló con el apoyo del IIAP de Puerto Maldonado y la UNALM. El ensayo fue instalado en la comunidad nativa de San Jacinto, distrito de Tambopata, provincia de Tambopata, en la Región de Madre de Dios, estando alrededor de 200 msnm., en un área experimental total de dos hectáreas. Las coordenadas y su ubicación se muestran en el Cuadro 1 y Figura 1.

Cuadro 1: Coordenadas del área de estudio seleccionada

Vértice	Coordenadas UTM		
A	19 L	453947	8606489
B	19 L	453406	8606483
C	19 L	453411	8606210
D	19 L	453945	8606196



Figura 1: Área de estudio en la comunidad nativa de San Jacinto

Fuente: Elaboración propia.

3.2. CARACTERÍSTICAS GENERALES NATURALES

3.2.1. Clima y Zona de Vida

El clima de la zona evaluada es un clima húmedo cálido (ANA 2010). Los datos registrados de humedad relativa, temperatura y precipitación se basan en mediciones realizadas por la estación meteorológica de Puerto Maldonado para los dos años de estudio. La humedad relativa en el año de estudio se encuentra entre 87 a 97 por ciento. La precipitación pluvial se caracteriza por ser bastante dispareja en los dos años de estudio, pero con épocas marcadas de lluvias, presentando valores medios anuales de 2444 mm a 2303 mm para el primer y segundo año de estudio. La temperatura mínima oscila entre 18 a 23 °C y la temperatura máxima entre 29 y 34°C. En base al análisis de los parámetros de clima (precipitación, temperatura y humedad), así como la presencia de los friajes y los elementos florísticos particulares, se ha establecido la zona de vida llamada bosque húmedo sub tropical (bh – S) (GEMA 2006, citado por Velásquez 2017). La precipitación pluvial y la temperatura del área de estudio se muestran en la Figura 2 y Figura 3.

3.2.2. Suelo

Las características del suelo en estudio se muestran en el Cuadro 2. Velásquez (2017) clasifica este tipo de suelo intervenido según el sistema Soil Taxonomy (USDA-NCRS 2014) como un Anthroportic Udorthents. El suelo colectado dentro de los 20 cm superficiales del campo experimental se caracteriza por tener textura gruesa (>90 por ciento de arena), reacción fuertemente ácida (pH entre 5.20 a 5.54), sin presencia de CaCO₃ (0 por ciento) y ser no salino (0.02 dS m⁻¹). En lo referente a la fertilidad de suelo, se puede observar que el contenido de la materia orgánica, potasio disponible y fosforo disponible es muy bajo. La capacidad de intercambio catiónico (CIC) es bastante baja (entre 3.20 a 4.00 Cmol kg⁻¹). Así mismo, la alta acidez del suelo hace que la disponibilidad de algunas bases cambiables como el Ca, Mg y K sea baja, por otro lado, no se presenta toxicidad de aluminio.

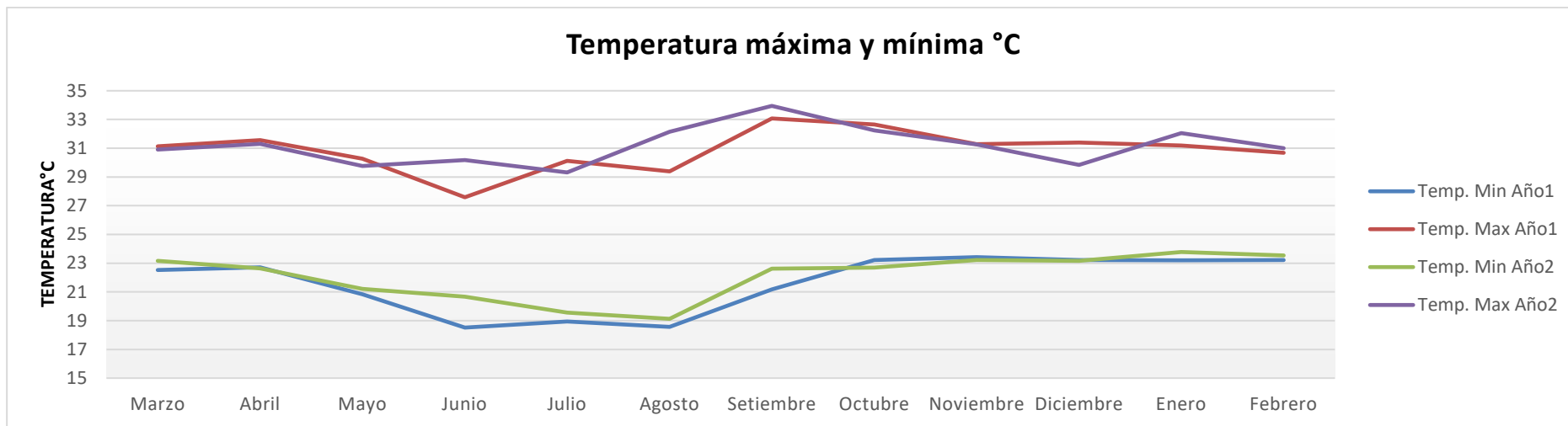


Figura 2: Temperatura máxima y mínima mensual durante la duración del ensayo

Fuente: Elaboración propia

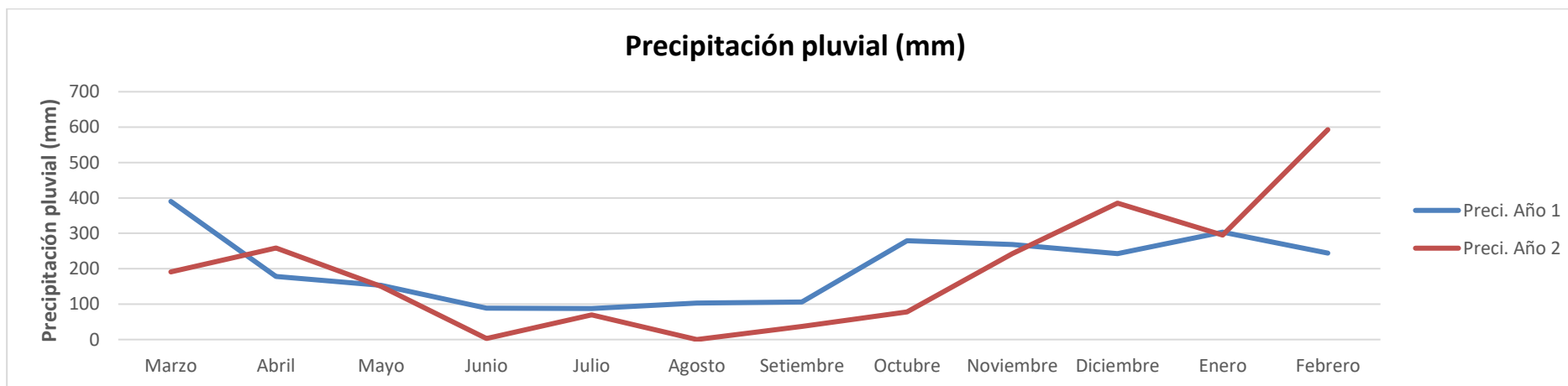


Figura 3: Precipitación pluvial mensual durante la duración del ensayo

Fuente: Elaboración propia

Cuadro 2: Análisis de caracterización de suelos en el área de estudio

Características	Unidad	Puntos de muestreo			
		Bloque 1	Bloque 2	Bloque 3	Bosque Ref.
Clase textural	--	A.	A.Fr	A.	Fr.Ar.L
pH (H ₂ O)	--	5.54	5.59	5.20	5.03
CE _(1:1)	dS m ⁻¹	0.02	0.02	0.03	0.10
CaCO ₃	%	0.00	0.00	0.00	0.00
Materia orgánica	%	0.06	0.03	0.03	1.07
Fósforo disponible	mg kg ⁻¹	4.4	4.7	3.2	5.9
Potasio disponible	mg kg ⁻¹	23	24	23	52
CIC	Cmol _c kg ⁻¹	4.00	4.00	3.20	8.32
Suma de cationes	Cmol _c kg ⁻¹	1.80	3.15	1.87	6.47
Suma de bases	Cmol _c kg ⁻¹	1.70	3.10	1.77	6.27
PSB	%	94.44	98.41	94.65	96.90
PAI	%	5.55	1.58	5.34	3.09

Fuente: Elaboración propia

3.3. DISEÑO EXPERIMENTAL

3.3.1. Tratamientos

Para este trabajo se empleó un diseño de bloques completo al azar (DBCA) con:

Número de Bloques: 3

Número de tratamientos: 6

- Cobertura de *Canavalia ensiformis*.
- Cobertura de *Centrosema macrocarpum*.
- Cobertura de *Crotalaria juncea*.
- Cobertura de *Stylosanthes guianensis*.
- Cobertura de *Pueraria phaseoloides*.
- Testigo sin cobertura.

3.3.2. Marco de plantación

Se realizó el siguiente marco de plantación

Cuadro 3: Marco de plantación y detalle de la siembra

Especie	Semillas (u)	Distanciamiento	Detalle
<i>Canavalia ensiformis</i>	3	50cm x 20cm	Siembra directa
<i>Centrosema macrocarpum</i>	3	20 cm x 20 cm	Humedecido 24 horas y dejado secar antes de sembrar
<i>Crotalaria juncea</i>	3	50 cm x 20 cm	Siembra directa
<i>Pueraria phaseoloides</i>	5 a 6	20 cm x 20 cm	Humedecido 24 horas y dejado secar antes de sembrar
<i>Stylosanthes guianensis</i>	Línea continua	50 cm (entre línea)	Humedecido 24 horas y dejado secar antes de sembrar

3.3.3. Variables a evaluar

- a. **Bacterias, hongos y actinonmycetos:** el método utilizado fue el de diluciones seriadas el cual se basa en que la muestra de suelo se diluye repetidas veces hasta que la última dilución permite el conteo de poblaciones en placas petri con un medio de cultivo agarizado (LASPAF - UNALM).
- b. **Bacterias nitrificantes y fijadores libres de nitrógeno:** el método utilizado fue el del número más probable (NMP), el cual se basa en que se realiza diluciones a la muestra de suelo, para luego ser inoculadas en un medio de cultivo líquido con un indicador que permite determinar la presencia de oxidantes de amonio. Luego se observa los tubos con cambio de coloración y se utiliza la tabla de número más probable para determinar la población. (LASPAF - UNALM).
- c. **Respiración basal:** el método utilizado fue el de la captura en Alkali siendo éste uno de los métodos indirectos de evaluación de la actividad de los microorganismos en el suelo, consiste en cuantificar la cantidad de oxígeno respirado y la cantidad de anhídrido carbónico (CO₂) producido como resultado de la respiración de las poblaciones de éstos en el suelo. Esta medición del CO₂ respirado puede realizarse

por métodos químicos, en los cuales el gas es capturado en una solución básica y determinado posteriormente por titulación. (LASPAF - UNALM).

- d. Biomasa microbiana;** el método utilizado fue la técnica de fumigación con cloroformo e incubación, se basa en la capacidad del vapor de cloroformo de producir la lisis de las membranas celulares microbianas. El contenido del citoplasma es de esta manera liberado en el suelo, donde sus componentes pueden ser asimilados por los microorganismos del suelo (previa re-inoculación del suelo). La cuantificación del CO₂ liberado en las muestras de suelo previamente fumigadas con cloroformo, comparadas con el de una muestra sin fumigar permite calcular la cantidad de carbono contenido en los microorganismos (Jenkinson y Powlson 1976).
- e. Materia orgánica particulada:** el método utilizado fue el de tamizado en húmedo el cual se basa es separar la fracción orgánica que se presenta en partículas entre 2.0 mm y 53 µm de diámetro (Cambardella y Elliott 1992).
- f. Carbono orgánico activo del suelo:** El fundamento del método consiste en oxidar la fracción lábil del carbono del suelo con una solución de ataque de permanganato de potasio (KMnO₄) (Culman *et al.* 2012).
- g. Estabilidad de agregados:** El método utilizado fue el de tamizados sucesivos, el cual se basa es separar y pesar los agregados estables al agua que se presentan en las partículas entre 2.0 mm y 250 µm de diámetro (NRCS 1999).
- h. Variables fisicoquímicas:** La medición de pH y CE fue realizada en extracto suelo: agua 1:1, usando un equipo multiparámetro. Para la determinación de los porcentajes de arena, limo y arcilla se empleó el método de Bouyucos, la materia orgánica fue determinada por el método de Walkley y Black, el contenido de CaCO₃ fue determinado mediante el método gasovolumétrico empleando HCl 0.2 N. El K disponible fue determinada con extractante de acetato de amonio 1N. El P disponible fue medido usando el método de Olsen modificado. Para la determinación de la CIC se empleó la saturación con acetato de amonio 1N pH:7, posteriormente el amonio fijado fue determinado por desplazamiento con KCl y colorimetría 21 empleando

formaldehído. Los cationes cambiabiles se determinaron con el extracto anterior empleando espectrofotometría de absorción atómica.

3.3.4. Numero de muestreos

El trabajo de investigación contempla tres evaluaciones

- Primera evaluación: Antes de la siembra de los cultivos de cobertura, la cual se realizó en marzo del 2018. En este primer muestreo se tomaron cinco puntos de muestreo en la zona intervenida por la minería, además de un punto en un bosque de referencia.
- Segunda evaluación: Once meses después de la siembra de los cultivos de cobertura (febrero del 2019). tomándose 21 puntos de muestreo, siendo cada punto correspondiente a cada tratamiento en cada bloque, adicionalmente se tomó tres puntos de muestreo adicionales en el bosque de referencia.
- Tercera evaluación: 22 meses después de la siembra (enero del 2020) tomándose la misma cantidad de muestreos que en la segunda evaluación.

3.3.5. Desarrollo del índice de calidad de suelos

Esta parte se desarrolló de acuerdo a lo expuesto por Andrews *et al.* (2002), habiendose seguido los siguientes pasos: a) Análisis de componentes principales, al realizar este análisis los componentes principales (PC) que reciben eigenvalues altos representan mejor la variación en los sistemas. Por lo tanto, se examinaron los PC con eigenvalues ≥ 1 . Dentro de una PC en particular, a cada variable se le asigna un peso o carga factorial que representa la contribución de esa variable a la composición del PC; b) Criterios normalización de indicadores, En primera instancia cuando el valor máximo del indicador ($I_{m\acute{a}x}$) corresponde a la mejor situación del parámetro evaluado (Valor normalizado del indicador: $V_n = 1$) y el cálculo es:

$$V_n = \frac{(I_m - I_{min})}{(I_{max} - I_{min})} \quad \text{Ecuación 1}$$

La otra situación es cuando el valor I_{max} corresponde a la peor situación del parámetro evaluado ($V_n = 0$) y se calcula como:

$$V_n = 1 - \frac{(I_m - I_{min})}{(I_{max} - I_{min})} \quad \text{Ecuación 2}$$

Dónde:

V_n = Valor normalizado

I_m = medida del indicador

I_{max} = valor máximo

I_{min} = valor mínimo

El último paso es c) Integración a índices, una vez transformados, los indicadores fueron ponderados utilizando los resultados de PCA. Cada PC explica una cierta cantidad (en porcentaje) de la variación en los datos totales. Se eligió este porcentaje, estandarizado a la unidad para asignar un peso a cada indicador dentro de un PC determinado.

3.3.6. Modelamiento

Se estableció un diseño de bloques completamente al azar (DBCA) con seis tratamientos y 3 repeticiones.

El modelo aditivo lineal es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + e_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = es la respuesta obtenida de la parcela experimental del j-ésimo bloque sujeta al tratamiento i

μ = Efecto de la media general

α_i = Efecto de la i-ésimo tratamiento

β_j = Efecto del j-ésimo bloque

e_{ij} = Variable aleatoria del error experimental.

3.3.7. Análisis estadístico

Los datos obtenidos de la evaluación de variables en los diferentes tratamientos serán sometidos al análisis de varianza (ANVA) y los promedios comparados mediante la prueba de comparación de medias de Tukey con un nivel de significación de 0.05. No obstante, en caso de que no se cumplieran con los supuestos del modelo se rectificó transformando la variable respuesta mediante la prueba Box-Cox para realizar el análisis estadístico respectivo. Además, se realizará un análisis de componentes principales (ACP) y correlación simple entre las diferentes variables. El grado de asociación entre los indicadores utilizados,

se mide mediante el cálculo y la verificación de la significancia de los coeficientes de correlación no paramétrica de Spearman, dado que los valores de las variables independientes no se ajustan a una distribución normal. El procesamiento de los datos fue realizado con el ambiente para cómputo estadístico R, versión 3.5.1., empleando los paquetes *Agricolae* y *ggplot 2* (R Core Team 2021).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. COMPARACIÓN DE MEDIAS DE LOS INDICADORES SELECCIONADOS

4.1.1. Fertilidad del suelo

La reacción del suelo es fuertemente acida en todos los tratamientos, sin embargo, se pueden observar diferencias significativas en los tratamientos respecto al pH del suelo, siendo los tratamientos con canavalia y el testigo los que tienen mayor pH, seguido de centrosema, crotalaria y pueraria que no tienen diferencias significativas entre sí. Siendo el tratamiento con *stylosanthes* el tratamiento que tienen el pH más bajo de todos. De manera referencial el Bosque de referencia es extremadamente ácido (Cuadro 6).

Por otro lado, se encontraron diferencias estadísticas entre los bloques siendo el Bloque 1 el que presenta pH más alto. El análisis de varianza no determinó diferencias en las calificaciones entre el primer y segundo año de estudio, sin embargo, como se puede observar en la Figura 6 el primer año aún no se observaban diferencias significativas entre las coberturas y el testigo, en cambio para el segundo año estas diferencias sí existen. Estos resultados se explican a partir de que los suelos generados por la minería aluvial carecen de las partículas más finas del suelo (9 por ciento de arenas) siendo estas junto a la materia orgánica las que actúan como buffer (Porta Casanellas *et al.* 2003) del suelo regulando el pH, sumado a la alta precipitación le dan a estos suelos las características de un sustrato casi inerte perdiendo la acidez propia de estos suelos (como se puede ver en el bosque de referencia). Las coberturas utilizadas parecen de alguna manera reducir el pH del suelo lo que puede significar alguna recuperación de la característica más acida de estos suelos ya que las plantas interactúan con la química del suelo. Es por esta característica de para la evaluación y construcción del ICS se consideró positivamente los tratamientos que reducen el pH del suelo ya que el ideal es recuperar las características innatas de estos suelos. En el caso del fósforo y potasio disponible los valores en todos los tratamientos en la zona impactada son considerados bajos (Cuadro 6).

En el caso del fósforo disponible, los resultados obtenidos están en el rango entre 4.03 a 6.23 ppm en los suelos coberturas y para el bosque de referencia 12.23 ppm, los tratamientos con crotalaria y el testigo fueron los que presentaron los valores más altos, por el contrario, stylosanthes presentó los valores más bajos, además, se puede observar que la cantidad de fósforo disponible aumenta del primer a segundo año (Figura 7). En el caso del potasio disponible, los resultados obtenidos están en el rango entre 32.83 a 54.67 ppm en los suelos coberturas y para el bosque de referencia 116.33 ppm a partir del segundo año es donde se empiezan a ver las diferencias significativas entre los tratamientos, canavalia y pueraria fueron los que presentaron diferencias significativas con el tratamiento testigo que presentó los valores más bajos (Figura 8).

Considerando que la disponibilidad de estos nutrientes está fuertemente influenciada por diversos factores como la mineralogía (presencia de óxidos de Fe y Al), la alta precipitación (lixiviación), el pH (forma química), la textura (porcentaje de arcilla), la cantidad de materia orgánica y la actividad microbiana (Osorio 2014; Quinto-Mosquera y Moreno-Hurtado 2016), no es sorprendente que los valores obtenidos sean bajos. Además de esto, es necesario considerar que las coberturas utilizadas demandan nutrientes para su desarrollo (Baligar y Fageria 2007) por lo que la acumulación de nutrientes en el suelo no es significativa como se puede observar en trabajos como el de Long *et al.* (2017) que observaron una acumulación de fósforo disponible después de utilizar stylosanthes como cobertura.

La capacidad de intercambio catiónico obtenidos están en el rango entre 3.71 a 4.93 $\text{Cmol}_{(+)}/\text{kg}$ en los suelos coberturas y para el bosque de referencia 16.16 $\text{Cmol}_{(+)}/\text{kg}$ está altamente influenciada por el pH, por el tipo y cantidad de partículas finas (arcillas) y materia orgánica, lo que explica los valores tan bajos en los suelos intervenidos (Cuadro 6). El testigo resultó con los valores más altos, presumiblemente por presentar valores de pH más altos, sin embargo, el tratamiento con canavalia presentó los valores más bajos teniendo un pH similar y aporte de materia orgánica. Así mismo se observó mayores valores el primer año de evaluación (Figura 9) pudiendo deberse a una pérdida de partículas finas por la alta precipitación. El tiempo puede ser un factor determinante, Sharma *et al.* (2018) demostró que la aplicación de coberturas por un largo periodo de tiempo (casi 15 años) puede aumentar la CIC por lo que los resultados obtenidos todavía no son concluyentes en este aspecto.

Cuadro 4: Fertilidad del suelo en los suelos con cobertura analizados

Tratamiento	pH		Fosforo disp.*		Potasio disp.*		CIC*	
	Unid.	CV (%)	ppm	CV (%)	ppm	CV (%)	Cmol(+)/kg	CV (%)
Canavalia	5.57±0.40 b	7	5.97±3.47 ab	58	53.17±29.08 a	55	3.71±0.69 b	19
Centrosema	5.33±0.43 ab	8	6.23±1.74 a	28	44.00±10.64 ab	24	4.40±0.55 ab	13
Crotalaria	5.20±0.47 ab	9	5.05±1.65 ab	33	38.33±6.77 ab	18	4.05±0.79 ab	20
Pueraria	5.13±0.46 ab	9	5.17±1.66 ab	32	54.67±17.60 a	32	3.84±0.51 ab	13
Stylosanthes	5.00±0.23 a	5	4.03±0.95 b	24	46.17±12.53 ab	27	4.27±0.37 ab	9
Testigo	5.51±0.40 b	7	6.08±1.93 a	32	32.83±7.88 b	24	4.93±1.30 a	26
Bosque de referencia	4.59±0.09	2	12.23±6.00	49	116.33±16.79	14	16.16±4.83	30
Bloque 1	5.63 b		5.23 a		40.75 a		4.20 a	
Bloque 2	5.21 a		5.93 a		50.75 a		4.27 a	
Bloque 3	5.03 a		5.11 a		43.08 a		4.13 a	
1 ^{er} año	5.29 a		4.02 b		39.61 a		4.39 a	
2 ^{do} año	5.29 a		6.82 a		50.11 a		4.01 b	
Tratamientos	**		*		*		*	
Bloques	***		n.s.		n.s.		n.s.	
Tiempo	n.s.		***		n.s.		**	

*Para el análisis de varianza se realizó una transformación Box-Cox

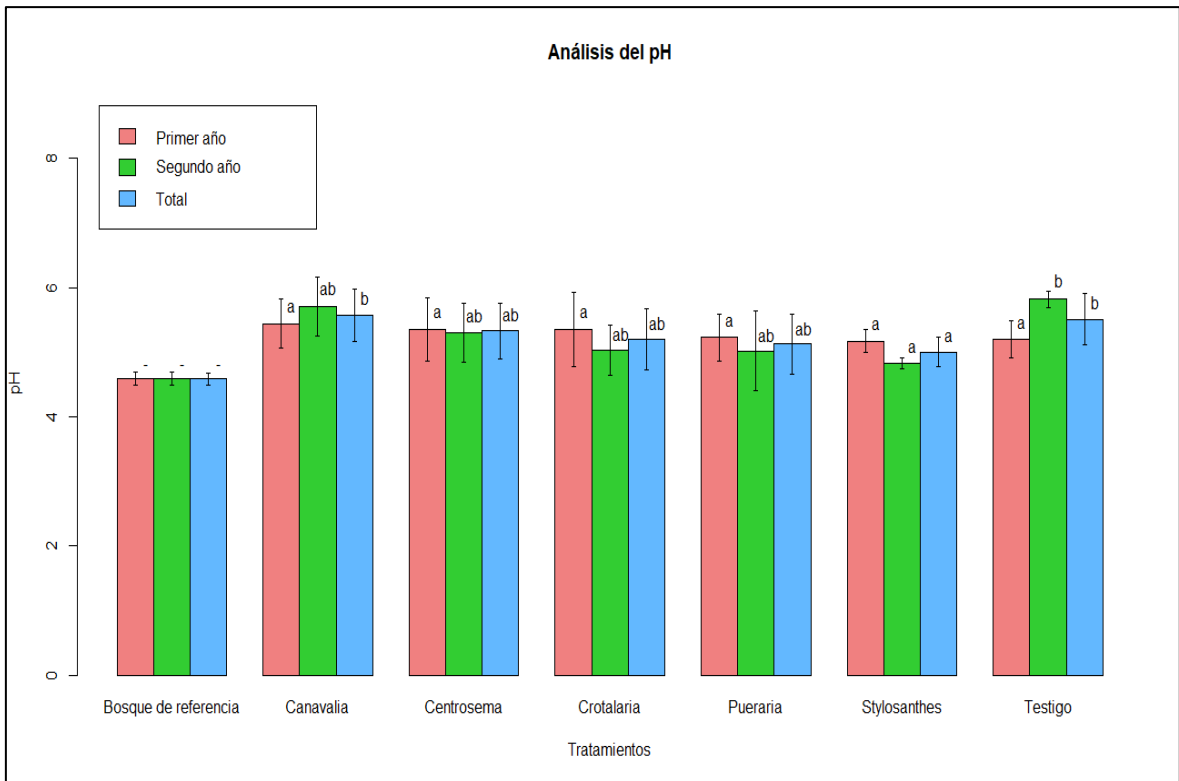


Figura 4: pH en los suelos con cobertura analizados

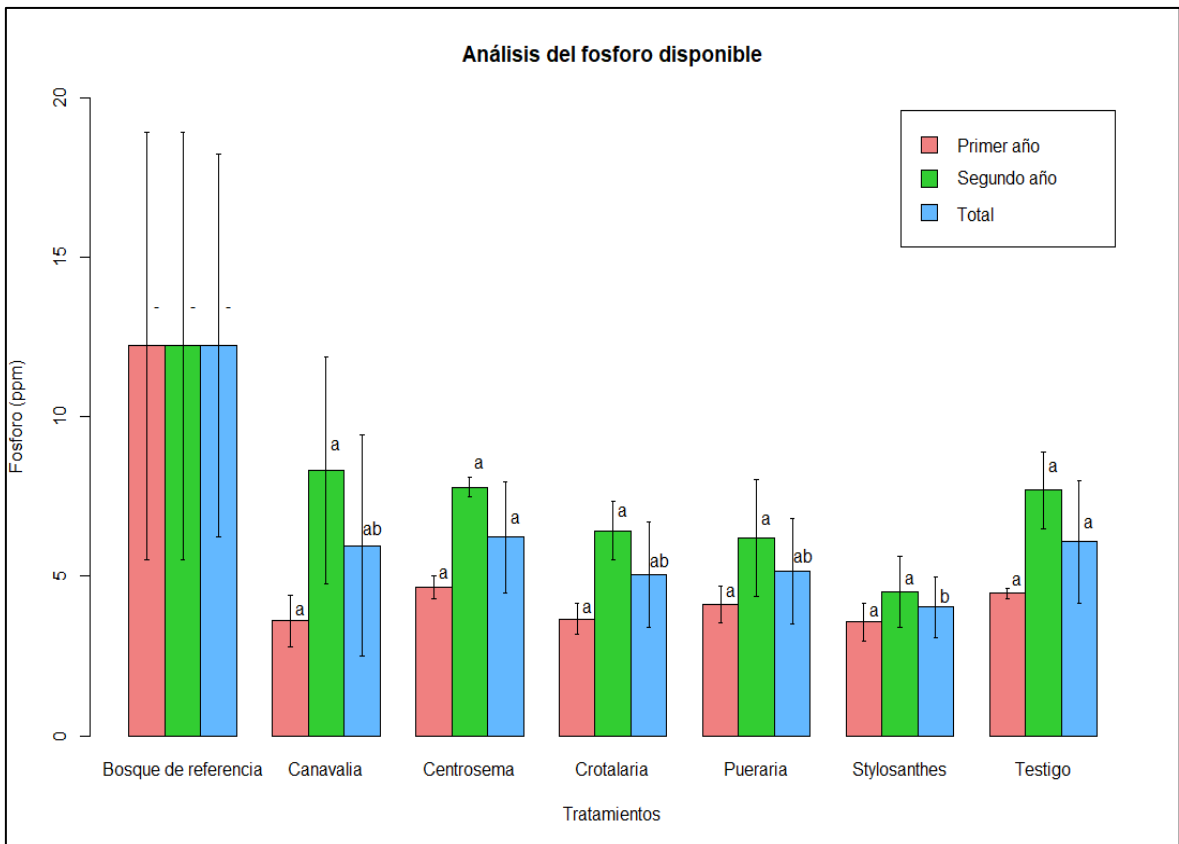


Figura 5: Fósforo disponible en los suelos con cobertura analizados

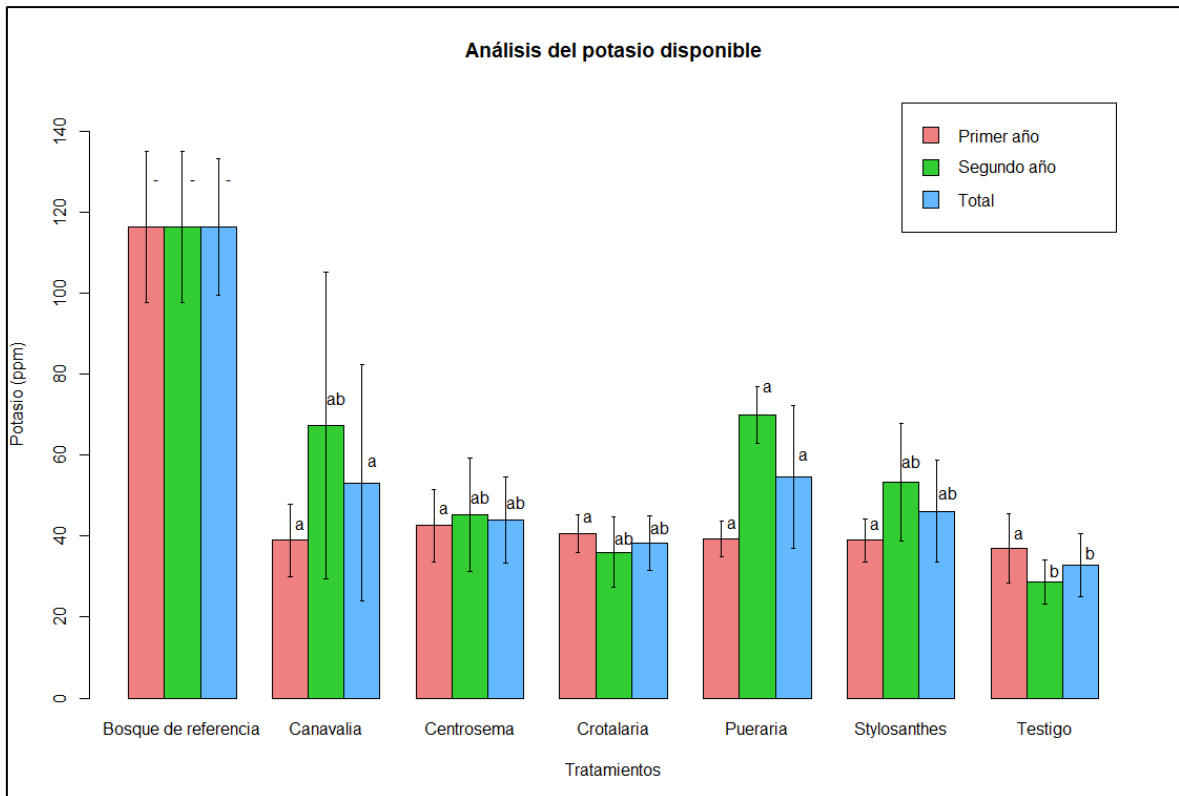


Figura 6: Potasio disponible en los suelos con cobertura analizados

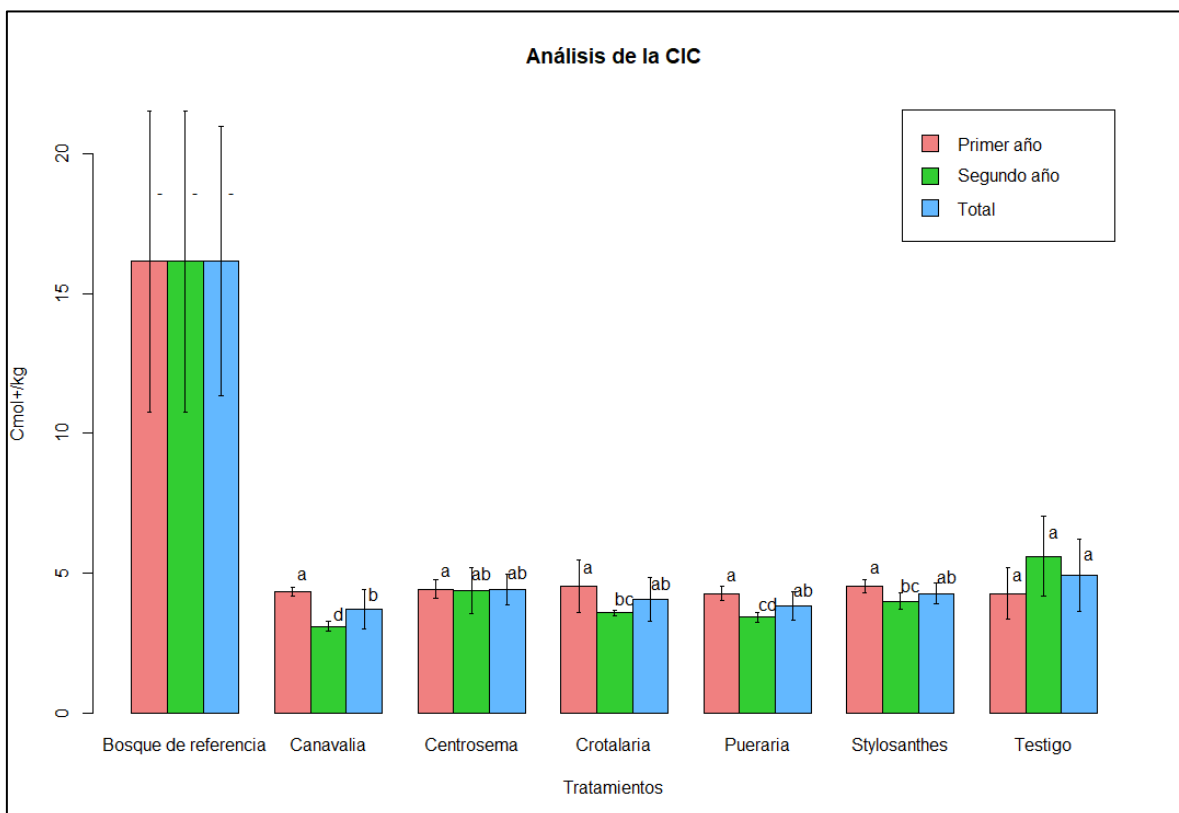


Figura 7: Capacidad de intercambio catiónico en los suelos con cobertura analizados

4.1.2. Materia orgánica y fracciones de carbono

En lo referente a la materia orgánica como puede observarse en el Cuadro 7, en todas las coberturas se observan valores considerados bajos (menores de 2 por ciento) estando en el rango entre 0.05 a 0.24 por ciento en los suelos coberturas siendo muy diferentes a lo que se puede observar en el bosque de referencia 3.38 por ciento. A pesar que el testigo presenta los valores más bajos, aún las coberturas no contribuyen significativamente en la materia orgánica. Estos resultados difieren respecto a lo presentado por Long *et al.* (2017) para *stylosanthes*, Puertas Ramos (2009) para *canavalia* y *centrosema*, Dinesh (2004) para *pueraria* y *centrosema*, que encontraron un aumento de la materia orgánica utilizando los cultivos de cobertura. Sin embargo, como se puede observar en la Figura 10 hay una tendencia al aumento de la materia orgánica al usar las coberturas, pero dado la gran variabilidad de los datos y las condiciones del suelo tan pobres es posible que los diferencias se vean más claramente con mayor tiempo.

Respecto al carbono lábil (POXC) puede observarse en la Cuadro 7 que en todas las coberturas se observan valores bajos (50 a 101 mg kg⁻¹), no habiendo diferencias respecto al testigo, siendo muy diferentes a lo que se puede observar en el bosque de referencia (691 mg kg⁻¹). La mayoría de trabajos donde se utiliza la misma metodología para determinar esta fracción de carbono se han realizado en EEUU con cultivos de cobertura de invierno. Trabajos como Culman *et al.* (2012) reportan ensayos con cultivos de cobertura entre 154 a 983 mg kg⁻¹, Hurisso *et al.* (2016) reportan valores desde 172 mg kg⁻¹ para un tratamiento control y 913 mg/kg con la aplicación de compost más cobertura. Al igual que con la materia orgánica se puede observar Figura 11 una tendencia a aumentar la cantidad de esta fracción de carbono, pero aún no de forma significativa, del mismo modo, Wang *et al.* (2017) reportan un aumento significativo del POXC con el uso de cultivos de cobertura en zona maiceras de EEUU.

Al igual que el carbono lábil, los resultados Cuadro 7 obtenidos respecto a la materia orgánica particulada no mostraron diferencias entre los tratamientos y el testigo (entre 3.61 a 4.40 mg kg⁻¹), siendo muy diferentes a lo que se puede observar en el bosque de referencia (13.97). Aunque no existen muchos trabajos similares respecto a los cultivos de cobertura trabajados, Ramos *et al.* (2020) reportan valores entre 1.58 a 1.92 g kg⁻¹ en *crotalaria* en el cerrado Brasileiro, así mismo Bu *et al.* (2015) reportaron valores entre 3.89 – 5.68 g kg⁻¹ en

cultivos de rotación de arroz y algodón, Nciizah y Wakindiki (2012) reportaron valores entre 7.23 – 15.1 g kg⁻¹ en diferentes ecosistemas de Sudáfrica. En cambio fueron más parecidos a los resultados presentados por Nurhidayati *et al.* (2015) que reportaron valores entre 1.99 – 4.50 g kg⁻¹ correspondientes a cultivos de caña de azúcar. El análisis de varianza también reporto una diferencia entre los Bloques siendo el Bloque 3 el que presenta valores inferiores. Así mismo como puede observarse en la Figura 12 se observa una tendencia a la disminución de esta fracción de carbono en la mayoría de tratamientos, pero sin llegar a ser significativa.

Cuadro 5: Materia orgánica y fracciones de carbono en los suelos con cobertura analizados

Tratamiento	M.O.*		Carbono lábil*		M.O. particulada*	
	%	CV (%)	mg/kg	CV (%)	g/kg	CV (%)
Canavalia	0.11±0.09 a	82	70.01±35.06 a	50	3.81±2.02 a	53
Centrosema	0.10±0.12 a	120	50.38±14.67 a	29	3.33±1.45 a	44
Crotalaria	0.06±0.04 a	67	60.03±32.40 a	54	4.28±1.51 a	35
Pueraria	0.15±0.19 a	127	73.74±19.77 a	27	3.61±1.64 a	45
Stylosanthes	0.24±0.17 a	71	101.72±71.82 a	71	4.40±2.19 a	50
Testigo	0.05±0.02 a	40	41.99±18.13 a	43	3.97±2.32 a	58
Bosque de referencia	3.38±0.91	27	691.88±27.78	4	13.97±3.58	26
Bloque 1	0.10 a		67.36 a		4.57 a	
Bloque 2	0.11 a		70.52 a		4.50 a	
Bloque 3	0.15 a		61.05 a		2.62 b	
1 ^{er} año	0.09 a		54.58 a		4.39 a	
2 ^{do} año	0.15 a		78.04 a		3.41 a	
Tratamientos	n.s.		n.s.		n.s.	
Bloques	n.s.		n.s.		*	
Tiempo	n.s.		n.s.		n.s.	

*Para el análisis de varianza se realizó una transformación Box-Cox

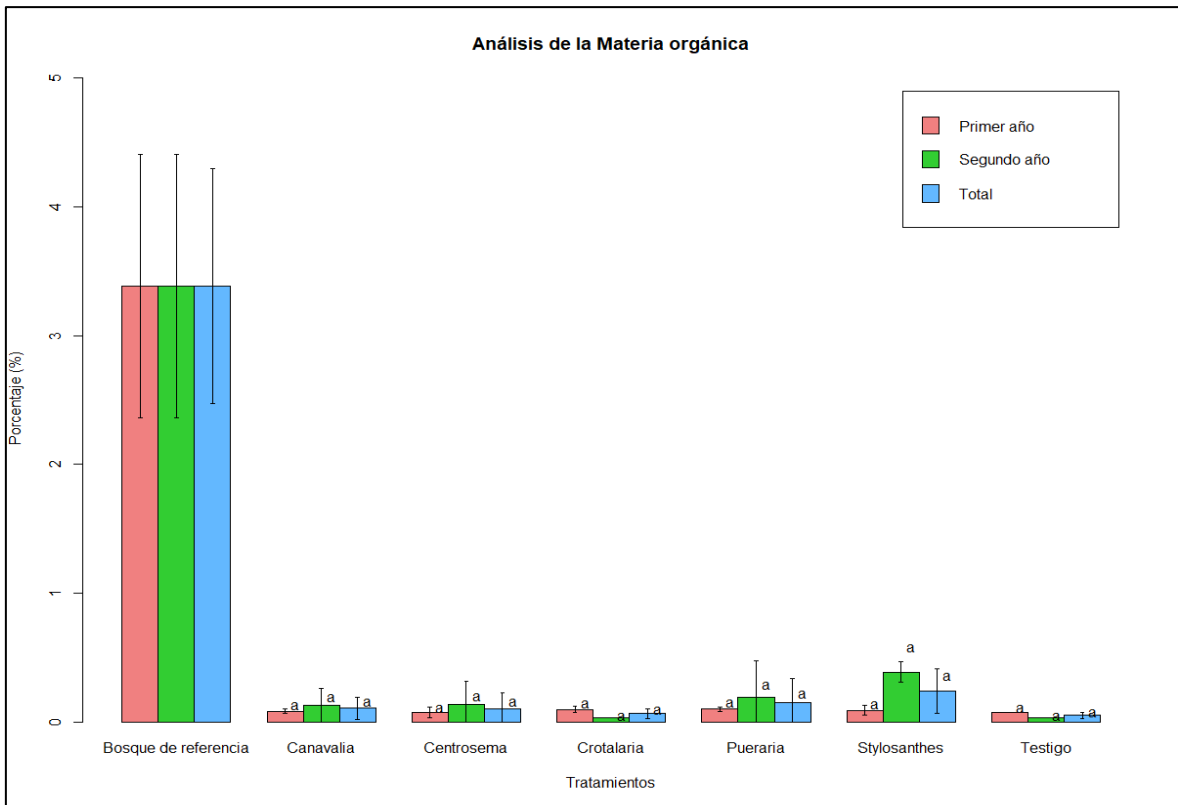


Figura 8: Materia orgánica en los suelos con cobertura analizados

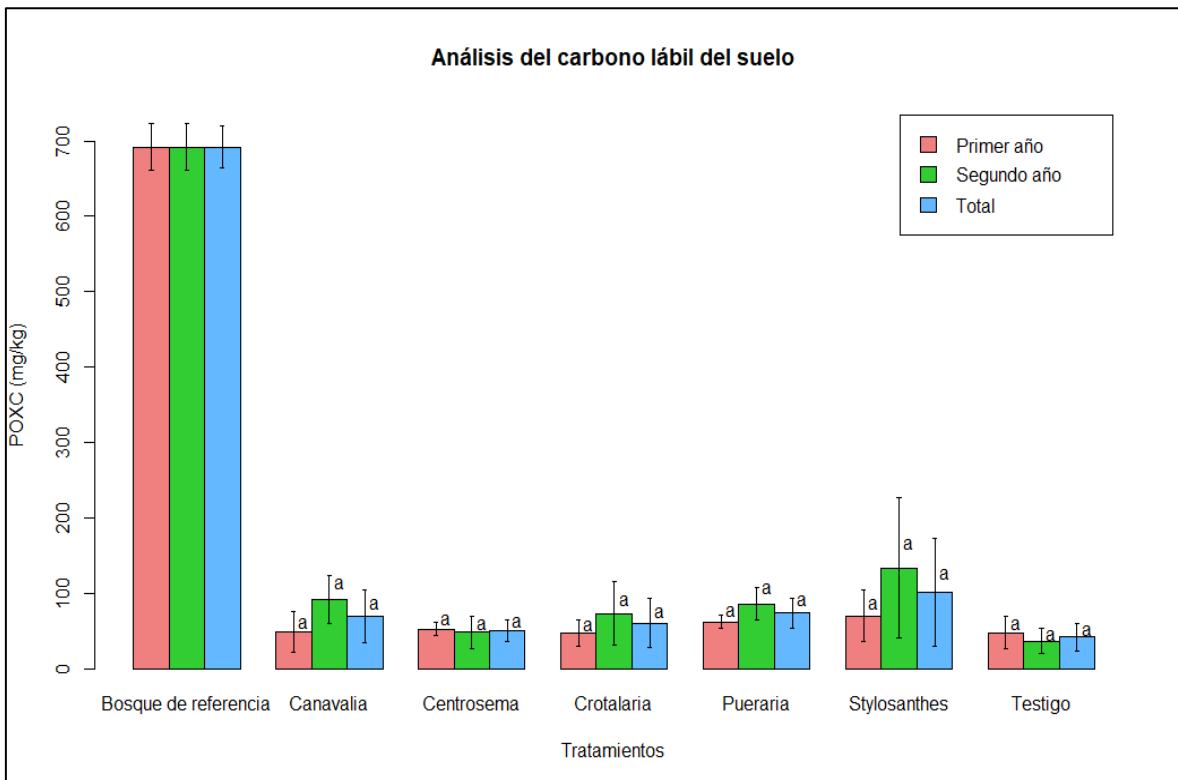


Figura 9: Carbono lábil en los suelos con cobertura analizados

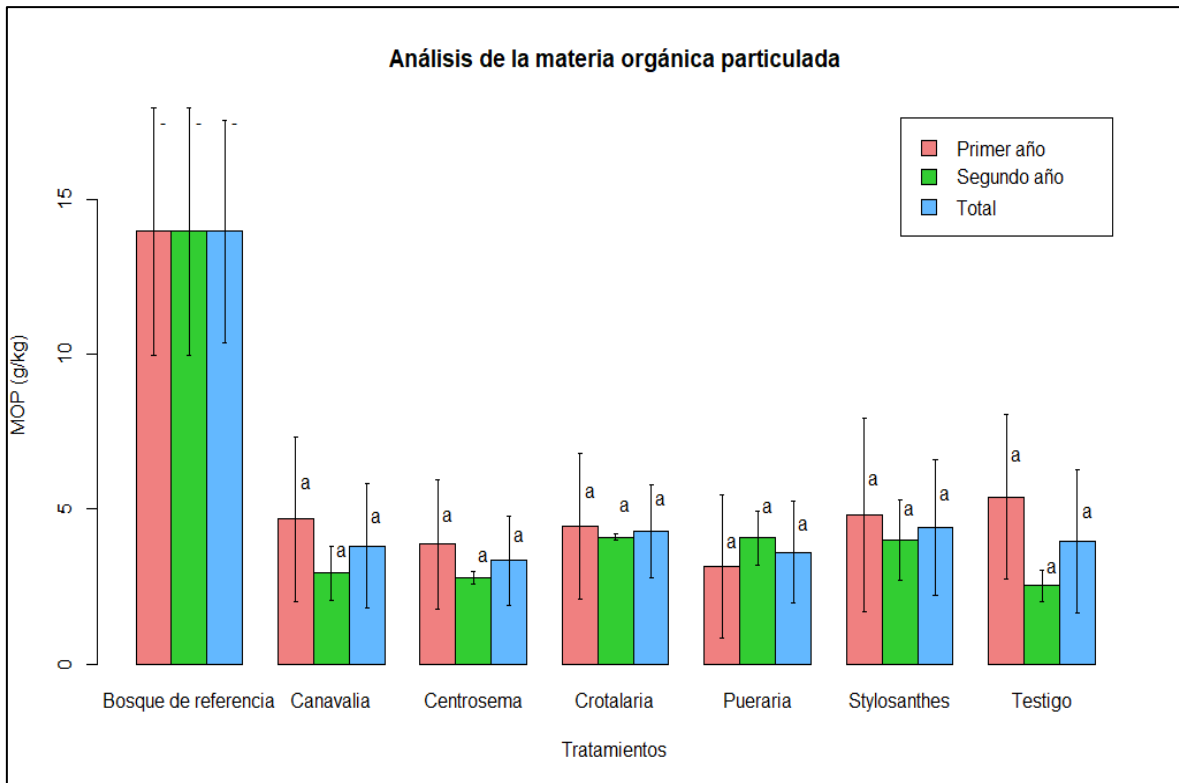


Figura 10: Materia orgánica particulada en los suelos con cobertura analizados

4.1.3. Población microbiana

Las poblaciones microbianas son afectadas por una gran número de factores, siendo uno de los más importantes la humedad del suelo (Borowik y Wyszowska 2016), es por esto que es necesario analizar la humedad de las muestras, los resultados muestran principalmente que la zona impactada por minería presenta porcentajes de humedad bastante bajos (menores a 7.60 por ciento en promedio) sobre todo si se comparan con el bosque de referencia (32.18 por ciento). Por otro lado, se observa una gran diferencia entre la humedad de las muestras aumentando significativamente el segundo año lo que pudo afectar los resultados de las poblaciones microbianas entre un año al otro.

En lo referente a la población de bacterias totales, estas pueden variar mucho de acuerdo a las condiciones del suelo. Como puede observarse en el Cuadro 8, hay una gran variabilidad en los datos por lo que no se observan diferencias significativas entre los tratamientos, las poblaciones obtenidas varían entre 1.46 a 3.32 UFCx10⁷ en promedio. El bosque de referencia presenta poblaciones mayores (10.45 UFCx10⁷). Como se puede observar en la Figura 13 no hay diferencias entre los resultados obtenidos entre el primer y segundo año. Es difícil comparar los resultados obtenidos con otros trabajos publicados, sin embargo, las

poblaciones bacterianas son comparables con lo reportado por Azmi y Chatterjee (2016) registrando poblaciones entre $1.22 - 2.52 \times 10^6$ UFC, Barreto *et al.* (2008) observaron valores entre $0.25-2.10 \times 10^8$ UFC y Lyngwi *et al.* (2013) reporta 1.8×10^3 a 3.2×10^8 UFC, lo que demuestra que a pesar de ser un suelo bastante degradado en lo que concierne a poblaciones totales las poblaciones no son bajas.

Respecto a la población de actinomicetos, los resultados obtenidos están en el rango entre 16.38 a 102.94×10^5 UFC en los suelos, las coberturas demostraron aumentar significativamente la población de actinomicetos respecto al testigo (Cuadro 8) a pesar de la gran variabilidad de los datos. No se encontraron diferencias entre los tipos de cobertura y los resultados de algunas coberturas son similares e incluso superiores (Stylosanthes) a los obtenidos en el bosque de referencia (56.78×10^5 UFC). Hay diferencias significativas entre los diferentes bloques siendo el bloque 2 el que presenta las poblaciones más altas, seguidos del bloque 3 y por último el bloque 1. Es importante señalar, como se muestra en la Figura 14, que hay una diferencia significativa entre las poblaciones obtenidas el primer y segundo año, Las poblaciones obtenidas el segundo año son más de 10 veces menores a lo observado el primer año. Las poblaciones de actinomicetos son similares a las encontradas en otros trabajos con diferentes tipos de suelo, trabajos como los de Barreto *et al.* (2008) reportan valores entre $0.53-1.6 \times 10^6$ UFC y Cardona *et al.* (2010) reportan población de actinomicetos entre 0.57 a 3.27×10^4 UFC en bosques y 0.54 a 2.67×10^4 UFC en pastizales, lo que indica que a pesar de tratarse de suelo altamente degradados las poblaciones totales no disminuyeron.

La Figura 14 muestra que el primer año hay una diferencia significativa entre las poblaciones en las diferentes coberturas, siendo la stylosanthes la que destaca, seguida de centrosema, pueraria y crotalaria la que demuestra diferencias significativas con el testigo. Para el segundo año la tendencia no se mantiene y es crotalaria la que se destaca del resto de coberturas presentado todas poblaciones mayores al testigo. Respecto a la diferencia entre el primer y segundo año, puede deberse a la diferencia de humedad de las muestras que hay entre estos dos muestreos, sin embargo, Borowik y Wyszowska (2016) indican que en cuanto a poblaciones de actinomicetos las mayores poblaciones se presentan cerca al 40 por ciento de humedad lo que difiere de los resultados obtenidos ya que las mayores poblaciones se presentaron con las humedades más bajas.

Por otro lado, respecto a la población de hongos, los resultados obtenidos están en el rango entre 2.67 a 57.89×10^4 UFC en los suelos coberturas y para el bosque de referencia 18.73×10^4 UFC demostrando que las coberturas aumentan significativamente la población de hongos totales respecto al testigo (Cuadro 8), presentándose una gran variabilidad en los datos. Se encontraron diferencias entre los tipos de cobertura siendo la Pueraria la que presentó los valores más altos siendo incluso superiores a los obtenidos en el bosque de referencia. Es importante señalar, como se muestra en la Figura 15, que hay una diferencia significativa entre las poblaciones obtenidas el primer y segundo año, Las poblaciones obtenidas el segundo año son casi 10 veces menores a las observadas el primer año (similar a lo observado en los actinomicetos). Las poblaciones de hongos son similares a las encontradas en otros trabajos con diferentes tipos de suelo, Udom y Benwari (2019), presentan poblaciones entre $15 - 26 \times 10^3$ UFC usando una cobertura de frijol cowpea, Lin *et al.* (2016) reportan valores entre $0.47 - 2.1 \times 10^5$ UFC en plantaciones de roble japonés, Satish *et al.* (2007) reportan 1.13 a 2.67×10^4 UFC en bosques tropicales en la India y Jena *et al.* (2015) reportaron poblaciones de $0.36 - 2.1 \times 10^5$ UFC en verano y $0.51 - 4.7 \times 10^5$ UFC en invierno también en bosques tropicales en la India. Por lo que al igual que las demás poblaciones microbianas, no parece haber habido una disminución de las poblaciones en los suelos degradados.

La Figura 15 muestra que el primer año no hay diferencias entre las coberturas y el testigo. En cambio, para el segundo año hay una diferencia significativa entre las poblaciones en las diferentes coberturas, siendo la Pueraria la que destaca de las demás, aunque todas son mejores que el testigo. Respecto a la diferencia entre el primer y segundo año, como ya se mencionó, la humedad de las muestras pudo haber jugado un rol (Borowik y Wyszowska 2016).

Cuadro 6: Poblaciones microbianas en los suelos con cobertura analizados

Tratamiento	Humedad grav.*		Bacterias*		Actinomicetos*		Hongos*	
	%	CV (%)	10 ⁷ UFC	CV (%)	10 ⁵ UFC	CV (%)	10 ⁴ UFC	CV (%)
Canavalia	6.31±3.57 a	56.57	2.04±1.43 a	70	16.38±17.20 a	105	8.18±9.00 ab	110
Centrosema	7.60±4.84 a	63.68	1.46±0.46 a	32	54.21±85.74 a	158	5.34±6.59 ab	123
Crotalaria	4.74±2.12 a	44.72	2.14±1.62 a	76	24.36±23.80 a	98	4.07±2.07 ab	51
Pueraria	6.03±4.29 a	71.14	1.93±1.00 a	52	40.93±42.94 a	105	57.89±102.38 a	177
Stylosanthes	7.71±6.71 a	87.03	2.32±1.36 a	59	102.94±111.63 a	108	10.94±9.35 ab	85
Testigo	6.28±5.84 a	93.00	1.67±1.70 a	102	10.94±21.94 b	201	2.67±3.31 b	124
Bosque de referencia	32.18±15.70 a	48.79	10.45±11.13	107	56.78±49.09	86	18.73±22.66	121
Bloque 1	6.32 a		1.80 a		38.96 ab		5.39 a	
Bloque 2	7.18 a		1.67 a		57.42 a		11.39 a	
Bloque 3	5.84 a		2.30 a		28.50 b		27.76 a	
1 ^{er} año	2.86 b		2.05 a		79.37 a		3.47 b	
2 ^{do} año	10.03 a		1.80 a		3.86 b		26.23 a	
Tratamientos	n.s.		n.s.		**		*	
Bloques	n.s.		n.s.		***		n.s	
Tiempo	***		n.s.		***		*	

*Para el análisis de varianza se realizó una transformación Box-Cox

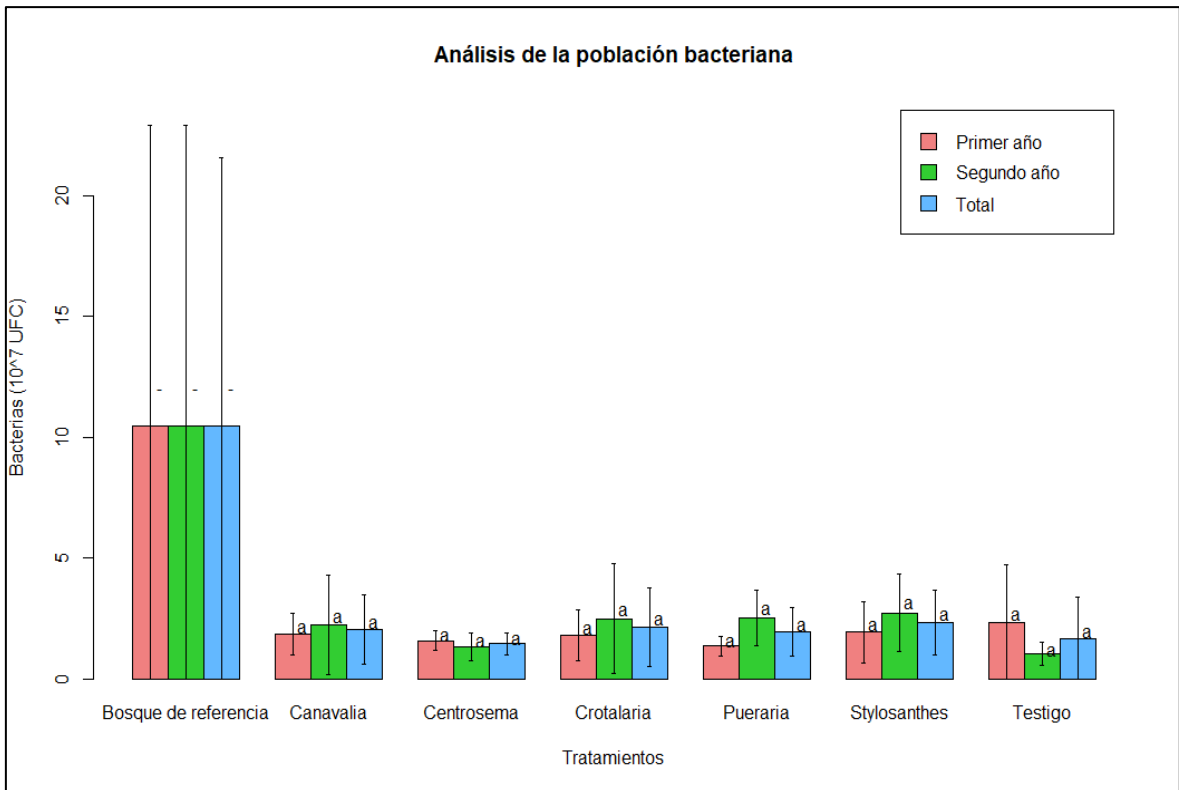


Figura 11: Población bacteriana en los suelos con cobertura analizados

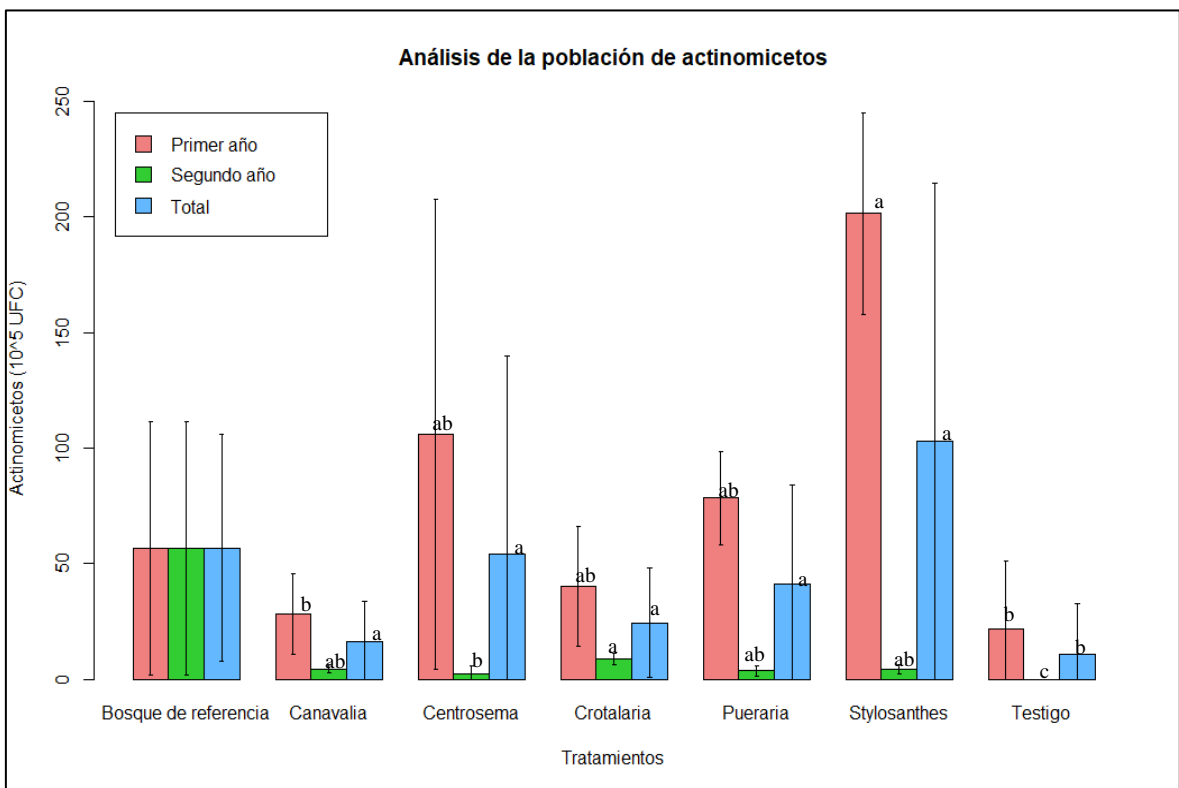


Figura 12: Población de actinomicetos en los suelos con cobertura analizados

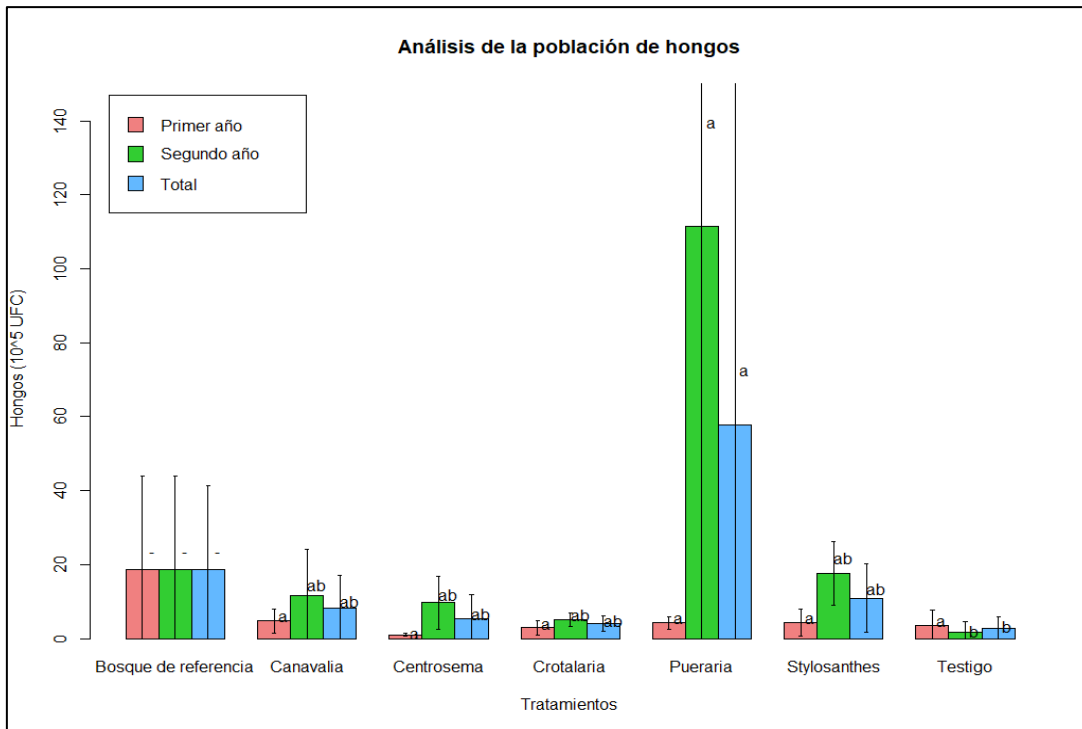


Figura 13: Población de hongos en los suelos con cobertura analizados

4.1.4. Bacterias fijadoras de N de vida libre (BFVL) y Nitrificantes (BN)

Por otro lado, respecto a la población de BFVL, los resultados obtenidos están en el rango entre 0.84 a 16.51 10⁴ UFC en los suelos coberturas. Las coberturas demostraron aumentar significativamente la población de BFVL respecto al testigo (Cuadro 9). Se encontraron diferencias entre los tipos de cobertura siendo stylosanthes, centrosema y pueraria las que se destacan, incluso siendo superiores a los obtenidos en el bosque de referencia (11.00 x10⁴ UFC). La Figura 16 muestra que existe una diferencia significativa entre las poblaciones obtenidas el primer y segundo año. Las poblaciones obtenidas el segundo año son más de tres veces menores a lo observado el primer año. El primer año no hay diferencias entre las coberturas y el testigo, aunque se presenten mayores poblaciones. En cambio, para el segundo año hay una diferencia significativa entre las poblaciones en las diferentes coberturas, siendo stylosanthes, centrosema y pueraria las que más destacan, aunque todas son mejores que el testigo.

La gran variabilidad de los datos hace que estos resultados no sean del todo concluyentes, Orr *et al.* (2011) no encontraron resultados concluyentes respecto a la rotación de cultivos y manejo de fertilización convencional u orgánica, así mismo Ravikumar *et al.* (2012), reportan poblaciones bacterianas fijadoras de vida libre en suelos rizosfericos entre 8.63 -

115.48 x10⁴, en cambio, en suelo no rizosfericos valores entre 0.01 - 5.77 x10⁴ organismos, siendo comparables con las poblaciones obtenidas.

Cuadro 7: Poblaciones de BFVL y BN en los suelos con cobertura analizados

Tratamiento	Bact. Fijadoras N. VL.*		Bact. Nitrificantes*	
	Org x10 ⁴ .	CV (%)	Org x10 ⁵	CV (%)
Canavalia	2.50±2.95 ab	118	4.71±9.02 a	192
Centrosema	15.30±10.42 a	68	4.80±8.01 a	167
Crotalaria	9.72±10.81 a	111	3.91±5.51 a	141
Pueraria	3.91±4.82 ab	123	6.61±8.61 a	130
Stylosanthes	16.51±37.49 a	227	19.10±36.44 a	191
Testigo	0.84±1.71 b	204	0.58±0.92 b	159
Bosque de referencia	11.00±9.56	87	3.83±2.88	75
Bloque 1	12.45 a		10.75 a	
Bloque 2	6.92 a		6.23 a	
Bloque 3	4.99 a		2.88 a	
1 ^{er} año	12.65 a		12.03 a	
2 ^{do} año	3.60 b		1.21 b	
Tratamientos	**		*	
Bloques	n.s.		n.s.	
Tiempo	**		**	

***Para el análisis de varianza se realizó una transformación Box-Cox**

Respecto a la población de bacterias nitrificantes, los resultados obtenidos están en el rango entre 0.58 a 19.10 10⁵ UFC en los suelos coberturas y para el bosque de referencia 3.83 10⁵ UFC, además de haber un aumento significativo respecto al testigo (Cuadro 9). No se encontraron diferencias entre los tipos de cobertura llegando ser en su mayoría incluso mayores que el bosque de referencia. La Figura 17 muestra que existe una diferencia significativa entre las poblaciones obtenidas el primer y segundo año, las poblaciones obtenidas el segundo año son más de seis veces menores a lo observado el primer año. El primer año no hay diferencias entre las coberturas y el testigo, aunque se presenten mayores poblaciones. En cambio, para el segundo año es donde hay una diferencia significativa en las poblaciones entre las coberturas y el testigo. Las poblaciones microbianas varían mucho de acuerdo a las condiciones del suelo, algunos resultados comparables fueron obtenidos por

Grandett *et al.* (2015) también encontraron alta variabilidad en los datos (84 por ciento CV) y poblaciones con medias logarítmicas entre 3.05-9.74 sin importar la estación del año, atribuyéndole la alta variabilidad a las limitantes del método utilizado (NMP, el mismo utilizado en este trabajo) ya que no toma en cuenta los otros tipos de organismos que pueden realizar la nitrificación, poblaciones mucho mayores alrededor de $2 - 3 \times 10^{10}$ con la utilización de *Mucuna pruriens* como abono verde, así mismo, Azmi y Chatterjee (2016) reportan poblaciones bacterianas entre 0.37 a 2.36×10^5 en suelo costeros de la India.

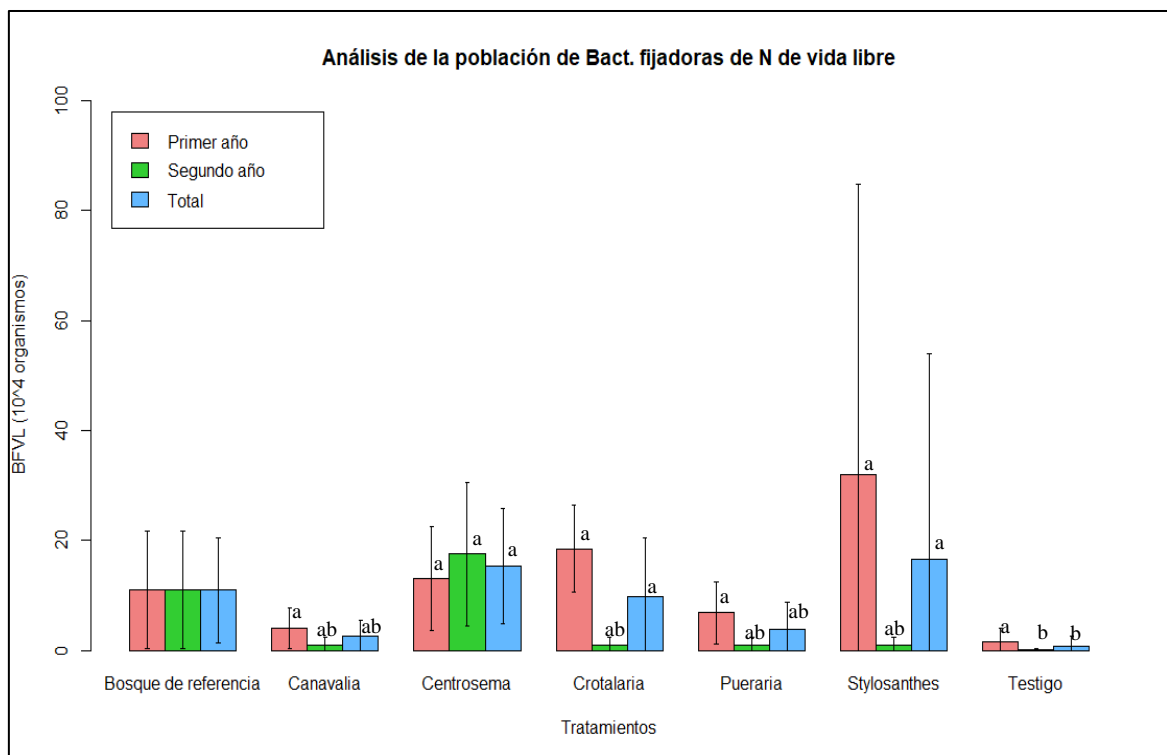


Figura 14: Poblaciones de BFVL en los suelos con cobertura analizados

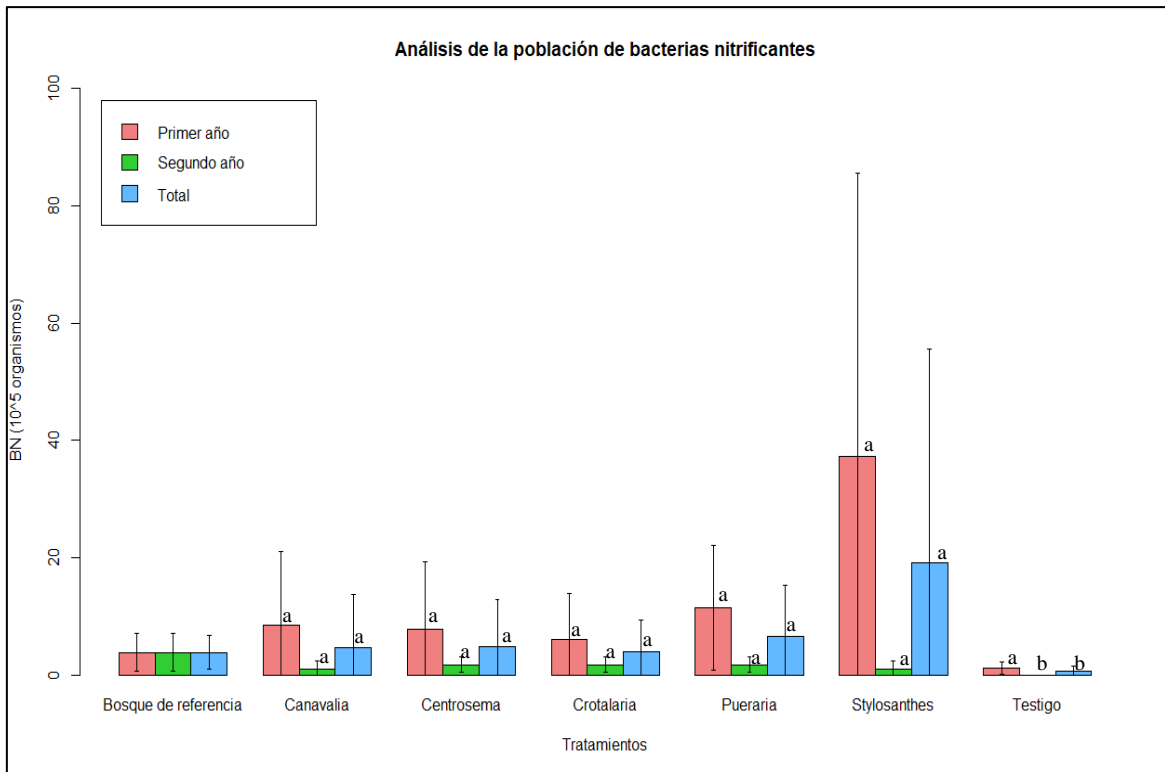


Figura 15: Poblaciones Bacterias nitrificantes en los suelos con cobertura analizados

4.1.5. Respiración y Biomasa microbiana

La respiración y biomasa microbiana están relacionadas ya que ambas reflejan la actividad microbiana en el suelo y en este caso específico, ambas son obtenidas utilizando el mismo método (captura en álcali). Como puede observarse en el Cuadro 10, a pesar que el testigo presenta los valores más bajos ($0.0165 \text{ mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ de respiración y $0.0348 \text{ mgC g}^{-1}$ de biomasa), las coberturas aún no aumentan significativamente ambos parámetros estando en el rango de 0.0273 a $0.0383 \text{ mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ de respiración y 0.0613 a $0.1093 \text{ mgC g}^{-1}$ de biomasa microbiana. En el bosque de referencia se puede observar $0.077 \text{ mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ de respiración y $0.2273 \text{ mgC g}^{-1}$ de biomasa. Estos resultados difieren respecto a lo presentado Cheng *et al.* (2013) que reportan valores de respiración microbiana entre 0.006 - $0.01546 \text{ mg CO}_2/\text{g suelo/día}$ y valores de biomasa entre 0.0491 - $0.0912 \text{ mg CO}_2/\text{g suelo}$ en diferentes tipos de bosques secundarios, demostrando que la cobertura vegetal juega un papel importante. Sin embargo las propiedades físico químicas del suelo también juegan un papel importante, Valdez-Nuñez *et al.* (2019) trabajaron en áreas degradadas bajo diferentes usos pero con suelos más fértiles por lo que reportan algunos valores altos de respiración basal (0.07008 - $0.26832 \text{ mg CO}_2/\text{g suelo/día}$) y de biomasa (entre 0.67322 - $1.59814 \text{ mg CO}_2/\text{g suelo}$) en la región San Martín.

Cuadro 8: Respiración y Biomasa microbiana en los suelos con cobertura analizados

Tratamiento	Respiración microbiana*		Biomasa microbiana*	
	mg CO ₂ / g de suelo seco/ día	CV (%)	mg C/ g de suelo seco	CV (%)
Canavalia	0.0257±0.0113 a	44	0.1093±0.0595 a	54
Centrosema	0.0273±0.0250 a	92	0.0478±0.0495 a	104
Crotalaria	0.0302±0.0191 a	63	0.0613±0.0414 a	68
Pueraria	0.0358±0.0257 a	72	0.0982±0.0969 a	99
Stylosanthes	0.0383±0.0305 a	80	0.0895±0.0891 a	100
Testigo	0.0165±0.0086 a	52	0.0348±0.0181 a	52
Bosque de referencia	0.0777±0.0313	40	0.2773±0.2830	102
Bloque 1	0.0292 a		0.0710 a	
Bloque 2	0.0297 a		0.0877 a	
Bloque 3	0.0281 a		0.0618 a	
1 ^{er} año	0.0179 b		0.0359 b	
2 ^{do} año	0.0400 a		0.1111 a	
Tratamientos	n.s.		n.s.	
Bloques	n.s.		n.s.	
Tiempo	**		***	

*Para el análisis de varianza se realizó una transformación Box-Cox

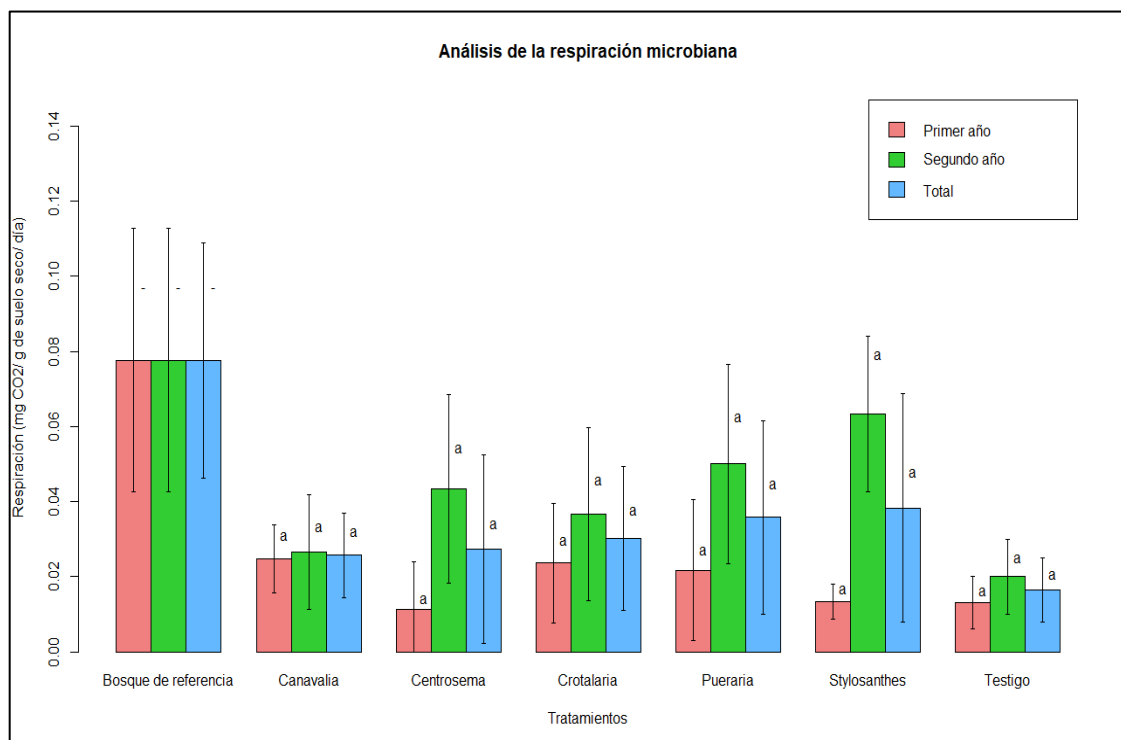


Figura 16: Respiración microbiana en los suelos con cobertura analizados

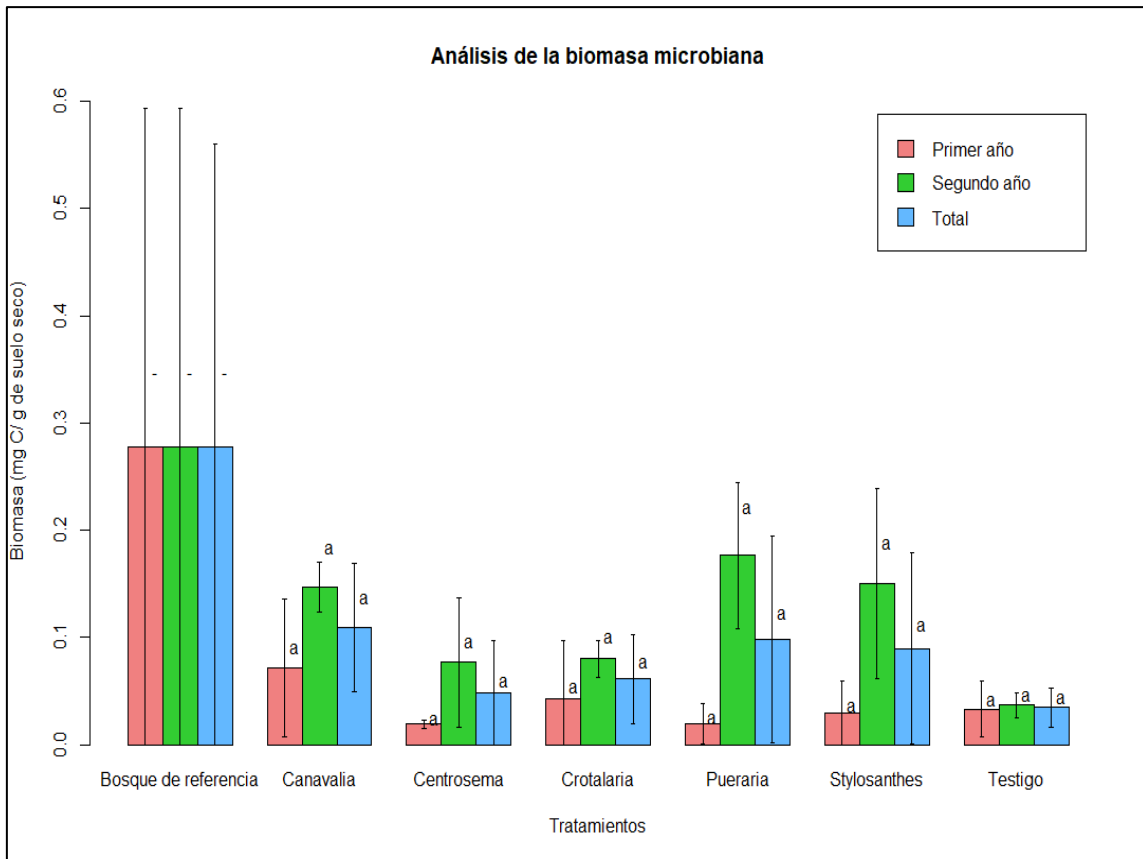


Figura 17: Biomasa microbiana en los suelos con cobertura analizados

Como se puede observar en las Figuras 18 y 19, hay un aumento en la actividad significativo al usar las coberturas ya que ambos parámetros son mayores para el segundo año, aunque se debe tomar en cuenta la gran diferencia de humedad en las muestras entre el primer y segundo año. Sin embargo, Rangel-Vasconcelos *et al.* (2015) reportan valores de respiración microbiana de 0.03504 a 0.0936 mg CO₂/g suelo/día y valores de biomasa entre 0.0469 a 0.0924 mg CO₂/g suelo no encontrando variaciones significativas bajo diferentes tipos de humedad.

4.1.6. Estabilidad de agregados

Se puede observar en el Cuadro 11 los resultados obtenidos están en el rango entre 2.13 a 6.82 por ciento en los suelos coberturas, presentándose diferencias significativas entre las coberturas analizadas, siendo stylosanthes la que presenta los mayores porcentajes de agregados estables, luego lo siguen pueraria y canavalia con valores intermedios. Así mismo, también podemos observar que hay una gran diferencia entre los tratamientos en el área impactada y el bosque de referencia (54.20 por ciento). Este comportamiento es similar a lo reportado por Okon *et al.* (2016), ya que muestra una relación altamente inversa entre la

estabilidad de agregados y el contenido de arenas, lo que explica los bajos porcentajes presentados en la zona intervenida (textura arenosa). Igualmente Alekseeva *et al.* (2009) también indican otros factores como los cationes cambiabiles (Ca^{+2} y Mg^{+2}) y la presencia de oxidos de Fe y Al juegan un papel importante en la agregación de los suelos, siendo estos últimos los más influyentes en los suelos intervenidos en este trabajo

También hay diferencias significativas entre los bloques siendo el Bloque 2 el que reporta valores mayores. La estabilidad de agregados aumenta significativamente del primer al segundo año (Figura 20). El aumento en la agregación puede deberse a un incremento en la cantidad de agregados ricos en carbono orgánico (generados por el aporte de las coberturas de exudados y residuos orgánicos), Shu *et al.* (2015) encontraron un aumento en la agregación debido a prácticas de conservación del suelo.

Cuadro 9: Porcentaje de agregados estables en los suelos con cobertura analizados

Tratamiento	Estabilidad de agregados*	
	Porcentaje (%)	CV (%)
Canavalia	2.54±0.82 ab	32
Centrosema	2.30±0.98 b	43
Crotalaria	2.44±2.36 b	97
Pueraria	3.48±1.45 ab	42
Stylosanthes	6.82±4.79 a	70
Testigo	2.13±1.63 b	77
Bosque de referencia	54.20±4.37	8
Bloque 1		2.61 ab
Bloque 2		4.78 a
Bloque 3		2.47 b
1 ^{er} año		2.49 b
2 ^{do} año		4.09 a
Tratamientos		**
Bloques		**
Tiempo		**

***Para el análisis de varianza se realizó una transformación Box-Cox**

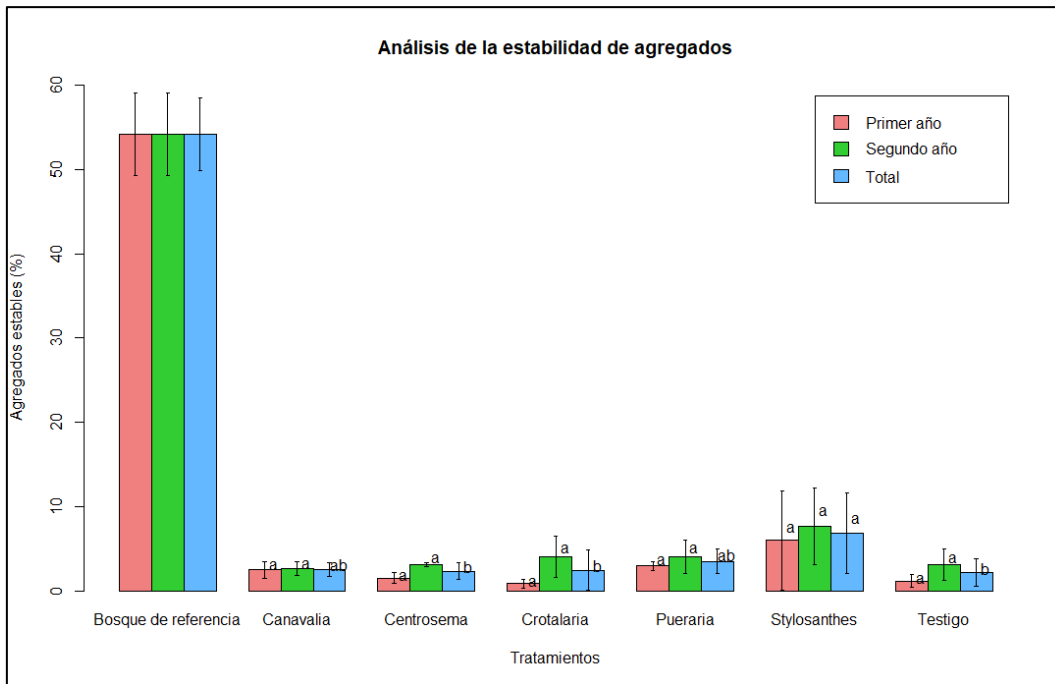


Figura 18: Porcentaje de agregados estables en los suelos con cobertura analizados

4.1.7. Producción de Hojarasca

Una de los principales mecanismos de aporte de nutrientes al suelo por parte de las coberturas, aparte de los exudados radiculares es la generación de hojarasca que después de su descomposición pasará a ser parte de la materia orgánica. Por esto es interesante analizar la producción de esa hojarasca de las coberturas trabajadas.

Cuadro 10: Producción de Biomasa verde y hojarasca en las coberturas analizadas

Tratamiento	Biomasa*		Hojarasca*	
	Peso seco g/m ²	CV (%)	Peso seco g/m ²	CV (%)
Canavalia	65.81±37.70 a	57	67.44±45.07 b	67
Centrosema	17.29±19.61 b	113	11.29±9.84 d	87
Crotalaria	53.55±62.78 a	117	8.63±8.83 d	102
Pueraria	60.05±9.21 a	15	33.80±21.08 c	62
Stylosanthes	134.49±29.22 a	21	115.96±23.96 a	21
Testigo	0±0	0	0±0	
Bosque de referencia	-	-	236.03±73.40	31

*Para el análisis de varianza se realizó una transformación Box-Cox

Como podemos observar en la Cuadro 12 los resultados obtenidos están en el rango entre 17.29 a 134.49 g/m² en biomasa verde y 8.63 a 115.96 g/m² en las coberturas utilizadas. Stylosanthes tuvo la más alta producción seguida de canavalia y pueraria. Las otras coberturas tienen la peor producción de hojarasca. Así mismo esta hojarasca se sustenta en la producción de biomasa (hojas y ramas) que desarrollan. Los resultados revelan un comportamiento similar al que se tiene en la producción de hojarasca salvo por crotalaria que a pesar de generar similar cantidad de biomasa que otras coberturas produce bajas cantidades de hojarasca.

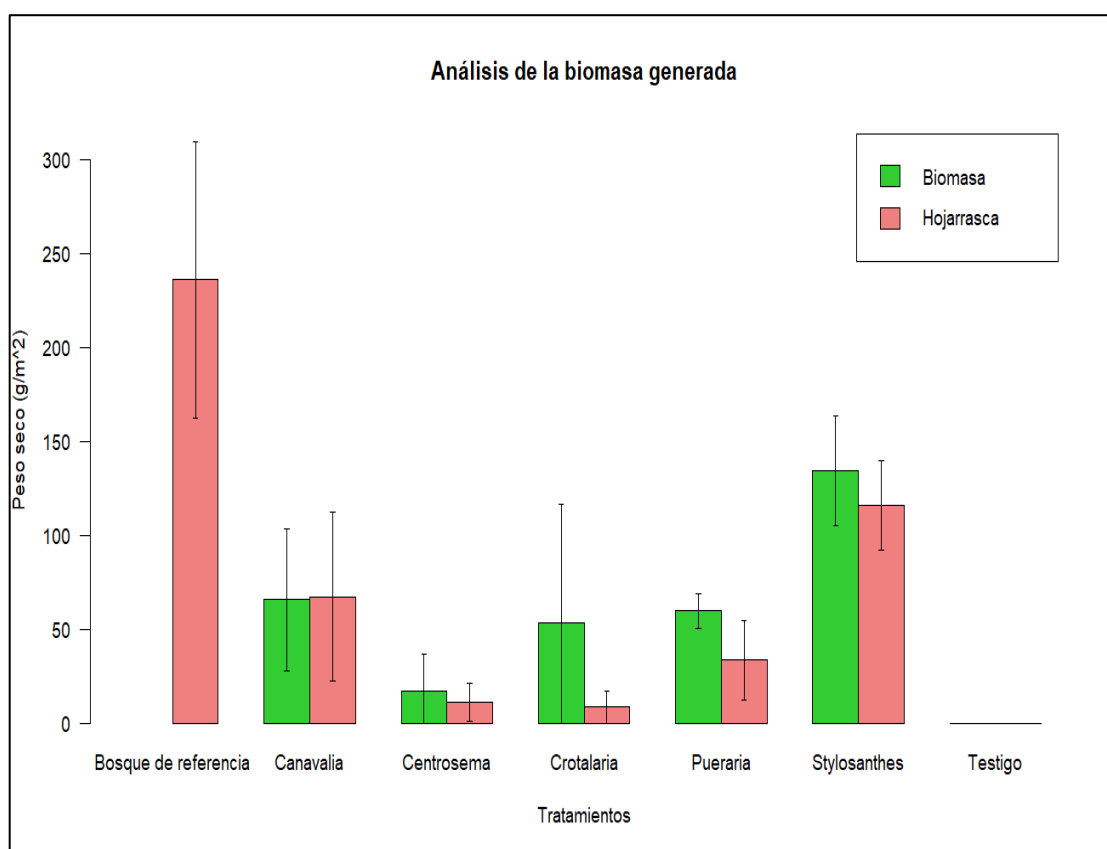


Figura 19: Producción de Biomasa verde y hojarasca los suelos con cobertura analizados

4.2. PONDERACIÓN E INTEGRACIÓN DE LOS INDICADORES DE CALIDAD DEL SUELO

El Cuadro 4 presenta el Análisis de Componentes Principales (ACP) con los cuatro primeros componentes principales (CP) seleccionados de acuerdo a los criterios ya especificados y sus ponderaciones específicas (Pe). Cabe resaltar que el objetivo del ACP es solo aportar ponderaciones, no reducir el número de variables. El porcentaje de varianza acumulada hasta el CP cuatro fue de 82.27 por ciento. Así mismo se presentan las ponderaciones de cada

variable obtenidas analizando los componentes principales y la contribución de cada variable en los mismos.

Cuadro 11: Análisis de Componentes Principales y ponderaciones para cada variable

Componentes principales	PC1	PC2	PC3	PC4	Ponderación para cada variable (Pv)
Auto valor	2.6735	1.6238	1.1557	1.1050	
% Variancia	47.65	17.58	8.903	8.14	
% V. acumulada	47.65	65.23	74.132	82.27	
Pe	57.91	21.36	10.82	9.89	
pH	3.10	0.12	23.68	10.01	0.0537
M.O.	12.76	0.23	0.50	1.12	0.0761
Fosforo	8.00	4.79	1.04	6.96	0.0646
Potasio	10.19	0.88	1.24	0.61	0.0629
CIC	11.79	0.18	4.43	0.11	0.0736
Bacteria	8.24	1.79	1.24	14.84	0.0676
Actinomicetos	0.14	22.93	0.49	1.86	0.0522
Hongos	0.71	5.14	48.41	1.19	0.0687
Res. Micro	6.12	0.39	7.23	8.07	0.0521
Biomasa Micro	7.36	6.37	0.39	12.88	0.0694
BFVL	0.13	25.21	2.96	10.23	0.0679
BN	0.00	23.52	4.12	20.62	0.0751
Agregados	10.54	3.33	1.37	7.20	0.0767
POXC	11.29	2.37	0.74	4.13	0.0753
MOP	9.63	2.73	2.15	0.16	0.0641

En la Figura 4, se presenta un biplot donde se observan las contribuciones de las variables a los componentes principales 1 y 2. Las mayores contribuciones al PC 1 fueron de la materia orgánica (MO), la capacidad de intercambio catiónico (CIC), carbono lábil (POXC), estabilidad de agregados (Agregados), potasio disponible (Kdispo) y la materia orgánica particulada (MOP). Para el CP 2 fueron las bacterias fijadoras de N de vida libre (BFVL), las bacterias nitrificantes (BN) y los actinomicetos (Acti). Las demás variables contribuyen más a los CP 3 como la población de hongos (Hongos) y el pH (pH), así como para el CP 4, la población de bacterias (Bacteria), Biomasa microbiana (Biomasa), Respiración microbiana (Respi) y el fosforo disponible (P), el detalle de cada componente principal se muestra en el Cuadro 4.

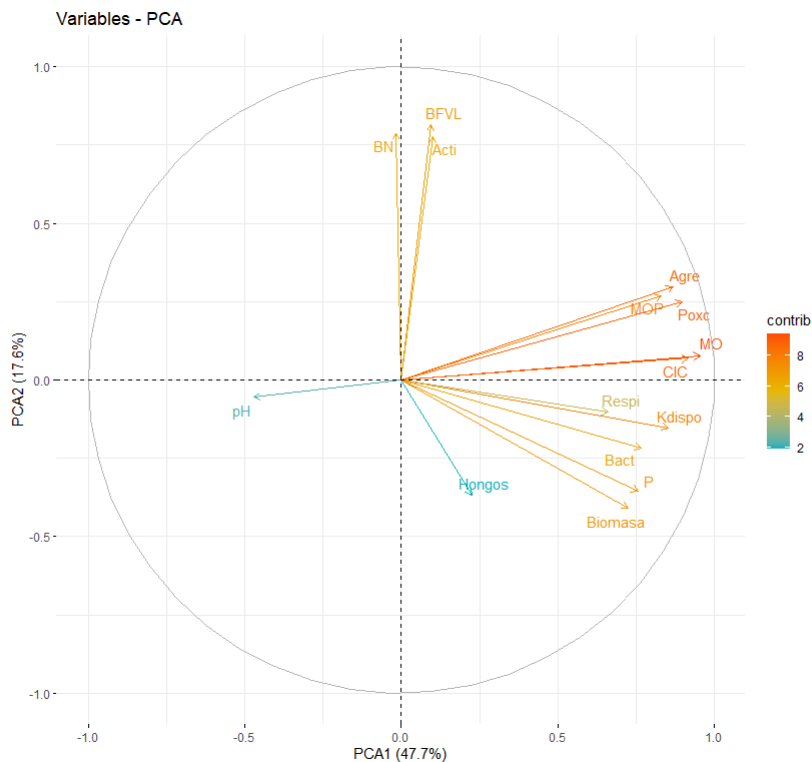


Figura 20: Biplot de las contribuciones a los componentes principales 1 y 2

4.3. Índice de calidad del suelo (ICS)

En el análisis global con respecto al ICS, el análisis de varianza demostró, como puede observarse en el Cuadro 5, que las calificaciones obtenidas por las coberturas de leguminosa están entre 0.46 – 0.54 no siendo estadísticamente diferentes entre sí, sin embargo, todas demostraron diferencias estadísticas con el testigo (0.35). Por otro lado, como era de esperarse el bosque de referencia tiene la calificación más alta con 0.81, sin embargo, al ser un valor de referencia y no tener datos anuales se decidió no incluirlo en el análisis de varianza. Es difícil hacer una comparación de los resultados obtenidos con los diferentes trabajos realizados en otras zonas y países debido a que cada trabajo propone su propia lista de indicadores para construir su índice, sin embargo trabajos como el de Cherubin *et al.* (2016) en suelos degradados por cambio de uso para la siembra de caña de azúcar y pasturas en Brasil y Culma *et al.* (2017) en suelos con manejo convencional de plátano, muestran que las prácticas de manejo del suelo pueden aumentar significativamente la calidad del suelo (aumentar el ICS) del mismo modo que el establecimiento de las coberturas lo hizo en el área de estudio.

El análisis de varianza no determino diferencias significativas en las calificaciones entre el primer y segundo año de estudio, sin embargo, como se puede observar en la Figura 5 el primer año aún no se observaban diferencias significativas entre las coberturas y el testigo, en cambio para el segundo año estas diferencias si existen, sobre todo debido a que la clasificación del testigo para el segundo año tuvo una caída considerable. Esto puede deberse a que al ser un área sin cobertura vegetal está más expuesto a los factores climáticos que puede incluir grandemente en los indicadores evaluados. Así mismo que las diferencias significativas empiecen a manifestarse en el segundo año nos indica que a medida que pase más tiempo y las coberturas estén más establecidas la diferencia entre las áreas con cobertura y el testigo se harán más pronunciadas. El factor tiempo influye de gran manera en las propiedades del suelo, trabajos de larga duración como el de Tesfahunegn (2014), obtuvo diferencias significativas en los ICS en parcelas con más de 40 años con diferentes tipos de manejo de fertilización.

Con respecto a los bloques, en lo que respecta a las calificaciones de ICS no se pueden determinar diferencias significativas, sin embargo, como se verá más adelante los bloques pudieron afectar significativamente a algunos de los indicadores evaluados.

Cuadro 12: Índice de calidad del suelo en los suelos con cobertura

Tratamiento	1 ^{er} AÑO		2 ^{do} AÑO		GLOBAL	
	ICW	CV (%)	ICW	CV (%)	ICW	CV (%)
Canavalia	0.4582±0.13 a	28	0.4637±0.06 a	13	0.4610±0.09 a	20
Centrosema	0.4674±0.07 a	15	0.4809±0.01 a	2	0.4742±0.05 a	11
Crotalaria	0.4857±0.02 a	4	0.4313±0.06 ab	14	0.4585±0.05 a	11
Pueraria	0.4863±0.06 a	12	0.5348±0.07 a	13	0.5105±0.06 a	12
Stylosanthes	0.5135±0.04 a	8	0.5663±0.06 a	11	0.5399±0.06 a	11
Testigo	0.4253±0.01 a	2	0.2824±0.01 b	4	0.3538±0.07 b	20
Bosque de referencia	0.8157±0.06	7	0.8157±0.06	7	0.8157±0.06	7
Bloque 1	0.4790 a		0.4345 a		0.4567 a	
Bloque 2	0.5139 a		0.4780 a		0.4959 a	
Bloque 3	0.4255 a		0.4674 a		0.4464 a	
Tratamientos	n.s.		***		***	
Bloques	n.s.		n.s.		n.s.	
Tiempo	-		-		n.s.	

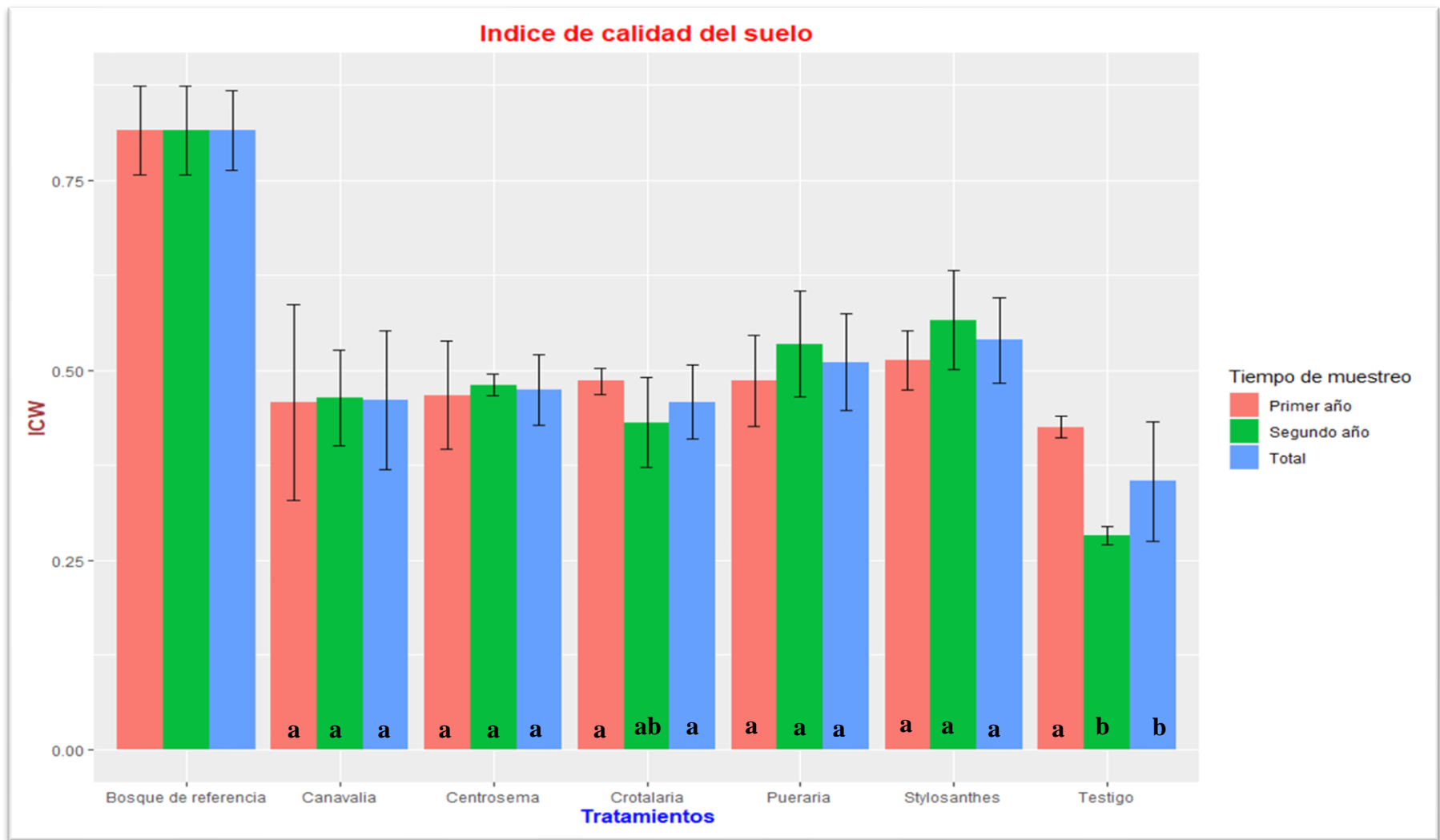


Figura 21: Índice de calidad del suelo en los suelos con cobertura

4.4. ANÁLISIS DE CORRELACIÓN DE SPEARMAN DE LOS INDICADORES UTILIZADOS

En el análisis de correlación de Spearman se obtuvieron correlación moderadas, que si bien no en todos los casos que dos variables tienen una alta correlación significa que tengan un efecto directo o indirecto una sobre la otra (Ortega *et al.* 2009). Sin embargo, los resultados nos permitan identificar algunas tendencias.

Se puede encontrar una correlación moderadamente positiva entre la hojarasca producida y las fracciones de carbono, similar a lo publicado por de Oliveira *et al.* (2016) sobre todo para el carbono lábil. Al ser los residuos producidos por las coberturas la principal fuente de materia orgánica no es de extrañar que existe dicha relación. Así mismo la hojarasca producida esta igualmente relacionada con la actividad microbiana (respiración y biomasa microbiana), lo que es lógico ya que a mayor cantidad de residuos incorporados al suelo la actividad microbiana en el mismo aumenta, Muhammad *et al.* (2021) encontraron relaciones similares entre la instalación de coberturas y un aumento en la biomasa microbiana y en poblaciones bacterianas (similar a los resultados obtenidos).

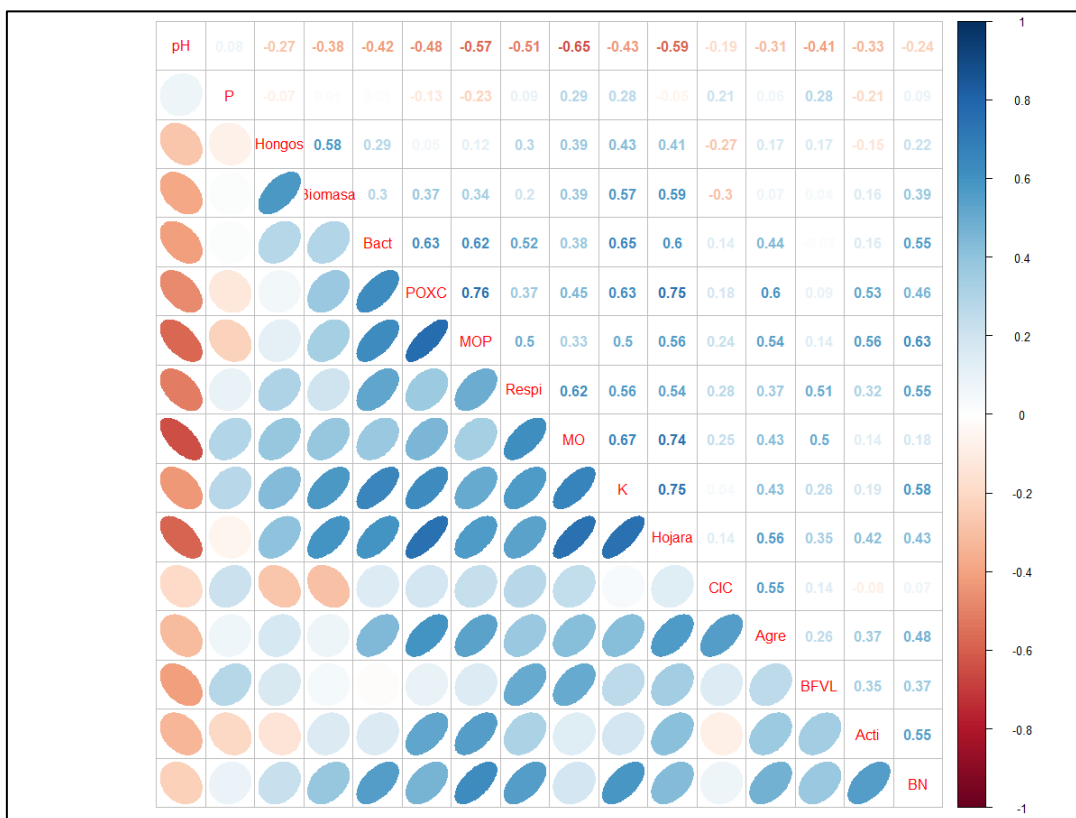


Figura 22: Coeficientes de correlación lineal de Spearman entre los indicadores utilizados

En lo referente a los indicadores de la fertilidad de suelos, no se encontraron muchas relaciones relevantes entre los mismos y los indicadores biológicos. El pH tiene una correlación inversa con la mayoría de fracciones de carbono y la hojarasca, lo que demostraría que las coberturas tienen algún efecto en el pH. El potasio disponible fue el nutriente que tuvo mayor número de correlaciones con los indicadores biológicos (actividad microbiana, población de bacterias totales y bacterias nitrificantes), al ser un elemento importante para la nutrición tanto de microorganismos como plantas, además de que por las condiciones del suelo (acidez) su disponibilidad no sea alta, es lógico que con mayor disponibilidad de este elemento las poblaciones se vean favorecidas, estos resultados difieren de los publicados por Mori *et al.* (2019) que no encontraron relación entre la disponibilidad de K y la actividad microbiana, atribuyéndole la capacidad de algunas bacterias de solubilizar potasio no disponible para obtenerlo en suelos deficientes de este elemento por lo que sus resultados no son concluyentes. Así mismo el potasio disponible tuvo una correlación positiva con las fracciones de carbono y la producción de hojarasca pudiendo deberse a que estos últimos aportan este nutriente al suelo.

Las fracciones de carbono no tuvieron muchas correlaciones significativas con los indicadores biológicos, solo tuvieron correlaciones moderadamente positivas con la población de bacterias totales y la de actinomicetos, estos resultados son similares a Li *et al.* (2018) que obtuvieron que estas fracciones están altamente relacionadas con la estructura de la comunidad microbiana. Estas fracciones también tuvieron una correlación positiva respecto a la estabilidad de agregados, demostrando el rol que juega el carbono en el desarrollo de estructura a través de la agregación del suelo.

V. CONCLUSIONES

Los cinco cultivos de cobertura mejoraron significativamente la calidad del suelo.

A partir del segundo año se puede ver diferencias significativas en los índices de calidad del suelo en los suelos con coberturas respecto al testigo.

Las variables biológicas que demostraron una mejora significativa con el uso de coberturas fueron los Actinomicetos, Hongos, Bacterias fijadoras de N vida libre y Bacterias nitrificantes.

Respecto a la fertilidad del suelo, las coberturas aumentan significativamente el potasio disponible, destacando la *Pueraria phaseoloides*, respecto al resto de coberturas con 54.67 ppm.

No hubo un aumento significativo en las fracciones de carbono al usar los cultivos de cobertura.

Stylosanthes guianensis, *Pueraria phaseoloides* y *Canavalia ensiformis* aumentaron significativamente el porcentaje de agregados estables en el suelo con 6.82, 3.48 y 2.54 por ciento respectivamente.

El potasio disponible y la producción de hojarasca tuvieron una correlación positiva moderadamente significativa con los indicadores de calidad del suelo.

VI. RECOMENDACIONES

Realizar evaluaciones después de pasado mayor tiempo (5 y 10 años) para ver más claramente la evolución de las mismas a través del tiempo y para que los efectos de las coberturas sean más notables.

Realizar la evaluación de más especies de coberturas, enfocándose en posibles especies nativas de la zona impactada.

Preveer tener la mayor cantidad de condiciones controladas ya que los indicadores biológicos son sensibles a una amplia variedad de factores.

Asegurar en lo posible mantener la cadena de frío y reducir el tiempo entre la toma de muestra y el análisis de las mismas.

Para el futuro se hace necesario el análisis de la macrofauna del suelo ya que juegan un papel importante en la interacción con los cultivos de cobertura.

Para que el índice de calidad de suelos sea una herramienta practica para la toma de decisiones respecto al manejo del suelo, será necesario tomar en cuenta solo los indicadores más representativos y descartar los redundantes.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acosta, SIC. 2009. Promoting the use of tropical legumes as cover crops in Puerto Rico. Master Thesis. Mayaguez University of Puerto Rico. Puerto Rico.
- Alekseeva, T V.; Sokolowska, Z; Hajnos, M; Alekseev, AO; Kalinin, PI. 2009. Water stability of aggregates in subtropical and tropical soils (Georgia and China) and its relationships with the mineralogy and chemical properties. *Eurasian Soil Science* 42(4):415-425. DOI: <https://doi.org/10.1134/S1064229309040085>.
- Alfaro, LF. 2015. Evaluación bioeconómica de la suplementación con pellets de *Stylosanthes guianensis* sobre la producción y constituyentes de la leche en vacas en pastoreo en la zona norte de Costa Rica. Tesis Ing. Agronómica. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Costa Rica.
- Ananyeva, ND; Rogovaya, S V.; Ivashchenko, K V.; Vasenev, VI; Sarzhanov, DA; Ryzhkov, O V.; Kudeyarov, VN. 2016. Carbon dioxide emission and soil microbial respiration activity of Chernozems under anthropogenic transformation of terrestrial ecosystems. *Eurasian Journal of Soil Science (Ejss)* 5(2):146. DOI: <https://doi.org/10.18393/ejss.2016.2.146-154>.
- Andrews, SS; Karlen, DL; Mitchell, JP. 2002. A comparison of soil quality indexing methods for vegetable production systems in Northern California. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 90(1):25-45. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(01\)00174-8](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(01)00174-8).
- Azmi, SA; Chatterjee, S. 2016. Population dynamics of soil bacteria in some areas of Midnapore coastal belt, West Bengal, India. *3 Biotech* 6(1):1-7. DOI: <https://doi.org/10.1007/s13205-015-0361-y>.
- Baligar, VC; Fageria, NK. 2007. Agronomy and physiology of tropical cover crops. *Journal of Plant Nutrition* 30(8):1287-1339. DOI: <https://doi.org/10.1080/01904160701554997>.

- Barreto, TR; Da Silva, ACM; Soares, ACF; De Souza, JT. 2008. Population densities and genetic diversity of actinomycetes associated to the rhizosphere of *Theobroma cacao*. *Brazilian Journal of Microbiology* 39(3):464-470. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1517-83822008000300010>.
- Biswas, S; Hazra, GC; Purakayastha, TJ; Saha, N; Mitran, T; Singha Roy, S; Basak, N; Mandal, B. 2017. Establishment of critical limits of indicators and indices of soil quality in rice-rice cropping systems under different soil orders. *Geoderma* 292:34-48. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2017.01.003>.
- Borowik, A; Wyszowska, J. 2016. Soil moisture as a factor affecting the microbiological and biochemical activity of soil. *Plant, Soil and Environment* 62(6):250-255. DOI: <https://doi.org/10.17221/158/2016-PSE>.
- Brack, A; Ipenza, C; Alvarez, J; Sotero, V. 2011. Minería Aurífera en Madre de Dios y Contaminación con Mercurio - Una Bomba de Tiempo. Ministerio del Ambiente. Perú.
- Bu, R; Lu, J; Ren, T; Liu, B; Li, X; Cong, R. 2015. Particulate organic matter affects soil nitrogen mineralization under two crop rotation systems. *PLoS ONE* 10(12):1-17. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143835>.
- Bünemann, EK; Bongiorno, G; Bai, Z; Creamer, RE; De Deyn, G; de Goede, R; Fleskens, L; Geissen, V; Kuyper, TW; Mäder, P; Pulleman, M; Sukkel, W; van Groenigen, JW; Brussaard, L. 2018. Soil quality – A critical review (en línea). *Soil Biology and Biochemistry* 120:105-125. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2018.01.030>.
- Cambardella, CA; Elliott, ET. 1992. Particulate Soil Organic-Matter Changes across a Grassland Cultivation Sequence. *Soil Science Society of America Journal* 56(3):777-783. DOI: <https://doi.org/10.2136/sssaj1992.03615995005600030017x>.
- Cantú, M; Becker, A; Bedano, J; Schiavo, H. 2007. Evaluación De La Calidad De Suelos Mediante El Uso De Indicadores E Índices Soil Quality Evaluation Using Indicators and Indices. *Ciencia del Suelo (Argentina)* 25(2):173-178. DOI: <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1186/1472-6947-9-39>.
- Cardona, GIC; Arcos, AL; Murcia, UG. 2010. Abundancia de actinomicetes y micorrizas arbusculares en paisajes fragmentados de la Amazonia colombiana (en línea). *Agronomía Colombiana* 23(2):317-326.
- Cheng, F; Peng, X; Zhao, P; Yuan, J; Zhong, C; Cheng, Y; Cui, C; Zhang, S. 2013. Soil

<https://doi.org/10.2136/sssaspecpub49.c2>.

- Dwivedi, V; Soni, P. 2011. A review on the role of soil microbial biomass in eco-restoration of degraded ecosystem with special reference to mining areas. *Journal of Applied and Natural Science* 3(1):151-158. DOI: <https://doi.org/10.31018/jans.v3i1.173>.
- Elmes, A; Ipanaqué, JGY; Rogan, J; Cuba, N; Bebbington, A. 2014. Mapping licit and illicit mining activity in the Madre de Dios region of Peru. *Remote Sensing Letters* 5(10):882-891. DOI: <https://doi.org/10.1080/2150704X.2014.973080>.
- Garzon, J; Vendramini, JMB; Silveira, ML; Moriel, P; Silva, HMS; Carlos, J; Jr, BD; Kaneko, M; Carnelos, CC; Mamede, PA. 2021. Harvest management and genotype effects on sunn hemp forage characteristics. *Agronomy Journal* 113(1):298-307. DOI: <https://doi.org/10.1002/agj2.20465>.
- Gobierno Regional Madre de Dios (GOREMAD). 2010. Zonificación Ecológica Económica del Departamento de Madre de Dios. Puerto Maldonado.
- Gómez, C. 2013. Evaluación de escenarios alternativos en sistemas social ecológico afectados por la minería aluvial en Madre de Dios. Tesis Mg. Sc Ecología Aplicada. UNALM. Perú.
- Grandett, LM; De, S; Reza, LC; Jaraba, J; Pardo, YJ. 2015. Efecto de la actividad microbiana sobre la nitrificación en suelos cultivados con *Brachiaria humidicola* (Rendle) Schweicerdt en Cereté, Córdoba Effect of the microbial activity on nitrification in soils cultivated with *Brachiaria humidicola* (Rendle) Schwe. *Temas agrarios* 20(2).
- Gruber, N; Galloway, JN. 2008. An Earth-system perspective of the global nitrogen cycle. *Nature* 451(7176):293-296. DOI: <https://doi.org/10.1038/nature06592>.
- Guenni, O; Romero, EVA; Guédez, Y; Macías, MP. 2017. Survival strategies of *Centrosema molle* and *C. macrocarpum* in response to drought Estrategias de sobrevivencia de *Centrosema molle* y *C. macrocarpum* a la sequía. 5:1-18. DOI: [https://doi.org/10.17138/TGFT\(5\)1-18](https://doi.org/10.17138/TGFT(5)1-18).
- Guo, L; Shi, J; Lin, W; Liang, J; Lu, Z; Tang, X; Liu, Y; Wu, P; Li, C. 2022. Soil Bacteria Mediate Soil Organic Carbon Sequestration under Different Tillage and Straw Management in Rice-Wheat Cropping Systems. *Agriculture* 12(1552):1-17.
- Gutiérrez, IR; Pérez, G; Benega, R; Gómez, L. 2002. Coberturas vivas de leguminosas en el

plátano (*Musa sp.*) FHIA 03. *Cultivos Tropicales* 23(3):11-17.

- Hurisso, TT; Culman, SW; Horwath, WR; Wade, J; Cass, D; Beniston, JW; Bowles, TM; Grandy, AS; Franzluebbers, AJ; Schipanski, ME; Lucas, ST; Ugarte, CM. 2016. Comparison of Permanganate-Oxidizable Carbon and Mineralizable Carbon for Assessment of Organic Matter Stabilization and Mineralization (en línea). *Soil Science Society of America Journal* 80(5):1352. DOI: <https://doi.org/10.2136/sssaj2016.04.0106>.
- Jena, SK; Tayung, K; Rath, CC; Parida, D. 2015. Occurrence of culturable soil fungi in a tropical moist deciduous forest similipal biosphere reserve, Odisha, India. *Brazilian Journal of Microbiology* 46(1):85-96. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1517-838246120131367>.
- Jenkinson, D; Powelson, D. 1976. The effects of biocidal treatments on metabolism in soil- IV. The decomposition of fumigated organisms in soil. *Soil Biology and Biochemistry* 8(3):203-208. DOI: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(76\)90004-3](https://doi.org/10.1016/0038-0717(76)90004-3).
- Karlen, DL; Ditzler, CA; Andrews, SS. 2003. Soil quality: Why and how? *Geoderma* 114(3-4):145-156. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0016-7061\(03\)00039-9](https://doi.org/10.1016/S0016-7061(03)00039-9).
- Knoepp, JD; Coleman, DC; Crossley, DA; Clark, JS. 2000. Forest Ecology and Management Biological indices of soil quality: an ecosystem case study of their use (en línea). *Forest Ecology and Management* 138:357-368. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(00\)00424-2](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(00)00424-2).
- Kocira, A; Staniak, M; Tomaszewska, M; Kornas, R; Cymerman, J; Panasiewicz, K; Lipińska, H. 2020. Legume cover crops as one of the elements of strategic weed management and soil quality improvement. A review. s.l., s.e., vol.10. 1-41 p. DOI: <https://doi.org/10.3390/agriculture10090394>.
- Koops, H; Pommerening-Röser, A. 2015. The Lithoautotrophic Ammonia-Oxidizing Bacteria. In *Whitman, W; Rainey, F; Kämpfer, P; Trujillo, M; Chun, J; DeVos, P; Hedlund, B; Dedysh, S (eds.)*. Hoboken, NJ, John Wiley & Sons, Inc. p. 1-17 DOI: <https://doi.org/10.1002/9781118960608.bm00013>.
- Koudahe, K; Allen, SC; Djaman, K. 2022. Critical review of the impact of cover crops on soil properties. *International Soil and Water Conservation Research* 10(3):343-354. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.iswcr.2022.03.003>.

- Krüger, I; Chartin, C; Van Wesemael, B; Carnol, M. 2017. Integrating biological indicators in a Soil Monitoring Network to improve soil quality diagnosis-a study case in Southern Belgium (Wallonia). *Geophysical Research Abstracts* 19(3):2017-14793.
- Lal, R. 2015. Soil carbon sequestration and aggregation by cover cropping. *Journal of Soil and Water Conservation* 70(6):329-339. DOI: <https://doi.org/10.2489/jswc.70.6.329>.
- Lanno, R; Wells, J; Conder, J; Bradham, K; Basta, N. 2004. The bioavailability of chemicals in soil for earthworms. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 57(1):39-47. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2003.08.014>.
- Lenka, NK; Meena, BP; Lal, R; Khandagle, A; Lenka, S; Shirale, AO. 2022. Comparing Four Indexing Approaches to Define Soil Quality in an Intensively Cropped Region of Northern India. *Frontiers in Environmental Science* 10(March):1-10. DOI: <https://doi.org/10.3389/fenvs.2022.865473>.
- Li, J; Wu, X; Gebremikael, MT; Wu, H; Cai, D; Wang, B; Li, B; Zhang, J; Li, Y; Xi, J. 2018. Response of soil organic carbon fractions, microbial community composition and carbon mineralization to high-input fertilizer practices under an intensive agricultural system. *PLoS ONE* 13(4):1-16. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0195144>.
- Lin, WR; Wang, PH; Chen, WC; Lai, CM; Scott Winder, R. 2016. Responses of soil fungal populations and communities to the thinning of cryptomeria japonica forests. *Microbes and Environments* 31(1):19-26. DOI: <https://doi.org/10.1264/jsme2.ME15127>.
- Long, H; Zhang, D; He, G. 2017. The effects of planted and plowed *Stylosanthes guianensis* on degrading soil fertility in hilly countries of dry-hot valley (en línea). *Acta Ecologica Sinica* 37(5):279-283. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.chnaes.2017.02.004>.
- Long, HY; Sha, YC; Zhu, HY; Zhang, YC; Zhang, D; Jin, J; Shi, LT; Zhang, MZ; Jiang, GW. 2007. Introduction study of eight *Stylosanthes guianensis* varieties in the dry-hot valley of Yuanmou, Southwest China *Journal of Agricultural Sciences* 20(5): 1078–1084.
- Lopes, AA de C; Gomes de Sousa, DM; Chaer, GM; Bueno dos Reis Junior, F; Goedert, WJ; de Carvalho Mendes, I. 2013. Interpretation of Microbial Soil Indicators as a Function of Crop Yield and Organic Carbon. *Soil Science Society of America Journal* 77(2):461. DOI: <https://doi.org/10.2136/sssaj2012.0191>.
- Lyngwi, NA; Koijam, K; Sharma, D; Joshi, SR. 2013. Cultivable bacterial diversity along

- the altitudinal zonation and vegetation range of tropical Eastern Himalaya. *Revista de Biología Tropical* 61(1):467-490. DOI: <https://doi.org/10.15517/rbt.v61i1.11141>.
- Márquez, CO; Garcia, VJ; Cambardella, CA; Schultz, RC; Isenhardt, TM. 2004. Aggregate-Size Stability Distribution and Soil Stability (en línea). *Soil Science Society of America Journal* 68(3):725. DOI: <https://doi.org/10.2136/sssaj2004.0725>.
- Martí, OR; García, MCN; Reyes, PP; Batis, BV. 2018. Efecto de *Canavalia ensiformis* (L.) en propiedades físicas de un suelo fluvisol diferenciado en Santiago de Cuba. *Cultivos Tropicales* 39(2):59-64.
- Mausel, PW. 1971. Soil quality in illinois-an example of a soils geography resource analysis. *Professional Geographer* 23(2):127-136. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.0033-0124.1971.00127.x>.
- Ministerio de Energía y Minas (MINEM, Pe). 2018. Anuario Minero del 2017. Perú.
- Mori, T; Wang, S; Wang, Z; Wang, C; Mo, H; Mo, J; Lu, X. 2019. Testing potassium limitation on soil microbial activity in a sub-tropical forest (en línea). *Journal of Forestry Research* 30(6):2341-2347. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11676-018-0836-x>.
- Muhammad, I; Wang, J; Sainju, UM; Zhang, S; Zhao, F; Khan, A. 2021. Cover cropping enhances soil microbial biomass and affects microbial community structure: A meta-analysis (en línea). *Geoderma* 381(August 2020):114696. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2020.114696>.
- Nabiollahi, K; Taghizadeh-Mehrjardi, R; Eskandari, S. 2018. Assessing and monitoring the soil quality of forested and agricultural areas using soil-quality indices and digital soil-mapping in a semi-arid environment. *Archives of Agronomy and Soil Science* 64(5):696-707. DOI: <https://doi.org/10.1080/03650340.2017.1373188>.
- Natural Resources Conservation Service (NRCS). 2011. Cover Crops for Wet Soils and Prevented Plant Ground. United States Department of Agriculture (USDA). Estados Unidos. North Dakota Agronomy Technical Note N°1.
- Nciizah, AD; Wakindiki, IIC. 2012. Particulate organic matter, soil texture and mineralogy relations in some Eastern Cape ecotopes in South Africa. *South African Journal of Plant and Soil* 29(1):39-46. DOI: <https://doi.org/10.1080/02571862.2012.688882>.
- Nelson, MS; Sadowsky, MJ. 2015. Secretion systems and signal exchange between nitrogen-

- fixing rhizobia and legumes. *Frontiers in Plant Science* 6:1-11. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpls.2015.00491>.
- De Notaris, C; Olesen, JE; Sørensen, P; Rasmussen, J. 2020. Input and mineralization of carbon and nitrogen in soil from legume-based cover crops (en línea). *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 116(1):1-18. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10705-019-10026-z>.
- Nurhidayati, N; Arisoelaningsih, E; Suprayogo, D; Hairiah, K. 2015. Particulate Organic Matter As a Soil Quality Indicator of Sugarcane Plantations in East Java. *AGRIVITA Journal of Agricultural Science* 34(2):175-186. DOI: <https://doi.org/10.17503/agrivita-2012-34-2-p175-186>.
- Okon, M; Osujieke, D; Obi, C; Obasi, S; Nkwopara, U. 2016. Aggregate Stability of Soils on a Sloppy Terrain in Owerri , Southeastern Nigeria. *International Journal of Research in Agriculture and Forestry* 3(12):29-33.
- de Oliveira, FÉR; Oliveira, J de M; Xavier, FA da S. 2016. Changes in soil organic carbon fractions in response to cover crops in an orange orchard. *Revista Brasileira de Ciencia do Solo* 40:1-12. DOI: <https://doi.org/10.1590/18069657rbc20150105>.
- Orr, CH; James, A; Leifert, C; Cooper, JM; Cummings, SP. 2011. Diversity and activity of free-living nitrogen-fixing bacteria and total bacteria in organic and conventionally managed soils. *Applied and Environmental Microbiology* 77(3):911-919. DOI: <https://doi.org/10.1128/AEM.01250-10>.
- Ortega, RMM; Pendás, LCT; Ortega, MM; Abreu, AP; Cánovas, AM. 2009. El coeficiente de correlacion de los rangos de spearman caracterizacion. *Revista Habanera de Ciencias Medicas* 8(2).
- Osores, F; ROJAS, J; Manrique, C. 2012. Minería Informal E Ilegal Y Contaminacion Con Mercurio En Madre De Dios: Un Problema De Salud Pública (en línea). *Acta Med Per* 29(1):38-42. Disponible en <http://www.scielo.org.pe/pdf/amp/v29n1/a12v29n1.pdf>.
- Osorio, N.W. 2014. Manejo de nutrientes en suelos del Trópico. Segunda edición. Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín, Medellín, Colombia. p. 416.
- Pandey, RR; Sharma, G; Tripathi, SK; Singh, AK. 2007. Litterfall, litter decomposition and nutrient dynamics in a subtropical natural oak forest and managed plantation in northeastern India. *Forest Ecology and Management* 240(1-3):96-104. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2006.12.013>.

- Pasayat, M; Patel, AK. 2016. Research article Microbial population dynamics influence basal soil respiration and it ' s impact on mine spoil genesis in chronosequence iron mine overburden spoil. *Journal of Innovations in Pharmaceuticals and Biological Sciences* 3(3):123-140.
- Pedraza, E; Márquez, O. 2010. Cuantificación del carbono asociado a los agregados del suelo bajo diferentes tipos de vegetación en el área de estudios de impacto ecológico de la Reserva Forestal de Caparo. Barinas, Venezuela. *Revista Forestal Latinoamericana* 25(1):10-24.
- Perrone, S; Grossman, J; Liebman, A; Sooksa-nguan, T; Gutknecht, J. 2020. Nitrogen fixation and productivity of winter annual legume cover crops in Upper Midwest organic cropping systems (en línea). *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 117(1):61-76. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10705-020-10055-z>.
- Porta Casanellas, J; López-Acevedo Reguerín, M; Roquero de Laburu, C. 2003. *Edafología : para la agricultura y el medio ambiente*. s.l., s.e. p. 830.
- Prieto-Méndez, J; Prieto-García, F; Acevedo-Sandoval, O; Méndez-Marzo, M. 2013. Indicadores E Índices De Calidad De Los Suelos. *Agronomía Mesoamericana* 24(1):83-91.
- Puertas, F; Arévalo, E; Zúñiga, L; Alegre, J; Loli, O; Soplin, H; Baligar, V. 2008. Establecimiento De Cultivos De Cobertura Y Extracción Total De Nutrientes En Un Suelo De Trópico Húmedo En La Amazonía Peruana. *Ecología Aplicada* 7(1-2):23. DOI: <https://doi.org/10.21704/rea.v7i1-2.356>.
- Pulgar Castro, G. 2013. Uso de tres especies leguminosas *Centrosema macrocarpum* Benth, *Mucuna pruriens* L., *Pueraria phaseoloides* para la recuperación de pasturas degradadas en el distrito de José Crespo y Castillo - Aucayacu. s.l., Universidad Nacional Agraria de la Selva. 74 p.
- Quinto-Mosquera, H; Moreno-Hurtado, F. 2016. Precipitation effects on soil characteristics in tropical rain forests of the chocó biogeographical region. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín* 69(1):7813-7823. DOI: <https://doi.org/10.15446/rfna.v69n1.54749>.
- Raiesi, F; Kabiri, V. 2016. Identification of soil quality indicators for assessing the effect of different tillage practices through a soil quality index in a semi-arid environment.

- Ecological Indicators 71:198-207. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2016.06.061>.
- Ramos, MLG; da Silva, VG; de Carvalho, AM; Malaquias, JV; de Oliveira, AD; de Sousa, TR; Silva, SB. 2020. Carbon fractions in soil under no-tillage corn and cover crops in the Brazilian Cerrado. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 55:1-9. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1678-3921.PAB2020.V55.01743>.
- Rangel-Vasconcelos, LGT; Zarin, DJ; Oliveira, F de A; Vasconcelos, SS; Carvalho, CJR de; Santos, MM de LS. 2015. Effect of Water Availability on Soil Microbial Biomass in Secondary Forest in Eastern Amazonia. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 39(2):377-384. DOI: <https://doi.org/10.1590/01000683rbc20140135>.
- Ravikumar, S; Gnanadesigan, M; Ignatiammal, TMS; Sumaya, S. 2012. Population dynamics of free living, nitrogen fixing bacteria *Azospirillum* in Manakudy mangrove ecosystem. India. *Journal of Environmental Biology*33: 597–602.
- Salinas, M. 2007. Impactos económicos y ambientales de la pequeña minería artesanal en el departamento de Madre de Dios. Tesis Lic. Econ. UNALM. Perú.
- Santra, P; Chopra, UK; Chakraborty, D. 2008. Spatial variability of soil properties and its application in predicting surface map of hydraulic parameters in an agricultural farm. *Current Science* 95(7):937-945.
- Satish, N; Sultana, S; Nanjundiah, V. 2007. Diversity of soil fungi in a tropical deciduous forest in Mudumalai, southern India. *Current Science* 93(5):669-677.
- Sawadgo, W; Plastina, A. 2021. Do cost-share programs increase cover crop use? Empirical evidence from Iowa. *Renewable Agriculture and Food Systems* 1(2016):1-9. DOI: <https://doi.org/10.1017/S1742170521000132>.
- Schloter, M; Nannipieri, P; Sørensen, SJ; van Elsas, JD. 2018. Microbial indicators for soil quality. *Biology and Fertility of Soils* 54(1). DOI: <https://doi.org/10.1007/s00374-017-1248-3>.
- Schultze-Kraft, R; Williams, RJ; Coradin, L. 1997. Biogeografía de Centrosema. en: Schultze-Kraft, R; Clements, RJ; Keller-Grein, G. (eds.). *Centrosema: Biología, agronomía y utilización*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT): 35-86.
- Sharma, V; Irmak, S; Padhi, J. 2018. Effects of cover crops on soil quality: Part I. Soil chemical properties-organic carbon, total nitrogen, pH, electrical conductivity, organic

- matter content, nitrate-nitrogen, and phosphorus. *Journal of Soil and Water Conservation* 73(6):637-651. DOI: <https://doi.org/10.2489/jswc.73.6.637>.
- Shu, X; Zhu, AN; Zhang, JB; Yang, WL; Xin, XL; Zhang, XF. 2015. Changes in soil organic carbon and aggregate stability after conversion to conservation tillage for seven years in the Huang-Huai-Hai Plain of China (en línea). *Journal of Integrative Agriculture* 14(6):1202-1211. DOI: [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(14\)60862-5](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(14)60862-5).
- Spohn, M. 2015. Microbial respiration per unit microbial biomass depends on litter layer carbon-to-nitrogen ratio. *Biogeosciences* 12(3):817-823. DOI: <https://doi.org/10.5194/bg-12-817-2015>.
- Stefanoski, DC; de Figueiredo, CC; Santos, GG; Marchão, RL. 2016. Selecting soil quality indicators for different soil management systems in the Brazilian Cerrado. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 51(9):1643-1651. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2016000900064>.
- Swier, H; Dkhar, M; Kayang, H. 2011. Fungal Population and Diversity in Organically Amended Agricultural Soils of. *Journal of Organic Systems* 6(2):3-12.
- Suárez, J. 2001. Control de erosión en zonas tropicales. Instituto de Investigaciones sobre erosión y Deslizamientos. Universidad Distrital Santander. Bucaramanga, Colombia.
- Tesfahunegn, GB. 2014. Soil quality assessment strategies for evaluating soil degradation in Northern Ethiopia. *Applied and Environmental Soil Science* 2014. DOI: <https://doi.org/10.1155/2014/646502>.
- Trivedi, P; Delgado-Baquerizo, M; Anderson, IC; Singh, BK. 2016. Response of soil properties and microbial communities to agriculture: Implications for primary productivity and soil health indicators. *Frontiers in Plant Science* 7:1-13. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00990>.
- Udom, B; Benwari, A. 2019. Soil Structure, Organic Matter and Microbial Diversity in Soil under Some Tropical Cover Crops. *Asian Journal of Biological Sciences* 12(4):742-749. DOI: <https://doi.org/10.3923/ajbs.2019.742.749>.
- USAID. 2020. CASE STUDY : October 2020 ARTISANAL AND SMALL-SCALE MINING IN MADRE DE DIOS , PERU.
- Valdez-Nuñez, RA; Rojas-García, JC; Ríos-Ruiz, WF. 2019. Microbiological indicators of

- tropical soils quality in ecosystems of the north-east area of Peru. *Scientia Agropecuaria* 10(2):217-227. DOI: <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2019.02.07>.
- Vannoppen, W; De Baets, S; Keeble, J; Dong, Y; Poesen, J. 2017. How do root and soil characteristics affect the erosion-reducing potential of plant species? (en línea). *Ecological Engineering* 109(August):186-195. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2017.08.001>.
- Vasu, D; Singh, SK; Ray, SK; Duraisami, VP; Tiwary, P; Chandran, P; Nimkar, AM; Anantwar, SG. 2016. Soil quality index (SQI) as a tool to evaluate crop productivity in semi-arid Deccan plateau, India. *Geoderma* 282:70-79. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2016.07.010>.
- Velásquez, MG. 2017. Metales en suelos explotados por la pequeña minería aurífera aluvial en Madre de Dios, Perú. Tesis Mg. Sc Suelos. UNALM. Perú.
- Wang, F; Weil, RR; Nan, X. 2017. Total and permanganate-oxidizable organic carbon in the corn rooting zone of US Coastal Plain soils as affected by forage radish cover crops and N fertilizer (en línea). *Soil and Tillage Research* 165:247-257. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.still.2016.08.022>.
- Wang, KH; Sipes, BS; Schmitt, DP. 2002. *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: A review. *Nematropica* 32(1):35-57.
- Weil, RR; Islam, KR; Stine, MA; Gruver, JB; Samson-Liebig, SE. 2003. Estimating active carbon for soil quality assessment: A simplified method for laboratory and field use. *American Journal of Alternative Agriculture* 18(1):3-17. DOI: <https://doi.org/10.1079/AJAA2003003>.
- White, KE; Cavigelli, MA; Bagley, G. 2021. Legumes and nutrient management improve phosphorus and potassium balances in long-term crop rotations. *Agronomy Journal* 113(3):2681-2697. DOI: <https://doi.org/10.1002/agj2.20651>.
- Xia, W; Zhang, C; Zeng, X; Feng, Y; Weng, J; Lin, X; Zhu, J; Xiong, Z; Xu, J; Cai, Z; Jia, Z. 2011. Autotrophic growth of nitrifying community in an agricultural soil (en línea). *ISME Journal* 5(7):1226-1236. DOI: <https://doi.org/10.1038/ismej.2011.5>.
- Zavarzin, GA; Kudryarov, VN. 2006. Soil as the key source of carbonic acid and reservoir of organic carbon on the territory of Russia. *Herald of the Russian Academy of Sciences* 76(1):12-26. DOI: <https://doi.org/10.1134/S1019331606010035>.

Zeller, B; Dambrine, E. 2011. Coarse particulate organic matter is the primary source of mineral N in the topsoil of three beech forests (en línea). *Soil Biology and Biochemistry* 43(3):542-550. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2010.11.019>.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Análisis de varianza de los ICS

Análisis total

	Df	SumSq	MeanSq	F value	Pr(>F)
Tratamiento	5	0.12102	0.024205	7.395	0.000335 ***
Tiempo	1	0.00149	0.001486	0.454	0.507465
Bloque	2	0.01637	0.008186	2.501	0.105042
Trat:Tiemp	5	0.04160	0.008320	2.542	0.058286 .
Residuals	22	0.07201	0.003273		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.4610	0.3220	0.5778	6	0.0908	a
Centro	0.4742	0.4212	0.5495	6	0.0465	a
Crota	0.4586	0.3766	0.5053	6	0.0489	a
Puera	0.5106	0.4196	0.6102	6	0.0639	a
Stylo	0.5399	0.4710	0.6400	6	0.0561	a
Testigo	0.3539	0.2706	0.4410	6	0.0791	b

Análisis primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.02377	0.011885	3.867	0.057 .
Tratamiento	5	0.01350	0.002701	0.879	0.529
Residuals	10	0.03073	0.003073		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.4583	0.3220	0.5778	3	0.1288	a
Centro	0.4675	0.4212	0.5495	3	0.0713	a
Crota	0.4857	0.4739	0.5053	3	0.0171	a
Puera	0.4864	0.4196	0.5351	3	0.0599	a
Stylo	0.5135	0.4710	0.5477	3	0.0390	a
Testigo	0.4253	0.4140	0.4410	3	0.0140	a

Análisis segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.00618	0.003091	1.116	0.365174
Tratamiento	5	0.14912	0.029824	10.768	0.000897 ***
Residuals	10	0.02770	0.002770		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.4637	0.3931	0.5159	3	0.0634	a
Centro	0.4810	0.4657	0.4935	3	0.0141	a
Crota	0.4314	0.3766	0.4938	3	0.0590	ab
Puera	0.5348	0.4728	0.6102	3	0.0697	a
Stylo	0.5663	0.5159	0.6400	3	0.0652	a
Testigo	0.2824	0.2706	0.2937	3	0.0116	b

Anexo 2: Análisis de varianza del pH (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	SumSq	MeanSq	F value	Pr(>F)
Tratamiento	5	1.497	0.2994	4.279	0.0072 **
Tiemp	1	0.000	0.0000	0.001	0.9801
Bloque	2	2.322	1.1609	16.589	4.05e-05 ***
Trat:Tiemp	5	1.091	0.2182	3.118	0.0282 *
Residuals	22	1.540	0.0700		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	5.575	5.16	6	6	0.4044	a
Centro	5.328333	4.83	5.92	6	0.4269	ab
Crota	5.195	4.75	6.01	6	0.4700	ab
Puera	5.125	4.36	5.65	6	0.4650	ab
Stylo	5.003333	4.75	5.38	6	0.2259	a
Testigo	5.51	4.98	5.95	6	0.3958	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	5.63	4.75	6.01	12	0.3458	a
Bloque 2	5.21	4.88	5.95	12	0.3380	b
Bloque 3	5.03	4.36	5.95	12	0.3759	b

Análisis primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.04277	0.021383	3.391	0.0751 .
Tratamiento	5	0.08764	0.017528	2.780	0.0793 .
Residuals	10	0.06306	0.006306		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.9552	0.4776	4.857	0.0336 *
Tratamiento	5	2.4202	0.4840	4.922	0.0156 *
Residuals	10	0.9834	0.0983		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	5.71	5.18	6	3	0.460	ab
Centro	5.31	4.83	5.74	3	0.457	ab
Crota	5.04	4.75	5.48	3	0.389	ab
Puera	5.02	4.36	5.57	3	0.612	ab
Stylo	4.83	4.75	4.92	3	0.085	b
Testigo	5.82	5.7	5.95	3	0.125	a

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	5.54	4.75	6	6	0.426	a
Bloque 2	5.34	4.88	5.95	6	0.455	ab
Bloque 3	4.98	4.36	5.95	6	0.541	b

Anexo 3: Análisis Fosforo disponible trans (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.01332	0.00666	2.612	0.0960 .
Tratamiento	5	0.04657	0.00931	3.652	0.0148 *
Tiempo	1	0.13413	0.13413	52.602	2.89e-07 ***
Trat:Tiemp	5	0.01327	0.00265	1.041	0.4188
Residuals	22	0.05610	0.00255		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.8623	0.6707	1.0267	6	0.1325	ab
Centro	0.9145	0.8360	0.9777	6	0.0635	a
Crota	0.8578	0.7500	0.9643	6	0.0874	ab
Puera	0.8687	0.7982	0.9818	6	0.0685	ab

Stylo	0.8047	0.7005	0.9085	6	0.0691	b
Testigo	0.9063	0.8360	0.9912	6	0.0683	a

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	0.8080	0.6707	0.8769	18	0.0559	b
Año 2	0.9301	0.7708	1.0267	18	0.0669	a

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.01141	0.005705	3.058	0.092 .
Tratamiento	5	0.02308	0.004616	2.474	0.104
Residuals	10	0.01866	0.001866		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.00398	0.001990	0.563	0.587
Tratamiento	5	0.03676	0.007351	2.079	0.152
Residuals	10	0.03537	0.003537		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 4: Análisis de varianza potasio disponible (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.001116	0.0005582	2.183	0.1366
Tratamiento	5	0.004887	0.0009774	3.822	0.0121 *
Tiempo	1	0.000735	0.0007348	2.873	0.1042
Trat:Tiemp	5	0.004008	0.0008016	3.134	0.0276 *
Residuals	22	0.005627	0.0002558		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

	Ktrans	Min	Max	r	std	sg
Cava	1.3307	1.2965	1.3757	6	0.0259	a
Centro	1.3247	1.3023	1.3473	6	0.0168	ab
Crota	1.3155	1.2965	1.3306	6	0.0142	ab
Puera	1.3370	1.3100	1.3609	6	0.0210	a
Stylo	1.3277	1.3100	1.3541	6	0.0168	ab
Testigo	1.3011	1.2785	1.3291	6	0.0204	b

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.0011657	0.0005829	4.775	0.035 *

Tratamiento	5	0.0002502	0.0000500	0.410	0.831
Residuals	10	0.0012207	0.0001221		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	1.3076	1.2899	1.3186	6	0.0117	b
Bloque 2	1.3271	1.3145	1.3398	6	0.0093	a
Bloque 3	1.3199	1.3099	1.3306	6	0.0082	ab

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.000262	0.0001309	0.320	0.7335
Tratamiento	5	0.008645	0.0017290	4.223	0.0252 *
Residuals	10	0.004095	0.0004095		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	1.3451	1.3291	1.3757	3	0.0265	ab
Centro	1.3257	1.3023	1.3473	3	0.0225	ab
Crota	1.3098	1.2965	1.3306	3	0.0183	ab
Puera	1.3553	1.3517	1.3609	3	0.0049	a
Stylo	1.3375	1.3186	1.3541	3	0.0178	ab
Testigo	1.2903	1.2785	1.3100	3	0.0171	b

Anexo 5: Análisis de varianza CIC (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.0001140	0.0000570	0.800	0.46177
Tratamiento	5	0.0013346	0.0002669	3.748	0.01320 *
Tiempo	1	0.0008352	0.0008352	11.728	0.00242 **
Trat:Tiemp	5	0.0016993	0.0003399	4.772	0.00419 **
Residuals	22	0.0015667	0.0000712		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.4790	0.4558	0.4958	6	0.0168	b
Centro	0.4935	0.4781	0.5027	6	0.0086	ab
Crota	0.4869	0.4781	0.5064	6	0.0107	ab
Puera	0.4838	0.4686	0.4958	6	0.0106	ab
Stylo	0.4923	0.4855	0.4996	6	0.0057	ab
Testigo	0.4967	0.4686	0.5139	6	0.0151	a

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	0.4935	0.4686	0.5064	18	0.0079	a
Año 2	0.4839	0.4558	0.5139	18	0.0147	b

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.0003696	1.848e-04	3.089	0.0902 .
Tratamiento	5	0.0000884	1.769e-05	0.296	0.9046
Residuals	10	0.0005983	5.983e-05		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.0004300	0.0002150	7.602	0.00983 **
Tratamiento	5	0.0029455	0.0005891	20.831	5.4e-05 ***
Residuals	10	0.0002828	0.0000283		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.4643	0.4558	0.4686	3	0.0074	d
Centro	0.4922	0.4781	0.5027	3	0.0127	ab
Crota	0.4794	0.4781	0.4820	3	0.0023	bc
Puera	0.4750	0.4686	0.4781	3	0.0055	cd
Stylo	0.4882	0.4855	0.4937	3	0.0047	bc
Testigo	0.5042	0.4958	0.5139	3	0.0091	a

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	0.4878	0.4685	0.5139	6	0.0171	a
Bloque 2	0.4868	0.4685	0.5027	6	0.0127	a
Bloque 3	0.4770	0.4558	0.4958	6	0.0138	b

Anexo 6: Análisis de varianza materia orgánica (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.01376	0.00688	0.565	0.5763
Tratamiento	5	0.13979	0.02796	2.298	0.0800 .
Tiempo	1	0.03738	0.03738	3.072	0.0936 .
Trat:Tiemp	5	0.12499	0.02500	2.054	0.1102
Residuals	22	0.26771	0.01217		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	5.998	2.9989	3.183	0.0852
Tratamiento	5	5.030	1.0060	1.068	0.4327
Residuals	10	9.423	0.9423		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	13.69	6.846	0.612	0.562
Tratamiento	5	141.01	28.201	2.520	0.100
Residuals	10	111.92	11.192		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Anexo 7: Análisis de varianza carbono lábil (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.00392	0.001960	0.391	0.681
Tratamiento	5	0.04289	0.008577	1.710	0.174
Tiempo	1	0.00668	0.006680	1.332	0.261
Trat:Tiemp	5	0.02429	0.004858	0.969	0.458

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.4948	0.2474	1.430	0.284
Tratamiento	5	0.4910	0.0982	0.568	0.724
Residuals	10	1.7301	0.1730		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.052	0.0261	0.079	0.924
Tratamiento	5	3.138	0.6277	1.908	0.180
Residuals	10	3.289	0.3289		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Anexo 8: Análisis de varianza materia orgánica particulada (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	1.1575	0.5788	5.593	0.0109 *
Tratamiento	5	0.1107	0.0221	0.214	0.9528
Tiempo	1	0.0256	0.0256	0.247	0.6240
Trat:Tiemp	5	0.5222	0.1044	1.009	0.4357
Residuals	22	2.2765	0.1035		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	1.1567	0.6652	1.4520	12	0.2849	a
Bloque 2	1.1363	0.7370	1.4827	12	0.2903	a
Bloque 3	0.7665	0.2158	1.1661	12	0.3183	b

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	2.6365	1.3183	25.506	0.000118 ***
Tratamiento	5	0.2860	0.0572	1.107	0.414969
Residuals	10	0.5168	0.0517		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	1.3817	1.3356	1.4520	6	0.0449	a
Bloque 2	1.2469	0.7370	1.4827	6	0.3295	a
Bloque 3	0.5109	0.2158	0.7699	6	0.2236	b

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.0340	0.01699	0.689	0.5245
Tratamiento	5	0.3469	0.06938	2.812	0.0771 .
Residuals	10	0.2467	0.02467		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Anexo 9: Análisis de varianza Bacterias totales (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	1.031	0.5156	0.838	0.446
Tratamiento	5	1.146	0.2291	0.373	0.862
Tiempo	1	0.093	0.0927	0.151	0.702
Trat:Tiemp	5	1.551	0.3103	0.504	0.770
Residuals	22	13.531	0.6151		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	2.218	1.1090	2.650	0.119
Tratamiento	5	0.129	0.0259	0.062	0.997
Residuals	10	4.185	0.4185		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.639	0.3197	0.659	0.539
Tratamiento	5	2.089	0.4179	0.861	0.539
Residuals	10	4.853	0.4853		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Anexo 10: Análisis de varianza Actinomicetos totales (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	14.61	7.31	5.776	0.00963 **
Tratamiento	5	88.71	17.74	14.029	3.2e-06 ***
Tiempo	1	192.81	192.81	152.447	2.3e-11 ***
Trat:Tiemp	5	27.31	5.46	4.319	0.00688 **
Residuals	22	27.82	1.26		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	2.8624	1.2138	5.1336	6	1.5936	a
Centro	3.2097	-0.9713	8.3355	6	3.6905	a
Crota	3.5518	2.2787	5.4942	6	1.5283	a
Puera	3.6736	0.3070	6.6351	6	2.7531	a
Stylo	4.8119	1.0924	8.5949	6	3.6102	a
Testigo	-0.2689	-3.4995	5.4942	6	3.6610	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	3.2174	-2.8932	7.6727	12	3.1158	ab
Bloque 2	3.6025	-2.9734	8.5949	12	3.2859	a
Bloque 3	2.1004	-3.4995	7.9794	12	3.1781	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	5.2877	-0.4917	8.5949	18	2.2944	a
Año 2	0.6592	-3.4995	2.9870	18	2.0142	b

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	14.65	7.324	3.869	0.05694 .
Tratamiento	5	55.92	11.183	5.908	0.00852 **
Residuals	10	18.93	1.893		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	4.107029	2.7502503	5.133567	3	1.2254974	b
Centro	6.252199	4.926918	8.335517	3	1.826363	ab
Crota	4.579524	2.7502503	5.494161	3	1.5841978	ab
Puera	6.120764	5.6539211	6.635082	3	0.4923003	ab
Stylo	8.082364	7.672745	8.5949	3	0.4696273	a
Testigo	2.584222	-0.4917453	5.494161	3	2.9964051	b

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	2.78	1.392	2.292	0.152
Tratamiento	5	60.11	12.022	19.794	6.78e-05 ***
Residuals	10	6.07	0.607		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	1.6178	1.2138	2.0986	3	0.4474	ab
Centro	0.1673	-0.9713	2.1405	3	1.7156	b
Crota	2.5241	2.2787	2.9870	3	0.4011	a
Puera	1.2264	0.3070	2.0114	3	0.8601	ab
Stylo	1.5415	1.0924	2.1197	3	0.5257	ab
Testigo1	-3.1220	-3.4995	-2.8932	3	0.3293	c

Anexo 11: Análisis de varianza Hongos totales (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	2.515	1.258	0.876	0.4303
Tratamiento	5	23.764	4.753	3.312	0.0222 *
Tiempo	1	9.913	9.913	6.907	0.0154 *
Trat:Tiemp	5	16.375	3.275	2.282	0.0817 .
Residuals	22	31.574	1.435		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	1.7020	0.3716	3.2581	6	0.9519	ab
Centro	1.0287	-0.4308	2.8904	6	1.2740	ab
Crota	1.2759	0.5008	1.9095	6	0.5738	ab
Puera	2.5931	0.8109	5.5607	6	1.8642	a
Stylo	1.8124	-1.0498	3.1570	6	1.5282	ab
Testigo	-0.0571	-2.6956	2.1163	6	1.8456	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	0.8678	-1.0498	2.1163	18	0.9778	b
Año 2	1.9173	-2.6956	5.5607	18	1.8467	a

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.336	0.1679	0.141	0.871
Tratamiento	5	3.973	0.7945	0.665	0.658
Residuals	10	11.945	1.1945		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	4.45	2.226	1.282	0.3194
Tratamiento	5	36.17	7.233	4.167	0.0263 *
Residuals	10	17.36	1.736		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std
Cava	2.0774	1.3350	3.2581	3	1.0338
Centro	2.1010	1.6292	2.8904	3	0.6879
Crota	1.5849	1.1314	1.9095	3	0.4048
Puera	3.8169	1.6487	5.5607	3	1.9902
Stylo	2.7576	2.0477	3.1570	3	0.6164
Testigo	-0.8342	-2.6956	1.5994	3	2.2039

Anexo 12: Análisis de varianza BFVL (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	6.22	3.109	1.268	0.30105
Tratamiento	5	62.16	12.431	5.072	0.00305 **
Tiempo	1	31.31	31.307	12.773	0.00169 **
Trat:Tiemp	5	11.76	2.352	0.960	0.46344
Residuals	22	53.92	2.451		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.06510493	-1.5013106	2.119895	6	1.641874	ab
Centro	2.57933283	0.9376047	3.492379	6	1.110724	a
Crota	1.2345496	-1.3393402	3.394641	6	2.187902	a
Puera	0.49204209	-1.3393402	2.645873	6	1.703759	ab
Stylo	0.65185166	-1.3393402	5.087313	6	2.391777	a
Testigo	-1.8005038	-3.3686694	1.513121	6	1.816967	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	1.4696046	-2.429543	5.087313	18	2.018181	a
Año 2	-0.3954788	-3.368669	3.492379	18	1.952585	b

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	18.17	9.084	4.316	0.0445*
Tratamiento	5	30.02	6.005	2.853	0.0744 .
Residuals	10	21.05	2.105		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	2.6645	1.5131	5.0873	6	1.3744	a
Bloque 2	1.5379	-2.4295	3.3946	6	2.1192	ab
Bloque 3	0.2064	-1.8099	3.3946	6	1.9583	b

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.72	0.358	0.177	0.8401
Tratamiento	5	43.89	8.778	4.345	0.0231 *
Residuals	10	20.21	2.021		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	-0.5804	-1.3393	0.9376	3	1.3146	ab
Centro	2.6408	0.9376	3.4924	3	1.4750	a
Crota	-0.5804	-1.3393	0.9376	3	1.3146	ab
Puera	-0.5804	-1.3393	0.9376	3	1.3146	ab
Stylo	-0.5804	-1.3393	0.9376	3	1.3146	ab
Testigo	-2.6922	-3.3687	-1.3393	3	1.1716	b

Anexo 13: Análisis de varianza Bacterias nitrificantes (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	6.21	3.10	1.205	0.318837
Tratamiento	5	58.42	11.68	4.534	0.005425 **
Tiempo	1	48.33	48.33	18.751	0.000269 ***
Trat:Tiemp	5	17.71	3.54	1.374	0.272069
Residuals	22	56.70	2.58		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.1826	-1.7280	3.6827	6	2.0598	a
Centro	0.6142	-1.3668	3.5588	6	1.8189	a
Crota	0.7552	-1.2945	3.1102	6	1.4511	a
Puera	1.2626	-1.2945	3.6827	6	1.6940	a
Stylo	1.5169	-1.2945	5.7343	6	2.6770	a
Testigo	-2.3487	-4.5072	0.8686	6	2.4688	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	1.4891	-1.7280	5.7343	18	2.0485	a
Año 2	-0.8281	-4.5072	0.9596	18	1.9955	b

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	2.66	1.330	0.307	0.742
Tratamiento	5	25.37	5.074	1.172	0.387
Residuals	10	43.31	4.331		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	3.95	1.976	1.522	0.26487
Tratamiento	5	50.76	10.152	7.819	0.00311 **
Residuals	10	12.98	1.298		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	-0.5431	-1.2945	0.9596	3	1.3014	a
Centro	0.2082	-1.2945	0.9596	3	1.3014	a
Crota	0.2082	-1.2945	0.9596	3	1.3014	a
Puera	0.2082	-1.2945	0.9596	3	1.3014	a
Stylo	-0.5431	-1.2945	0.9596	3	1.3014	a

Testigo	-4.5072	-4.5072	-4.5072	3	0.0000	b
---------	---------	---------	---------	---	--------	---

Anexo 14: Análisis de varianza Respiración microbiana (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.039	0.0193	0.118	0.88955
Tratamiento	5	0.681	0.1363	0.833	0.54035
Tiempo	1	2.041	2.0413	12.473	0.00188 **
Trat:Tiemp	5	1.088	0.2176	1.330	0.28853
Residuals	22	3.600	0.1637		

Signif. codes: 0 '****' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	-3.1265	-3.8775	-2.5229	18	0.3958	b
Año 2	-2.6503	-3.3254	-2.1024	18	0.4018	a

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.1049	0.05247	0.283	0.759
Tratamiento	5	0.7051	0.14101	0.761	0.598
Residuals	10	1.8531	0.18531		

Signif. codes: 0 '****' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.0048	0.0024	0.014	0.986
Tratamiento	5	1.0642	0.2129	1.270	0.349
Residuals	10	1.6760	0.1676		

Signif. codes: 0 '****' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Anexo 15: Análisis de varianza Biomasa microbiana (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.679	0.339	0.589	0.563599
Tratamiento	5	3.163	0.633	1.097	0.389897
Tiempo	1	12.461	12.461	21.615	0.000124 ***
Trat:Tiemp	5	2.771	0.554	0.961	0.462535
Residuals	22	12.683	0.577		

Signif. codes: 0 '****' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Año 1	-3.4449	-4.5141	-1.8726	18	0.8431	b
Año 2	-2.2683	-3.5532	-1.4170	18	0.6513	a

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.002711	0.001356	0.878	0.446
Tratamiento	5	0.005862	0.001172	0.759	0.599
Residuals	10	0.015446	0.001545		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	0.00708	0.003539	1.302	0.3145
Tratamiento	5	0.04431	0.008862	3.260	0.0528 .
Residuals	10	0.02719	0.002719		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Anexo 16: Análisis de varianza estabilidad de agregados (transformado- BoxCox)

Análisis total

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	4.667	2.333	5.857	0.00913 **
Tratamiento	5	8.211	1.642	4.122	0.00858 **
Tiempo	1	5.483	5.483	13.765	0.00122 **
Trat:Tiemp	5	2.784	0.557	1.398	0.26381
Residuals	22	8.764	0.398		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

	mean	Min	Max	r	std	sg
Cava	0.9509	0.2892	1.3398	6	0.4191	ab
Centro	0.7957	0.0325	1.3039	6	0.5529	b
Crota	0.5511	-1.2734	2.2327	6	1.1817	b
Puera	1.2981	0.6385	2.0159	6	0.5013	ab
Stylo	1.9086	0.2400	3.0814	6	1.1500	a
Testigo	0.5432	-0.9928	1.8305	6	0.9424	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
Bloque 1	0.8336134	-1.2734142	1.830484	12	0.8503241	b
Bloque 2	1.5094353	0.1509182	3.081427	12	0.8860805	a
Bloque 3	0.6808029	-0.9928426	2.627128	12	0.8868678	b

	mean	Min	Max	r	std	sg
--	------	-----	-----	---	-----	----

Año 1	0.6177	-1.2734	3.0814	18	0.9775	b
Año 2	1.3982	0.3821	2.9155	18	0.6937	a

Análisis Primer año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	1.824	0.9119	2.471	0.134
Tratamiento	5	2.667	0.5333	1.445	0.289
Residuals	10	3.690	0.3690		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Análisis Segundo año

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Bloque	2	3.109	1.5547	3.234	0.0826 .
Tratamiento	5	8.328	1.6656	3.464	0.0447 *
Residuals	10	4.808	0.4808		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1					

Anexo 17: Registro fotográfico



Canavalia ensiformis



Centrosema macrocarpum

Centrosema macrocarpum



Crotalaria spectabilis

Crotalaria spectabilis



Pueraria phaseoloides



Stylosanthes guianensis



Hojarasca producida por *Stylosanthes guianensis*



Cultivos de coberturas bajo alta stress hídrico



Muestra de suelo impactado por minería aluvial



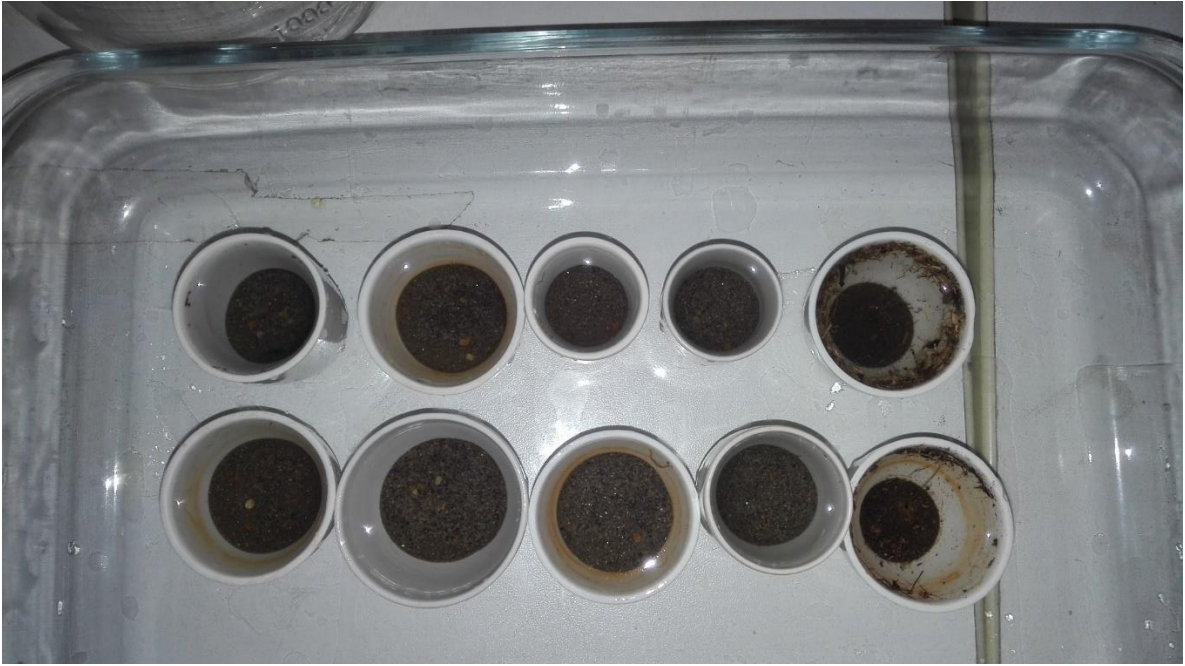
Toma de muestras de suelos



Toma de muestra biomasa producida



Análisis de carbono oxidable en permanganato



Análisis de materia orgánica particulada



Análisis de estabilidad de agregados