

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA**  
**FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES**  
**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN CONSERVACIÓN DE**  
**SUELOS Y AGUA**



**“FUENTES Y NIVELES DE MATERIA ORGÁNICA EN LA CANTIDAD Y  
ACTIVIDAD DE LOS ORGANISMOS EN EL CULTIVO DE CACAO (*Theobroma  
cacao L.*), AUCAYACU”**

**Tesis**

**PARA OPTAR EL TÍTULO DE:  
INGENIERO EN CONSERVACIÓN DE SUELOS Y AGUA**

**PRESENTADO POR:  
DIHANA MIRELLA SARA VIA SABINO**

**Asesor  
HUGO ALFREDO HUAMANI YUPANQUI**

**Tingo María – Perú**

**2023**



**ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS N° 109-2023-FRNR-UNAS**

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 19 de octubre de 2023, a horas 2:00 p.m. en la Escuela Profesional de Ingeniería en Conservación de Suelos y Agua de la Facultad de Recursos Naturales Renovables para calificar la tesis titulada:

**“FUENTES Y NIVELES DE MATERIA ORGÁNICA EN LA CANTIDAD Y  
ACTIVIDAD DE LOS ORGANISMOS EN EL CULTIVO DE CACAO  
(Theobroma cacao L.), AUCAYACU”**

Presentado por la Bachiller: **SARAVIA SABINO DIHANA MIRELLA**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara **APROBADO** con el calificativo de **“BUENA”**.


En consecuencia, el sustentante queda apto para optar el Título Profesional de **INGENIERO EN CONSERVACIÓN DE SUELOS Y AGUA** que será aprobado por el Consejo de Facultad, Tramitándolo al Consejo Universitario para el otorgamiento del Título Correspondiente.

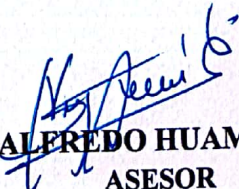
Tingo María, 12 de diciembre de 2023

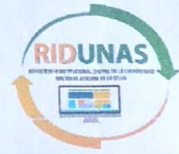
  
**Ing. JAIME TORRES GARCÍA**  
**PRESIDENTE**



  
**Ing. M.Sc. SANDRO RUIZ CASTRE**  
**MIEMBRO**

  
**Ing. M.Sc. JUAN PABLO RENGIFO TRIGOZO**  
**MIEMBRO**

  
**Dr. HUGO ALFREDO HUAMANI YUPANQUI**  
**ASESOR**



“Año del Bicentenario, de la consolidación de nuestra Independencia, y de la conmemoración de las heroicas batallas de Junín y Ayacucho”

## CERTIFICADO DE SIMILITUD T.I. N° 033 - 2024 - CS-RIDUNAS

El Director de la Dirección de Gestión de Investigación de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, quien suscribe,

### CERTIFICA QUE:

El Trabajo de Investigación; aprobó el proceso de revisión a través del software TURNITIN, evidenciándose en el informe de originalidad un índice de similitud no mayor del 25% (Art. 3° - Resolución N° 466-2019-CU-R-UNAS).

Programa de Estudio:

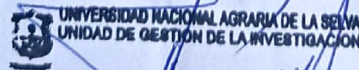
Ingeniería en Conservación de Suelos y Agua

Tipo de documento:

Tesis	X	Trabajo de Suficiencia Profesional	
-------	---	------------------------------------	--

TÍTULO	AUTOR	PORCENTAJE DE SIMILITUD
FUENTES Y NIVELES DE MATERIA ORGÁNICA EN LA CANTIDAD Y ACTIVIDAD DE LOS ORGANISMOS EN EL CULTIVO DE CACAO ( <i>Theobroma cacao</i> L.), AUCAYACU	DIHANA MIRELLA SARAVIA SABINO	<b>21 %</b> <b>Veintiuno</b>

Tingo María, 29 de enero de 2024



Dr. Tomas Menachó Mallqui  
JEFE

C.C. Archivo

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA**  
**FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES**  
**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN CONSERVACIÓN DE**  
**SUELOS Y AGUA**



**“Fuentes y niveles de materia orgánica en la cantidad y actividad de los organismos en el cultivo de cacao (*Theobroma cacao L.*), Aucayacu”**

**Autor** : Dihana Mirella Saravia Sabino

**Asesor** : Dr. Hugo Alfredo Huamani Yupanqui

**Programa de investigación** : Ciencias básicas

**Líneas de investigación** : Química del suelo

**Eje Temático de Investigación** : Determinar las diferentes clases y niveles de biodiversidad

**Lugar de Ejecución** : Fundo Clorinda – Tulumayo – Aucayacu.

**Duración** : 6 meses

**Tingo María, Perú - octubre, 2023**



## VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN OFICINA DE INVESTIGACIÓN

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

### REGISTRO DE TESIS PARA LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO UNIVERSITARIO, INVESTIGACIÓN DOCENTE Y TESISISTA

(Resol. N° 160-2020-CU-R-UNAS)

#### I. Datos generales de Pregrado

<b>Universidad</b>	: Universidad Nacional Agraria de la Selva
<b>Facultad</b>	: Facultad de Recursos Naturales Renovables
<b>Título de tesis</b>	: Fuentes y niveles de materia orgánica en la cantidad y actividad de los organismos en el cultivo de cacao ( <i>Theobroma cacao L.</i> ), Aucayacu
<b>Autor</b>	: Dihana Mirella Saravia Sabino
<b>Asesor de tesis</b>	: Dr. Hugo Alfredo Huamani Yupanqui
<b>Escuela Profesional</b>	: Conservación de Suelos y Agua
<b>Programa de investigación</b>	: Ciencias básicas
<b>Línea(s) de investigación</b>	: Química del suelo
<b>Eje temático de investigación</b>	: Determinar las diferentes clases y niveles de biodiversidad
<b>Lugar de ejecución</b>	: Fundo Clorinda – Tulumayo – Aucayacu
<b>Duración</b>	: Inicio : Abril del 2021 Término : Octubre del 2021
<b>Financiamiento</b>	: FEDU : 0 soles Propio : 8 600,35 soles Otros : 0 soles

Tingo María, Perú – octubre, 2023

Dihana Mirella Saravia Sabino  
Tesisista

Dr. Hugo Alfredo Huamani Yupanqui  
Asesor

## **DEDICATORIA**

A DIOS todo poderoso, gracias te doy por tu bendición y protección por guiar mis pasos, por darme la vida, la fuerza el valor necesario para seguir adelante y cumplir con una de mis metas más deseadas en la vida.

A mis padres Eliza Sabino Natividad y Pablo Daniel Ochoa Ramos, quienes, con mucho esfuerzo, amor y sabios consejos han hecho posible mi formación académica, gracias por su confianza.

A mi esposo Pierre Julthón Falcón Pérez y a mi hija Keiana Jia Li Falcón Saravia, por su constante e incondicional apoyo y fuente de inspiración.

## **AGRADECIMIENTOS**

A DIOS, por guiarme e iluminarme cada instante de mi vida en la culminación de mi carrera profesional.

A los docentes de la Facultad de Recursos Naturales Renovables, por sus consejos y enseñanzas impartidas.

Al Dr. Hugo Huamani Yupanqui, por su valioso apoyo como asesor del trabajo de investigación.

A los jurados de tesis: Ing. Jaime Torres García, M.Sc. Sandro J. Ruíz Castro, Ing. Juan Pablo Trigozo Rengifo, y al Dr. Lucio Manrique de Lara Suárez por sus oportunas sugerencias.

Al Dr. César S. López López por permitirme haber realizado el trabajo de investigación en el laboratorio de Microbiología General.

Al Ing. Richard Sías Rodríguez, por su valioso apoyo en el laboratorio de microbiología general y contribuir en el trabajo de investigación.

Al M.Sc. José Luis Gil Bacilio, por su valioso apoyo en el laboratorio de Entomología.

Al Ing. Iris Mezones Alarcón, Ing. Rosel Briones Aguilar, Bach. Gabriela Fretel Yalico, Bach. Gabriel Aguilar Pastor por su valiosa colaboración en el trabajo de investigación.

A todas aquellas personas que de una u otra manera colaboraron en la realización del presente trabajo de investigación.

## ÍNDICE

### Página

RESUMEN

ABSTRACT

I.	INTRODUCCIÓN .....	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1.	Cacao ( <i>Theobroma cacao</i> L.) .....	3
2.2.	Materia orgánica del suelo.....	3
2.2.1.	Indicador físico .....	4
2.2.2.	Textura .....	4
2.2.3.	Transformación de la materia orgánica .....	5
2.2.4.	Efectos benéficos de la materia orgánica.....	5
2.2.4.1.	Influencia en las propiedades del suelo .....	5
2.2.4.2.	Aumento de la actividad microbiana .....	5
2.2.5.	Fuentes orgánicas.....	5
2.2.5.1.	Estiércol .....	6
2.2.5.2.	Compost municipal.....	7
2.3.	Macrofauna de suelo.....	8
2.3.1.	Importancia de la macrofauna del suelo .....	8
2.3.2.	Macrofauna y sus efectos sobre el suelo.....	9
2.3.2.1.	Lombriz de tierra .....	10
2.3.2.2.	Hormigas .....	10
2.3.2.3.	Termitas .....	11
2.3.2.4.	Ciempiés .....	11
2.3.2.5.	Grillo topo.....	11
2.3.2.6.	Artrópodos .....	12
2.4.	Microorganismos en los suelos.....	12
2.4.1.	Población microbiana del suelo .....	13
2.4.2.	Importancia de los microorganismos del suelo.....	13
2.4.3.	Microorganismos viables .....	13
2.4.3.1.	Biodiversidad del suelo .....	14
2.4.3.2.	Variabilidad de microorganismos en el suelo.....	14
2.4.3.3.	Factores que afectan a los microorganismos del suelo.....	14
2.4.4.	Microbiología del suelo .....	14
2.4.5.	Microorganismos del suelo: Bacterias .....	15



2.4.6.	Microorganismos del suelo: Fungí .....	15
2.4.7.	Generalidades de los Fungí del suelo .....	15
2.4.7.1.	Fungí del suelo - indicadores microbiológicos.....	16
2.4.7.2.	Actividad microbiana del suelo .....	17
2.4.7.3.	Respiración microbiana .....	18
2.5.	Velocidad de infiltración .....	19
2.6.	Aislamiento e Identificación de Fungí y Bacterias en diferentes tipos de materia orgánica.....	19
III.	MATERIALES Y MÉTODOS .....	20
3.1.	Lugar de ejecución.....	20
3.1.1.	Clima.....	20
3.1.2.	Ecología .....	20
3.1.3.	Suelos.....	21
3.1.4.	Fisiografía .....	21
3.1.5.	Geomorfología .....	21
3.1.6.	Accesibilidad .....	21
3.1.7.	Características de los sustratos .....	21
3.2.	Componentes en estudio .....	22
3.2.1.	Tratamientos en estudio .....	22
3.2.2.	Diseño experimental .....	23
3.2.3.	Características del campo experimental .....	24
3.3.	Variable experimental.....	24
3.3.1.	Variable dependiente .....	24
3.3.2.	Fuentes de materia orgánica .....	25
3.3.3.	Muestreo físico y químico del suelo .....	25
3.3.4.	Cuantificación de la macrofauna .....	25
3.3.5.	Metodología de conteo de la macrofauna del suelo.....	25
3.3.6.	Cuantificación de población de microorganismos presentes en el suelo .....	26
3.3.6.1.	Muestreo de microorganismos.....	26
3.3.7.	Enumeración de microorganismos de suelo .....	26
3.3.7.1.	Enumeración de bacterias.....	26
3.3.7.2.	Enumeración de actinomicetos.....	26
3.3.7.3.	Enumeración de Fungí.....	26
3.3.8.	Aislamiento de fungí y bacterias .....	27

3.3.8.1. Para aislar bacterias .....	27
3.3.8.2. Para aislar fungí .....	27
3.3.9. Identificación de bacterias .....	27
3.3.9.1. Para la identificación de bacterias .....	27
3.3.9.2. Para la prueba de Indol .....	28
3.3.9.3. Para la prueba de rojo de metilo (RM). .....	28
3.3.9.4. Prueba de Voges Pros Kauer (VP). .....	28
3.3.10. Para la identificación de fungí .....	28
3.3.11. Actividad metabólica de la respiración.....	29
3.3.12. Determinación de la velocidad de infiltración .....	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31
4.1. Población de macrofauna presente en el suelo por bloques .....	31
4.1.1. Determinar la diversidad y cuantificación de macrofauna del suelo .....	31
4.2. Población de microorganismos presentes en el suelo según tratamientos.....	34
4.2.1. Cuantificación de bacterias aerobias viables .....	34
4.2.2. Numeración de actinomicetos.....	40
4.2.3. Numeración de hongos .....	46
4.3. Géneros fungí encontrados y densidades por tratamientos.....	50
4.4. Géneros de bacterias encontrados y densidades por tratamientos .....	53
4.5. Respiración microbiana .....	56
4.6. Velocidad de infiltración .....	60
4.7. Relaciones entre variables .....	62
4.7.1. Correlación de la Macrofauna.....	62
4.7.2. Correlación de los microorganismos aerobios.....	63
4.7.3. Correlación de Actinomicetos .....	65
4.7.4. Correlación de Hongos .....	66
4.7.5. Correlación de Bacterias .....	67
4.7.6. Correlación de la Respiración.....	68
4.7.7. Correlación de la infiltración .....	70
V. CONCLUSIÓN .....	72
VI. PROPUESTAS A FUTUTO .....	73
VII. REFERENCIAS .....	74
ANEXOS .....	82

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Página
1. Clasificación taxonómica de los organismos integrantes de la macrofauna .....	8
2. Actividades de la fauna del suelo en los procesos de descomposición y la estructura del suelo. ....	9
3. Principales grupos de Fungís del suelo. ....	16
4. Características de los sustratos.....	21
5. Descripción de los tratamientos en estudio.....	23
6. Esquema del análisis de variancia (ANVA).....	24
7. Determinación del índice de biodiversidad en los tratamientos según Shannon – Wiener.....	33
8. ANVA para el número de microorganismos aerobios UFC/g x 10 <sup>3</sup> de suelo. ....	34
9. Prueba de Duncan al 0.05 de significancia de los microorganismos aerobios UFC/g x 10 <sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas. ....	35
10. Prueba de Duncan al 0.05 de significancia de los microorganismos aerobios (UFC/g x 10 <sup>3</sup> ) con referencia a los niveles de materia orgánica. ....	36
11. Prueba de Duncan al 0.05 para el número de microorganismos aerobios (UFC/g x 10 <sup>3</sup> ) en los 16 tratamientos. ....	37
12. Cuantificación de microorganismos aerobios por el índice de Shannon - Wiener. ....	38
13. ANVA para el número de actinomicetos UFC/g x 10 <sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas y niveles de M.O. ....	40
14. Prueba de comparación de Duncan al 0.05 de significancia para el numero de actinomicetos UFC/g x 10 <sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas (Factor A). ....	41
15. Prueba de Duncan al 0.05 para el número de actinomicetos UFC/g x 10 <sup>3</sup> con referencia a los niveles de M.O (Factor B) .....	42
16. Prueba de Duncan al 0.05 de significancia de los actinomicetos UFC/g x 10 <sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas y los niveles de M.O. ....	43
17. Numeración de actinomicetos por el método de Shannon – Wiener. ....	44
18. ANVA para el número de hongos UFC/g x 10 <sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas y niveles de M.O. ....	46
19. Numeración de hongos por el método de Shannon - Wiener.....	49
20. Géneros fungí encontrados.....	51
21. Densidad de células fungí por gramo de suelo.....	51

22.	Géneros de bacterias encontrados. ....	54
23.	Densidad de bacterias por gramo de suelo. ....	54
24.	Análisis de varianza de la respiración microbiana por tratamientos (al tercer día). ...	56
25.	Análisis de varianza de la respiración microbiana por tratamientos (al séptimo día).	58
26.	Análisis de varianza para la infiltración por tratamientos. ....	60
27.	Análisis de variancia para el modelo de macrofauna en función a la textura y número de bacterias. ....	62
28.	Análisis de variancia para el modelo de microorganismos aerobios en función al porcentaje de arena. ....	64
29.	Análisis de variancia para el modelo de actinomicetos en función al número de bacterias. ....	65
30.	Análisis de variancia para el modelo de hongos en función al porcentaje de arena y respiración microbiana. ....	66
31.	Análisis de variancia para el modelo del número bacterias en función al número de actinomicetos. ....	67
32.	Análisis de variancia para el modelo de respiración microbiana en función al contenido de limo, arena, número de actinomicetos y número de microorganismos aerobios. ....	68
33.	Análisis de variancia para el modelo de infiltración en función a la respiración microbiana. ....	70
34.	Datos de los grupos taxonómicos y número total de individuos por bloques. ....	83
35.	Datos de la cuantificación de especies presentes por bloques. ....	83
36.	Datos del número de microorganismos aerobios. ....	84
37.	Datos de la numeración de actinomicetos. ....	84
38.	Datos de la numeración de hongos. ....	85
39.	Datos de los promedios obtenidos de la respiración microbiana por tratamientos (al tercer día). ....	85
40.	Datos de los promedios obtenidos de la respiración microbiana por tratamientos (al séptimo día). ....	86
41.	Datos de los promedios de la velocidad de infiltración acumulada en los diferentes tratamientos por bloques. ....	86
42.	Análisis físico – químico de la muestra del suelo. ....	88
43.	Croquis del campo experimental. ....	89

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Ubicación del campo experimental (Google Earth Pro, 2023) .....	20
2. Cantidad macroorganismos (individuos/m <sup>2</sup> ) en los diferentes tratamientos. ....	33
3. Cantidad microorganismos aerobios (individuos/m <sup>2</sup> ) en las diferentes fuentes de materia orgánica. ....	35
4. Cantidad microorganismos (UFC/g x 10 <sup>3</sup> ) por efecto de los niveles de materia orgánica. ....	37
5. Número de microorganismo de aerobios (UFC/g x 10 <sup>3</sup> de suelo).....	39
6. Número de actinomicetos por efecto de las fuentes de materia orgánica (UFC/g x 10 <sup>3</sup> de suelo). ....	41
7. Número de actinomicetos por efecto de los niveles de M.O (UFC/g x 10 <sup>3</sup> de suelo) .....	43
8. Índice de Shannon - Wiener para Actinomicetos (UFC/g x 10 <sup>3</sup> de suelo) .....	45
9. Número de hongos en función a las fuentes orgánicas. ....	47
10. Número de hongos en función a los niveles de materia orgánica. ....	47
11. Números de hongos (UFC/g x 10 <sup>3</sup> de suelo) por el método de Shannon – Wiener... ..	50
12. Densidad de células por gramo de suelo de los diferentes géneros de fungí encontrados por cada tratamiento.....	52
13. Densidad de células por gramo de suelo de los géneros de Bacterias encontrados por cada tratamiento. ....	55
14. Respiración microbiana al tercer día, de acuerdo a las fuentes orgánicas. ....	57
15. Respiración microbiana al tercer día, de acuerdo a los niveles de materia. ....	57
16. Respiración microbiana al séptimo día, de acuerdo a las fuentes orgánicas.....	58
17. Respiración microbiana al séptimo día, de acuerdo a los niveles de materia orgánica. ....	59
18. Velocidad de infiltración de acuerdo a las diferentes fuentes de materia orgánica. ...	61
19. Velocidad de infiltración de acuerdo a los diferentes niveles de materia orgánica. ...	61
20. Correlación de Pearson entre la macrofauna, porcentaje de arcilla y la cantidad de bacterias.....	63
21. Correlación de Pearson entre los microorganismos y el porcentaje de arena. ....	64
22. Correlación de Pearson entre la cantidad de actinomicetos y la cantidad de bacterias.....	65
23. Correlación de Pearson entre la cantidad de hongos, contenido de arena y la respiración microbiana. ....	67
24. Correlación de Pearson entre la cantidad de limo, arena, actinomicetos y microorganismo aerobios. ....	69

## RESUMEN

Se realizó un experimento en un cultivo de cacao para investigar el impacto de diversas fuentes y niveles de materia orgánica en la actividad y cantidad de microorganismos en el suelo. Se utilizaron cinco tipos de materia orgánica en combinación con cuatro niveles de materia orgánica, siguiendo un Diseño de Bloques Completo al Azar. La macrofauna se cuantificó en el campo, y la población de microorganismos se evaluó mediante la técnica de recuento en placa. Se identifican 14 grupos taxonómicos en todos los tratamientos, con ciertas órdenes siendo más predominantes. Los resultados del recuento en placa mostraron que ciertos tratamientos tenían mayores cantidades de bacterias aerobias viables, actinomicetos y hongos. Sin embargo, no se observarán diferencias significativas en la actividad microbiana del suelo en relación con los diferentes sustratos y niveles de materia orgánica. Se destacó que el tratamiento que incorporaba restos de podas, cáscaras de cacao y compost municipal a razón de 100 tn/ha presentaba una mayor actividad microbiana, medida por la liberación de dióxido de carbono.

**Palabras claves:** Diversidad, Macrofauna, Microorganismos, Organismos del suelo, Velocidad de infiltración.

## **ABSTRACT**

An experiment was carried out in a cocoa crop to investigate the impact of various sources and levels of organic matter on the activity and quantity of microorganisms in the soil. Five types of organic matter were used in combination with four levels of organic matter, following a Complete Random Block Design. The macrofauna was quantified in the field, and the microorganism population was evaluated using the plate count technique. 14 taxonomic groups are identified in all treatments, with certain orders being more predominant. Plate count results showed that certain treatments had higher amounts of viable aerobic bacteria, actinomycetes, and fungi. However, no significant differences will be observed in soil microbial activity in relation to the different substrates and levels of organic matter. It was highlighted that the treatment that incorporated pruning remains, cocoa shells and municipal compost at a rate of 100 tons/ha presented greater microbial activity, measured by the release of carbon dioxide.

**Keywords:** Diversity, Macrofauna, Microorganisms, Soil organisms, Infiltration rate.

## I. INTRODUCCIÓN

El suelo, esencial para la vida en la Tierra, ha sido crucial en el desarrollo de actividades agrícolas y forestales. Su importancia se debe a su capacidad para cumplir funciones biológicas, nutricionales, depurativas y de apoyo mecánico en sistemas naturales y sociales. Aunque alberga una diversidad de especies microbianas, animales y vegetales que son fundamentales para su formación y fertilidad, diversas prácticas de uso de la tierra pueden causar perturbaciones, llevando a la degradación y erosión y afectando sus propiedades físicas, químicas y biológicas. En la agricultura, es esencial que el suelo sea rico en microorganismos, como bacterias, hongos y actinomicetos, lo que hace necesarios los análisis microbiológicos (Pritchett, 1986).

La presencia variada de microorganismos en los suelos naturales es fundamental para mantener un equilibrio en el ecosistema, y la diversidad y cantidad de estos microorganismos sirven como indicadores clave de la calidad del suelo y su entorno. La evaluación de la calidad del suelo resulta esencial para identificar sus posibles usos, ya que esta calidad se determina a través de las propiedades fisicoquímicas y la proporción de sustancias presentes en el suelo.

Los microorganismos en entornos de montaña favorecían la actividad microbiana, mejorando así el procesamiento de la materia orgánica. El suelo, un sistema ecológico habitado por diversos organismos, constituía un ecosistema equilibrado donde distintos grupos estaban relacionados con la calidad del suelo y los componentes del entorno. La medición de la actividad microbiana del suelo, a menudo evaluada mediante la respiración, estaba vinculada a la descomposición de residuos orgánicos de diversas fuentes. La actividad metabólica de los microorganismos durante la descomposición se cuantificaba mediante la medición de la producción de CO<sub>2</sub> o el consumo de O<sub>2</sub>. (Zagal y Col, 2002; Sylvia y Col, 1998; Alef, 1995).

Frente a este contexto y a la existencia de una información limitada respecto a la cantidad de microorganismos en un cultivo de cacao con fertilización orgánica, se planteaba la siguiente interrogante ¿Qué diversidad y cantidad de microorganismos se incrementan con la aplicación de cinco fuentes orgánicas y tres niveles de cada uno?, ¿Cómo era la evolución del CO<sub>2</sub> producida por los microorganismos en un suelo enmendado con cinco distintas fuentes de materia orgánica y tres niveles de cada uno?

### 1.1. Objetivo general

Determinar el efecto de las fuentes y niveles de la materia orgánica en la actividad y cantidad de los organismos del suelo.



**1.2. Objetivos específicos**

1. Determinar la diversidad y cantidad de la macrofauna del suelo por efecto de las fuentes y niveles de materia orgánica.
2. Determinar la diversidad y actividad de los microorganismos del suelo por efecto de las fuentes y niveles de materia orgánica.
3. Determinar la velocidad de infiltración del suelo por efecto de las fuentes y niveles de materia orgánica.
4. Determinar la relación entre macrofauna, microorganismos y velocidad de infiltración por efecto de las fuentes y niveles de materia orgánica.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Cacao (*Theobroma cacao* L.)

Se encontraba originalmente en la selva amazónica, donde, junto con otros arbustos y palmeras, forma la segunda y tercera etapa. soy un imbrófilo; es decir, necesitan la protección de otras plantas que les den sombra para su crecimiento y producción. La capacidad del cacao para coexistir con otras plantas perennes, bienales y anuales lo convierte en un cultivo ideal para desarrollar sistemas agrícolas tropicales. En el proceso de agrosilvicultura del cacao, la presencia de mantillo en el suelo promueve la buena salud del suelo, aumenta la materia orgánica y mejora la buena actividad biológica. (Sanchez, 2006).

### 2.2. Materia orgánica del suelo

Refiere a la totalidad de sustancias que poseen carbono orgánico (C) presentes en el suelo, englobando microorganismos, residuos animales y vegetales en distintas fases de descomposición, la microbiomasa, las raíces y la fracción más duradera denominada humus (Bayer y Mielniczuk 1999).

El MOS desempeña un papel clave en las funciones del suelo y se reconoce como el principal indicador de su calidad. Su estrecha relación con las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo tiene un impacto significativo en la productividad y nutrición de las plantas (Costa et al., 2009).

Las variaciones en el MOS afectan directamente la calidad del suelo, ya que este componente es esencial para aspectos como la estructura del suelo, la reducción de la contaminación del agua, el equilibrio del pH, la disponibilidad de aire y agua para las plantas, y la prevención de la desecación del suelo (Conceico et al., 2005).

Varios elementos, que incluyen el clima, la vegetación original, la textura y el manejo del suelo, y, sobre todo, la cantidad y calidad de los residuos vegetales, han sido señalados como factores determinantes del MOS (Costa et al., 2009). Específicamente en regiones tropicales, debido a las limitaciones de los suelos relacionadas con sus propiedades químicas, como bajas reservas de nutrientes, escasa cantidad de materia orgánica, oxidación acelerada, alta demanda de fósforo y su influencia en todos los procesos terrestres

La perturbación de los bosques originales a través de cambios en los sistemas agrícolas o ganaderos interrumpe el equilibrio dinámico, resultando en una reducción tanto en la cantidad como en la calidad del MOS. Se observa un aumento en la cantidad de MOS en zonas con pendientes pronunciadas, donde la erosión es más significativa (Cerri et al., 2008).

Los sistemas agrícolas contribuyen a la disminución del carbono en el suelo, ya que provocan una mayor descomposición del MOS y una disminución en la cantidad de material vegetal añadido al suelo. Además, se observa una variación en la calidad de los residuos en comparación con los residuos vegetales de un bosque (Lefèvre et al., 2017).

La liberación de nutrientes a través de la descomposición de la hojarasca y la absorción de nutrientes por parte de las plantas se produce simultáneamente en los suelos de bosques primarios, manteniendo niveles constantes de MOS. En sistemas agrícolas, las pérdidas de MOS se deben principalmente a la remoción del suelo, influenciada por la aeración, temperatura, humedad, ruptura de agregados y la incorporación de residuos vegetales al suelo (Bayer y Mielniczuc, 1997). Los niveles de M.O. se clasifican como bajos cuando son inferiores al 2 %, medios entre el 2 y el 4 %, y altos cuando superan el 4% (Soil Survey Staff, 1993).

### **2.2.1. Indicador físico**

Existen diversos indicadores físicos que se utilizan para evaluar la calidad del suelo, y estos varían dependiendo de la característica predominante en el lugar de estudio, según Chen (2000) y Doran y Lincoln (1999). Estos indicadores incluyen la textura del suelo, la profundidad, la tasa de infiltración, la densidad real, la capacidad de retención de agua, el espesor del horizonte superior y la estabilidad general. Acevedo et al. (2005) ha sugerido que la textura del suelo, que se relaciona con la disponibilidad de agua, porosidad e infiltración; la densidad real, que está vinculada a la conductividad hidráulica y la tasa de infiltración; y la estabilidad de sus aditivos, relacionada con el contenido de materia orgánica y la resistencia a la erosión, son elementos fundamentales.

### **2.2.2. Textura**

Se trata de la proporción de tamaño de partículas en el suelo, vinculada al tamaño de partícula de los minerales que lo componen, y se refiere a la relación relativa de los tamaños de diferentes grupos de partículas en el suelo. Esta característica ayuda a determinar la accesibilidad de nutrientes, agua y aire para las plantas. Se utilizan nombres de clases de textura para identificar grupos de suelos con composiciones de partículas minerales similares (Departamento de Agricultura de los Estados Unidos [USDA], 1999).

Los suelos arenosos son químicamente inactivos y carecen de propiedades coloidales y reservas de nutrientes. Sus siete propiedades físicas indican una estructura deficiente, buena permeabilidad al aire, alta permeabilidad y baja retención de agua. En cambio, las arcillas son químicamente activas, absorben iones y moléculas, flocculan y se dispersan. Aunque son ricas en nutrientes y retienen mucha agua, presentan una estructura bien definida pero son impermeables y pueden sofocar (USDA 1999). Los suelos francos carecen de

estructura y propiedades coloidales, siendo impermeables y con escasa aireación. En contraste, los suelos arcillosos mantienen un equilibrio con propiedades compensadoras (Quispe y Angulo, 2018)

### **2.2.3. Transformación de la materia orgánica**

Cuando se incorpora materia orgánica al suelo, se desencadenan varios procesos que contribuyen a la mineralización de sus componentes, generando ácido carbónico, agua, amoníaco y otros productos asimilables por las plantas (Ferruzi, 1987 y Gross, 1986). Estos procesos están influenciados por factores como los nutrientes de origen orgánico, el pH, la humedad, la temperatura, la disponibilidad de oxígeno, la accesibilidad del sustrato, entre otros (Wild, 1992). En zonas tropicales con elevada humedad, intensas precipitaciones y altas temperaturas, como Tingo María, se crea un entorno propicio para la transformación de la materia orgánica, lo que contribuye a mantener la capacidad productiva del suelo constante (Cisneros, 1985).

### **2.2.4. Efectos benéficos de la materia orgánica**

#### **2.2.4.1. Influencia en las propiedades del suelo**

Ayuda a la adición de suelo mejorando sus propiedades físicas. El residuo parcialmente descompuesto llena los poros no capilares en los suelos arenosos, aumentando la retención de agua. Al favorecer la agregación mantiene la estabilidad estructural y siendo estos suelos productivos (Zavaleta, 1992).

#### **2.2.4.2. Aumento de la actividad microbiana**

La adición de materia orgánica al suelo estimula a los microorganismos, que hay en ello, así mismo sin las transformaciones bioquímicas de la materia orgánica solo tiene un menor impacto en la estructura (Baver, 1991).

La materia orgánica proporciona las condiciones ideales para el crecimiento y desarrollo de los microorganismos, además de servir como fuente de energía (Cisneros, 1985).

### **2.2.5. Fuentes orgánicas**

La aplicación de fertilizantes orgánicos al suelo estimula la actividad biológica, fomenta el intercambio de nutrientes, equilibra el contenido hídrico y fortalece la estructura del suelo. Esto reduce la vulnerabilidad del suelo a la erosión, mejora la retención de nutrientes y favorece el desarrollo radicular de los cultivos. Como resultado, se potencia la eficacia de los fertilizantes minerales y se logran mayores rendimientos, lo que se traduce en beneficios económicos (Guerrero, 1993).

Las enmiendas orgánicas son materiales aplicados al suelo con el propósito de proporcionar nutrientes aprovechables y/o mejorar su condición física. Se les conoce como fertilizantes (Jaramillo, 2002).

Los fertilizantes orgánicos aplicados al suelo presentan tres características principales según Jaramillo (2002): variabilidad en el contenido de nutrientes, descomponibilidad influenciada por la relación C/N, y distintos estados de humedad de aplicación, ya sea sólido (< 80%), semilíquido (80-90%), o líquido.

#### **2.2.5.1. Estiércol**

El compost o suplementos orgánicos pueden mejorar la condición física del suelo, especialmente en las regiones áridas de la costa peruana. Además, la falta de agua limita el equilibrio adecuado del aire del suelo al que el compost contribuye en gran medida. (Davelouis, 1993).

Los fertilizantes se emplean en dosis elevadas, con una aplicación promedio de 30 toneladas por hectárea, pero frecuentemente se utilizan dosis más altas, entre 40 y 50 toneladas por hectárea. Su función como proveedores de nutrientes debe ser utilizada de manera eficiente. Por ejemplo, 30 toneladas de estiércol suministran 120 kg/ha de N<sub>2</sub>, 75 kg/ha de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y 165 kg/ha de K<sub>2</sub>O. Sin embargo, estos nutrientes están en forma de complejos orgánicos que no serán completamente aprovechados por los primeros cultivos sembrados.

Según Tisdale y Nelson (1984), a pesar de que se consideraba que el estiércol era un elemento crucial en los programas de compostaje, su importancia ha disminuido debido al rápido aumento del uso de estiércol comercial por hectárea. La aplicación de fertilizantes a una tasa de 10 toneladas por hectárea proporcionará un promedio de 2 a 5 toneladas de materia orgánica, lo que contribuirá a mantener altos rendimientos del suelo y mejorar el almacenamiento de agua, beneficiando así las propiedades del suelo.

La utilización del estiércol para preservar la materia orgánica en el suelo ha sido extensamente empleada desde tiempos antiguos y constituye una práctica habitual en la región montañosa de Perú. Aplicar tasas de fertilización que superen las 10 toneladas por hectárea tiene un impacto beneficioso tanto en las características físicas como químicas del suelo, además de generar mayores rendimientos en la producción de frutas (Zavaleta, 1992).

El nitrógeno contenido en la porción líquida del estiércol es fácilmente absorbido por las plantas y se encuentra casi simultáneamente con el nitrógeno proveniente de los fertilizantes minerales. En cambio, la liberación de nitrógeno de la porción

sólida es mínima, ya que requiere someterse a un proceso de mineralización dirigido por microorganismos, que responde de manera similar a los factores ambientales (Millar, 1962). En relación al fósforo presente en el estiércol, este se libera principalmente durante la descomposición del estiércol animal sólido, con una cantidad muy reducida de fósforo en la orina. Durante la mineralización de la materia orgánica, el fósforo se separa del material del estiércol en forma de sales ácidas protectoras, que son mucho menores que el fósforo del estiércol y superiores a la asimilación del fósforo en los fertilizantes minerales durante el primer año de fertilización (Yagodín, 1986). Además, se observó una correlación directa entre la cantidad de estiércol en el suelo y la conductividad eléctrica (CE), ya que una tonelada de estiércol contiene aproximadamente 50 kg de sal (Castellanos, 1996).

Rgau (1982) concluyó que el estiércol, al ser incorporado al suelo, siempre será un fertilizante básico que proporciona condiciones físicas propicias, lo cual lo convierte en una opción más económica y segura que los fertilizantes minerales. Es el único que puede contribuir de manera significativa a la mejora de las labores agrícolas y a la obtención de diversos y elevados rendimientos en la agricultura convencional, siendo comúnmente derivado de animales como ovinos, bovinos, gallinas, cuyes, entre otros

#### **2.2.5.2. Compost municipal**

En la ciudad de Tingo María la generación de residuos domésticos per cápita es de 0,52 kg/día/persona. (Pigars Mplp, 2012), se compone de 75% de materia orgánica, 12% de materia inorgánica y 13% de residuos no reciclables o inútiles, por lo que se estima que se generan unas 30 toneladas diarias de residuos sólidos domésticos, de las cuales unas 23 toneladas son residuos orgánicos, Por lo tanto, el municipio de Leoncio Prado se clasifica como una ciudad mayor "B" (Decreto Supremo N° 015 - 2014 - EF) con el objetivo de lograr la meta 10 (implementación de separación en fuente y selección de residuos sólidos domiciliarios en 20 % de viviendas urbanas en el distrito) Programa de Recolección Selectiva). Sin embargo, menos del 10% de los hogares urbanos actualmente participan activamente en el programa en el marco de los programas de incentivos para la mejora de la gestión de la ciudad y la modernización.

Hace más de 60 años el municipio de Tingo María vertía sus residuos sólidos al río Huallaga en un sector conocido como "La Muyuna", por lo que la importancia del manejo de los residuos orgánicos es de suma importancia, es la parte más importante, contabilizando más de la mitad de los residuos sólidos domiciliarios, una alternativa a este problema es el compostaje, ya que es un proceso amigable con el medio ambiente, sin

complejidad indebida, factible técnica y económicamente, menos contaminante, socialmente aceptable, en comparación con los vertederos o incineradores, etc., en mayor grado.

### 2.3. Macrofauna de suelo

Este grupo está formado por animales con una longitud corporal superior a 2 mm y pertenecientes a varios Filos, Clases y órdenes. (Tabla 2). El tamaño medio de los macroinvertebrados oscila entre 2 y 20 mm, e incluye a los anélidos, coleópteros, himenópteros, formicidas, isópteros y estadios adultos e inmaduros de otros artrópodos edafícolas (Lavelle, 1994 como se citó en Noriega, 2018).

**Tabla 1.** Clasificación taxonómica de los organismos integrantes de la macrofauna

Filo	Clase	Sub-Clase	Orden
Annelida	Clitellata		Oligochaeta
	Arachnida		Araneae
Artrópoda	Insecta		Coleóptera
			Díptera
			Hemíptera
			Himenóptera
			Homóptera
			Isóptera
			Orthóptera
			Isópoda
	Crustácea		
	Myriapoda	Chilopoda	
		Diplopoda	
Nemátoda	Adenophorea		Mermithida
Mollusca	Gasteropoda		

Fuente: Curry y Good (1992)

La mayoría de estos organismos se distinguen por tener ciclos biológicos prolongados, tasas de reproducción bajas y una capacidad limitada de transmisión. Participan en diversos procesos a través de su actividad física, que implica la mezcla de la capa superior del suelo con el suelo, y su actividad metabólica, que implica la utilización de los recursos orgánicos disponibles. Al descomponer partículas y estimular la actividad microbiana, interfieren con los ciclos de la materia orgánica y los nutrientes (Lavelle, 1994).

#### 2.3.1. Importancia de la macrofauna del suelo

La biota del suelo desempeña un papel significativo en la dinámica de los nutrientes al descomponer los desechos orgánicos, facilitando los procesos de ciclado de nutrientes. Además, influye en las propiedades físicas del suelo al formar túneles, aumentar la porosidad e impactar en la infiltración y retención de agua (Lavelle, 1994).

### 2.3.2. Macrofauna y sus efectos sobre el suelo

Las características físicas y químicas del suelo tienen un impacto directo en los organismos que lo habitan, influyendo a través de factores como la materia orgánica, la humedad, el pH, la composición del suelo y la aireación. Indirectamente, también afectan a la fauna del suelo a través de su influencia en la vegetación circundante (Curry, 1987).

La estructura del suelo determina la distribución de la fauna, estableciendo una conexión positiva entre el número y tamaño de los poros con el tipo de animales presentes en ellos (Hendricks, 1985). Los invertebrados más grandes ocupan espacios llenos de aire en el suelo, mientras que algunos microorganismos evitan suelos ácidos, aunque sus preferencias de pH varíen. En términos generales, los organismos del suelo prefieren ambientes húmedos, y en ausencia de agua, tienden a desplazarse a partes más profundas y dispersarse de manera más concentrada. La humedad es esencial, y en suelos con escasos nutrientes pero ricos en humedad, las densidades de animales grandes son notablemente mayores que en suelos ricos en nutrientes, pero más secos (Luizao, 1971)

Entre los animales más abundantes, destacan los artrópodos, especialmente los colémbolos, que residen en los primeros 5 cm del suelo y desempeñan un papel crucial en la trituración de materia orgánica. Las lombrices, por otro lado, juegan un papel esencial al mezclar materia orgánica con componentes minerales. Se estima que hay alrededor de 10 toneladas de lombrices por 0,4 ha/año de suelo, y en un período de 50 años, extraen a la superficie todo el volumen de suelo contenido en los primeros 22 cm (Curry, 1987).

**Tabla 2.** Actividades de la fauna del suelo en los procesos de descomposición y la estructura del suelo.

<b>Categoría</b>	<b>Ciclaje de nutrientes</b>	<b>Estructura del suelo</b>
Micrifauna (4 - 100 $\mu$ )	Regulan las poblaciones de bacterias y hongos Alteran el ciclaje de nutrientes	Pueden afectar la estructura del suelo a través de interacciones con la microflora
Mesofauna (100 $\mu$ - 2 mm)	Regulan las poblaciones de hongos y de la microfauna Alteran el ciclaje de nutrientes Fragmentan detritos vegetales	Producen pelotas fecales Crean bioporos Promueven la humificación
Macrofauna (2 - 20 mm)	Regulan los hongos y la microfauna Estimulan la actividad microbiana	Descomponen partículas orgánicas y minerales Redistribuyen la materia orgánica y microorganismos Promueven la humificación Producen pelotas fecales

Fuente: Ferreras et al. (2009)



### **2.3.2.1. Lombriz de tierra**

Las galerías creadas por las lombrices mejoran la filtración del agua y la aireación del suelo, permitiendo que campos cultivados con estas galerías absorban de 4 a 10 veces más agua que aquellos sin estos beneficios. Esto contribuye a reducir la escorrentía, rehidratar el subsuelo y almacenar más agua durante períodos secos (Morrón, 2007, como se citó en Noriega, 2018).

Las lombrices, al excavar túneles verticales, facilitan la entrada de aire a las profundidades del suelo, estimulando el ciclo de nutrientes microbianos. Cuando son abundantes, la actividad de labranza en túneles puede sustituir parte de la labranza mecánica. Al consumir material vegetal muerto, las lombrices aportan materia orgánica y nutrientes a la capa superior del suelo (Pashanasi, 2001).

Estos gusanos, activos principalmente durante condiciones húmedas y cálidas, excavan túneles bajo tierra y, por la noche, exploran su entorno. Su contribución es significativa, ya que, al moverse y alimentarse, agitan, airean y fertilizan el suelo. Además, elevan nutrientes como fósforo y potasio desde el subsuelo y generan un nutriente valioso llamado humus de lombriz al excretar el 50-60% de su ingesta, convirtiéndolo en un enriquecedor natural del suelo (Domínguez y Gómez, 2008).

### **2.3.2.2. Hormigas**

El ciclo de vida se registra en orden cronológico. El tiempo de desarrollo desde la etapa de huevo hasta la edad adulta promedió 56 días en condiciones de laboratorio (22–25 °C y H.R. sesenta y cinco%). La etapa de huevo dura un promedio de 13 días, variando de 11 a 15 días. La duración media del estado larvario, que consta de tres estadios o estadios larvales, es de 31 días. Al final de este estado, la vida útil total del individuo es de 43 a 45 días, que es la más larga. La duración promedio de las pupas es de 12 días, el desarrollo se completa entre los 55 y 57 días, y no hay información sistemática sobre la vida adulta, pero se tiene la certeza de que se ha establecido al menos una colonia. Esto significa que la reina mantiene su fertilidad durante al menos dos años. Se espera que los tiempos del ciclo de vida en el campo difieran ligeramente de los del laboratorio, proporcionando una base aproximada pero confiable. A partir de ahí, se sugiere volver a desovar los rebaños para liberarlos en el campo unas tres a seis veces al año, y liberarlos en el suelo donde se extienden los cafetales, incluso al sol, el cielo y la luz. Sombra, inmediatamente después de la cosecha del café. A partir de observaciones realizadas en campo, en el territorio de S. Picea en cafetales de Apía, se sospecha que el efecto puede permanecer en zonas estables por varios meses (Herrera y Armbréchy, 2006).

### **2.3.2.3. Termitas**

La familia de las termitas tiene un ciclo de vida metamórfico incompleto, caracterizado por etapas de huevo, pupa y adulto. La temporada de reproducción se produce en la primavera y parte del verano, y por lo general se puede ver después de fuertes lluvias, nubes o enjambres alados en busca de pareja y lugares para establecer nuevas colonias. Estos enjambres, además de ser una clara señal de la presencia de un nido, también permiten la propagación de la plaga. En cuanto los reproductores forman sus parejas de por vida, se produce el cortejo, durante el cual se produce el autoaborto (alas) y el apareamiento (contacto de las antenas del macho con el abdomen). para niños). Luego, la pareja construye la réplica, donde proceden a cortarse la barba, total o parcialmente. Entonces ocurrirá el primer apareamiento y cría, que creará un nuevo nido y una nueva comunidad (Ramírez y Lanfranco, 2000).

### **2.3.2.4. Ciempiés**

Chilopoda es un orden que introduce a los ciempiés. Se llaman así porque parecen tener cientos de patas. Son largos y casi como gusanos con patas largas y delgadas que sobresalen de sus cuerpos. Los ciempiés experimentan una metamorfosis gradual a medida que los juveniles se parecen a los adultos, pero más pequeños. También tienen una forma divertida de combinar óvulos y espermatozoides. (Trudeaun, 2016).

### **2.3.2.5. Grillo topo**

El cuerpo mide unos 2,5 cm de largo. La cabeza es mandibular, es decir, la cara está en posición vertical con el mentón apuntando hacia el suelo. Los grillos topo tienen órganos visuales deficientes, tienen ojos compuestos y dos ojos monoculares. Las antenas de su cabeza son cortas y están asociadas con el tacto y el olfato. Las alas delanteras se llaman tegminae, son más fuertes y más cortas que las alas traseras, las alas delanteras se extienden justo más allá de la mitad del abdomen y las alas traseras están detrás de la punta ventral y se abren y cierran como un abanico. Tres pares de patas terminan con un par de garras, el tercer par de patas no es adecuado para saltar, el primer par es muy fuerte y adecuado para cavar. La transformación de las cucarachas es muy "progresiva". Al nacer, las cucarachas no tienen alas, pero luego se desarrollan en sucesivas etapas de pupa. Si observamos una pupa y un adulto, veremos que el adulto tiene alas desarrolladas y funciones completas, mientras que la pupa tiene alas cortas y no tiene función de vuelo.

El estado adulto ocurre después de la vigésima etapa de pupa y el macho y la hembra están en proporciones saludables y el cuerpo está cubierto de pelo (inducción al tacto) y marrón o marrón. Los machos cantan (cantan) frotando la tegmina entre sí; Esta "canción" tiene connotaciones sexuales y muchas variaciones: "la llamada o voz de un

hombre solitario", "la procesión del cortejo" y "el sonido de la rivalidad". Los viajes de apareamiento tienen lugar a principios de la primavera. En verano, el huevo eclosiona y la hembra, con un factor de huevo bajo, pone en noviembre o diciembre alrededor de 200 a 300 huevos en dos o tres semanas. Los estudios realizados indican que las hembras ponen sus huevos en las mismas áreas donde desovaron en el otoño anterior. Estos sitios suelen estar libres de vegetación, soleados y tienen una consistencia algo dura. Los nidos están situados en suelo firme y tienen una profundidad de 10/25 cm.

Los adultos actúan como una plaga desde finales de septiembre hasta finales de abril, cuando comienzan las temperaturas más frías. En invierno, el grillo profundiza sus ferias para escapar de las temperaturas más frescas y volver a la actividad con temperaturas nocturnas superiores a los 16°C. De esta forma, el curso se completa una vez al año. En regiones con inviernos menos severos, puede haber dos generaciones por año. En el invierno, los huevos permanecen inactivos hasta que eclosionan en la primavera. Las cucarachas, que se distinguen como insectos subterráneos, se alimentan mejor de noche con sus raíces, tubérculos, rizomas, etc. Sin duda prefieren la tierra húmeda fertilizada con estiércol, ya que esto atrae a muchos insectos que también les sirven de alimento; Por lo tanto, se concluye que las huertas serán las preferidas por los grillos topo porque cumplen las condiciones anteriores (en las noches calurosas, salen de sus madrigueras para alimentarse de insectos). Más específicamente, los grillos topo disfrutaban de una dieta mixta (raíces e insectos) (Frank, 1994).

#### **2.3.2.6. Artrópodos**

En el suelo hay especies de organismos putrefactores que se ven a simple vista, entre ellos se encuentran los cochinillos de la tierra (Oniscoidea), milpiés, ciempiés, babosas caracoles y "springtails" (collembola). Algunos entierran los residuos, poniéndolo en contacto con otros organismos en el suelo que continúan el proceso de descomposición. Los colémbolos saltadores o "springtails" son pequeños insectos se alimentan principalmente de hongos, sus desechos son ricos en nutrientes que se liberan después que otros hongos y bacterias lo descomponen. Los escarabajos del estiércol juegan un rol importante en el reciclaje de estiércol y reducción de parásitos intestinales y moscas del ganado. (Morrison, 2007 como se citó en Noriega, 2018).

### **2.4. Microorganismos en los suelos**

La presencia de organismos vivos en el suelo es muy importante para las plantas y, en general, un suelo rico en organismos vivos es también el más fértil. Los organismos del suelo incluyen bacterias, hongos, algas y raíces de plantas.

Millones de bacterias y más de un millón de protozoarios pueden vivir en un gramo de suelo. Algunos protozoarios viven en sistemas de alimentación de termitas y ayudan a la digestión de la celulosa, una etapa importante en la descomposición de la hojarasca. En los trópicos algunos organismos del suelo, como *Beijerinckia*, convierten el nitrógeno atmosférico en sales ricas en nitrógeno mediante el proceso de la fijación de nitrógeno. El nitrógeno fijado por las algas verdiazules que viven en los campos arroceros (Vickery, 1991).

En algunas regiones o durante ciertas épocas del año, el suelo está muy húmedo y hay demasiada agua para una actividad biológica óptima, mientras que en otras ocasiones el grado de humedad es bajo y los microorganismos son dañados. Un suelo bien aireado, desde el punto de vista microbiológico, es aquel en el que los procesos microbianos que requieren oxígeno se llevan rápidamente (Alexander, 1994).

Es muy importante la presencia de microorganismos en una muestra de suelo destinado para agricultura. Para evidenciar la presencia de bacterias, sean estas aerobias, anaerobias, hongos, es necesario realizar exámenes microbiológicos del suelo para establecer la calidad. En general cuando mayor es el número de bacterias encontrados, mayor es la cantidad de materia orgánica que el suelo contiene (Coyne, 2000).

#### **2.4.1. Población microbiana del suelo**

Para Madigan et al. (2004), la población de microbios en el suelo está entre 10<sup>8</sup> y 10<sup>10</sup> por gramo de suelo. Las bacterias son los microorganismos con mayor cantidad en el suelo, con hasta 10<sup>8</sup> individuos por gramo de suelo, y están representadas por más de 10<sup>4</sup> a 10<sup>6</sup> especies diferentes. Los actinomicetos y los hongos son el segundo grupo más abundante, alcanzando entre 10<sup>6</sup> y 10<sup>7</sup> individuos por gramo de suelo, representando más de 10<sup>6</sup> especies diferentes (Sylvia et al., 1999).

#### **2.4.2. Importancia de los microorganismos del suelo**

Los microorganismos del suelo son esenciales para la dinámica y el desarrollo del suelo. En un gramo de suelo, se encuentran millones de microorganismos beneficiosos, como bacterias, actinomicetos, hongos, algas y protozoos. Estos contribuyen a la fertilidad del suelo liberando nutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas, haciendo que el suelo sea fértil (Germida, 1993).

#### **2.4.3. Microorganismos viables**

Los microorganismos tienen una amplia adaptabilidad, prosperando en diversos ambientes con diferentes condiciones. Pueden vivir en temperaturas extremas, en agua dulce y salada, con o sin aire, y algunos tienen fases latentes en respuesta a la escasez de nutrientes. Existen diversos tipos de microorganismos, como hongos, levaduras, bacterias,

arqueas, actinomicetos, protozoos, algas y virus. En el suelo, compiten por nutrientes y energía, influyendo en la composición química del suelo, y evolucionan en respuesta al estrés ambiental (Madigan et al., 2004; Fenchel et al., 2000).

#### **2.4.3.1. Biodiversidad del suelo**

El suelo, especialmente en la rizósfera, alberga una amplia diversidad de microorganismos que siguen un ciclo de vida clásico de nacer, crecer, reproducirse y morir. Este ecosistema, considerado el más estable y sostenible para las comunidades microbianas, se beneficia de las contribuciones de materiales orgánicos e inorgánicos. La actividad microbiana en el suelo es esencial para descomponer desechos humanos, animales y tejidos vegetales, convirtiéndolos en tierra y liberando sustancias beneficiosas para las plantas. Según Pelczar (1993), un gramo de suelo puede contener más de ocho mil millones de bacterias.

#### **2.4.3.2. Variabilidad de microorganismos en el suelo**

La diversidad microbiana en el suelo está determinada por factores como la composición del suelo, nutrientes, humedad, temperatura, pH, interacciones, presencia de raíces y prácticas agrícolas, generando complejas redes alimentarias y competencias entre microorganismos (James y Eric, 1997).

#### **2.4.3.3. Factores que afectan a los microorganismos del suelo**

Los factores físicos en el suelo, como la humedad, concentración de oxígeno, pH y temperatura, son fundamentales. La relación entre la humedad y el oxígeno en el suelo es estrecha, ya que los organismos aerobios se desarrollan en los espacios entre partículas llenos de agua y oxígeno. En suelos inundados, todos los espacios están llenos de agua, propiciando el desarrollo de bacterias anaerobias (Wild, 1992).

La mayoría de las bacterias y actinomicetos prosperan en condiciones de pH neutro a ligeramente alcalino, mientras que los hongos se adaptan a un rango más amplio (Fassbender, 1992). Los factores abióticos del suelo juegan un papel clave en la distribución de los microorganismos. La aplicación de vapor o productos químicos al suelo inicialmente reduce la población de microorganismos, pero después de la esterilización, la población bacteriana se recupera rápidamente (Dighton, 1997).

#### **2.4.4. Microbiología del suelo**

Hay  $10^8$ - $10^{16}$  bacterias por gramo de suelo. La mayoría de ellos son heterótrofos, y los más comunes son las esporobacterias, los actinomicetos que producen geosmina (el olor a tierra mojada) y las especies de la rizosfera (el área donde el suelo y las

raíces de las plantas entran en contacto) géneros bacterias *Rhizobium* y *Pseudomonas* (Reichardt et al., 1997).

#### **2.4.5. Microorganismos del suelo: Bacterias**

Las bacterias, microorganismos unicelulares de tamaño micrométrico, varían en número en diferentes suelos, destacando en suelos cultivados. En un gramo de suelo, pueden alcanzar cifras entre cientos de miles y decenas de millones, liberando varios kilogramos de dióxido de carbono por hectárea en una hora mediante la respiración. Su distribución no es uniforme a lo largo del perfil del suelo, con áreas densamente y escasamente pobladas incluso en el mismo horizonte. (Madigan et al., 2004).

Determinar la cantidad de bacterias vivas en el suelo se enfrenta a desafíos debido a la falta de un medio que permita su crecimiento conjunto y a que las colonias bacterianas, si no se rompen adecuadamente antes de contar, arrojan cifras muy bajas. En términos de alimentación, las bacterias pueden clasificarse en dos categorías principales: autótrofas y heterótrofas. Las autótrofas utilizan dióxido de carbono como fuente de carbono y compuestos de nitrato y amonio como fuentes de nitrógeno, extrayéndolos de la materia orgánica (Schlegell, 1993).

#### **2.4.6. Microorganismos del suelo: Fungí**

Los hongos, al igual que las bacterias, son esenciales en la red alimentaria del suelo, descomponiendo materia orgánica en formas utilizables. Contribuyen a la formación de agregados estables en el suelo, mejorando la retención de agua y la intrusión de agua. En suelos bien ventilados, los hongos representan la mayor parte del protoplasma de la microflora debido a su tamaño y longitud de hifas (Schlegell, 1993).

#### **2.4.7. Generalidades de los Fungí del suelo**

Los hongos en el suelo, con poblaciones estimadas entre  $5 \times 10^3$  a  $9 \times 10^5$  por gramo de suelo seco, desempeñan roles tanto como degradadores de celulosa como depredadores de diversos organismos. Su diversidad incluye hongos beneficiosos y patógenos, algunos capaces de establecer simbiosis micorrícicas con las raíces de las plantas (Arias, 2001).

El hongo desarrolla un micelio externo que funciona como un sistema de raíces adicional, mejorando la colonización del suelo alrededor de las plantas para facilitar la absorción de nutrientes y agua. Las hifas fúngicas, en colaboración con otros microorganismos del suelo, contribuyen a la formación de agregados estables, preservando la calidad del suelo según Barea (1991), como se citó en Loreli et al. (2008).

Su actividad les permite explorar áreas más extensas de suelo, extrayendo nutrientes, especialmente fósforo, para suministrar a las plantas a través de cadenas fúngicas (hifas). Son resistentes al ácido y reducen los ataques e infecciones causados por hongos patógenos. De esta manera, las hifas recubren las raíces de los árboles y otras plantas, facilitando la absorción de agua y nutrientes inorgánicos, especialmente fósforo (Arias, 2001).

**Tabla 3.** Principales grupos de Fungís del suelo.

<b>Grupo</b>	<b>Aspecto</b>	<b>Fungi</b>
Mixomicetos	Plasmidio	Physarum
Oomicetos	Unicelular	Pythium
Zigomicetos	Hifas aceptadas	Mucor
Ascomicetos	Hifas septadas	Rhizopus
Basidiomicetos	Hifas septadas	Saccharomyces
		Boletus
		Aspergillus
Micelios estériles	Hifas septadas	Fusarium
		Penicillium
		Rhizoctonia

#### **2.4.7.1. Fungí del suelo - indicadores microbiológicos**

Es un indicador del número potencial de hongos en un suelo dado, especialmente aquellos que ocupan diversos hábitats en saprofitos. Los hongos cumplen la función fundamental de descomponer y mineralizar residuos orgánicos, siendo conocidos como descomponedores primarios. A través de su metabolismo, liberan enzimas capaces de descomponer compuestos complejos para obtener energía y alimentos. La cantidad de hongos en el suelo se vincula estrechamente con propiedades físicas relacionadas con su función de filtración, como textura, estructura, porosidad, aireación y retención de agua. En términos químicos, la actividad fúngica se favoreció en suelos con pH moderadamente ácido, acidez intercambiable moderada, alto contenido de materia orgánica y alta disponibilidad (Acuña, 2006).

De las aproximadamente 250.000 especies de hongos en el suelo, solo alrededor de 100 pueden causar enfermedades en humanos, conocidas como enfermedades fúngicas. En suelos cultivados, las poblaciones de hongos son más abundantes a una profundidad de 7 a 15 cm, y tienen preferencia por climas templados en lugar de extremadamente fríos o calurosos (Madigan et al., 2004).

#### **2.4.7.2. Actividad microbiana del suelo**

La evaluación de la actividad metabólica de los microorganismos heterótrofos en el suelo se realiza a través del estudio de la mineralización de la materia orgánica. Durante la respiración aeróbica, se generan  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$  como principales subproductos, siendo la evolución del dióxido de carbono un indicador preciso de la actividad respiratoria en suelos acuáticos y diversos biomas ([ocw.um.es/ciencias/ecología/lectura](http://ocw.um.es/ciencias/ecología/lectura)). La estimación indirecta de la actividad microbiana se logra mediante la medición de la respiración basal, que incluye la determinación de la producción de  $\text{O}_2$  o las emisiones de  $\text{CO}_2$  a través de una incubación constante en condiciones óptimas (Alef y Nannipieri, 1995; García et al., 2003).

La tasa de crecimiento de  $\text{CO}_2$  se analiza comúnmente a partir de la mineralización de sustratos orgánicos en el suelo, representando un indicador del proceso de respiración de las raíces, la actividad animal del suelo y la descomposición de diferentes componentes orgánicos, como la hojarasca (García et al., 2003).

Estas mediciones ofrecen un indicador sensible de la respuesta de la actividad microbiana a cambios en condiciones ambientales, tales como temperatura, humedad, uso de agroquímicos, excreción de inhibidores y prácticas de manejo (Peña, 2004). A pesar de la limitación en su capacidad respiratoria, la medición de la respiración sigue siendo el método más utilizado para evaluar la actividad microbiana y la descomposición de sustratos específicos en suelos orgánicos, proporcionando información valiosa sobre la calidad de la materia orgánica y la salud del suelo (Acuña et al., 2006).

La actividad microbiana desempeña un papel crucial en el mantenimiento de la fertilidad del suelo y la nutrición de las plantas. Los microorganismos presentes en el suelo contribuyen a la biodegradación de la materia orgánica y actúan como fuentes esenciales de marcadores como C, N y P (Díaz y Raviña et al., 1993). Algunos microorganismos establecen simbiosis mutualistas con las plantas, como las raíces que promueven el crecimiento del género *Azospirillum*, capaces de fijar nitrógeno atmosférico en el retículo endoplásmico de las gramíneas (Steenhoudt y Vanderleyden, 2000), y otros colaboran con las raíces ornamentales para mejorar la utilización de agua y nutrientes (Smith y Read, 1997).

En la agricultura, el interés en la actividad microbiana se basa en su capacidad para reciclar nutrientes, mejorar la nutrición de los cultivos y reducir o sustituir el uso de fertilizantes sintéticos (Alarcon et al., 2002; Velasco et al., 2001). La actividad microbiana se ve influenciada por las propiedades físicas y químicas del suelo, la composición



de la materia orgánica y la diversidad de la comunidad microbiana (Alexander, 1980; Álvarez y Solís, 1980; León y Martínez, 1997). Estos factores experimentan variaciones con la evolución de la cobertura terrestre (Palm et al., 1996) y la fertilidad del suelo (Verstraete y Voets, 1977).

#### **2.4.7.3. Respiración microbiana**

La oxidación biológica del carbono orgánico en el suelo es una parte fundamental del ciclo global del carbono, siendo la principal vía para que el carbono fijado regrese a la atmósfera (Ramírez, et al.). La respiración celular, un proceso presente en todas las células vivas, descompone moléculas orgánicas para producir energía. La mineralización, que implica la transformación de carbono orgánico a inorgánico, se traduce en la liberación de dióxido de carbono, siendo un resultado común de la actividad de microorganismos heterótrofos en el suelo. La medición de esta liberación de gases proporciona información sobre la actividad microbiana y la respiración del suelo (Bley, 1999; Burbano 1989; Araujo et al., 1999; citado por Paz, 2006).

Es uno de los parámetros más antiguos y ampliamente empleados para evaluar la actividad microbiana del suelo. La utilización de este indicador microbiológico ha permitido estimar la actividad de la biomasa en general y entender su variación causada por factores como el clima, las propiedades físicas y químicas, así como las prácticas agrícolas como la labranza y la rotación de cultivos (Campbell et al., 1992). Las investigaciones se centran en la incubación del suelo, tanto en campo como en laboratorio, midiendo productos finales como  $\text{CO}_2$  y  $\text{NO}_3^-$ , lo que facilita la comprensión de la mineralización y estabilidad del carbono C involucrado, así como la cantidad y calidad de la materia orgánica en relación con las prácticas agrícolas. La mineralización de C y nitrógeno se destaca como un indicador excelente de los cambios orgánicos de C y N, respectivamente, ya que representan una fracción pequeña pero significativa de la actividad de la materia orgánica en el suelo (Carter y Rennie, 1982).

Por otro lado, se destaca el interés en identificar C y N mineralizados simultáneamente para comprender mejor el reciclaje de C y N orgánico del suelo (Gupta et al., 1994). Collins et al. (1992) observaron variaciones en la mineralización de C después de distintos ciclos de cultivo, atribuyendo estas diferencias a las cantidades y disponibilidad de C inestable introducido en el suelo por cada ciclo. Encontraron que el monocultivo redujo significativamente la mineralización de C en comparación con una sucesión de cultivos bajo cero labranzas (Omay et al., 1997).

## 2.5. Velocidad de infiltración

La infiltración es el ingreso vertical del agua en el suelo, determinando el agua que escurre, la disponible para las plantas y el tiempo que permanece estancada en la superficie. También se refiere al volumen que se infiltra en relación con el tiempo (cm/h) y a la velocidad instantánea según la ecuación de Kostyakov:

$$I_i = at^b$$

**Dónde:**

**$I_i$**  = velocidad de infiltración instantánea.

**a** = constante

**t** = tiempo (hora)

**b** = constante

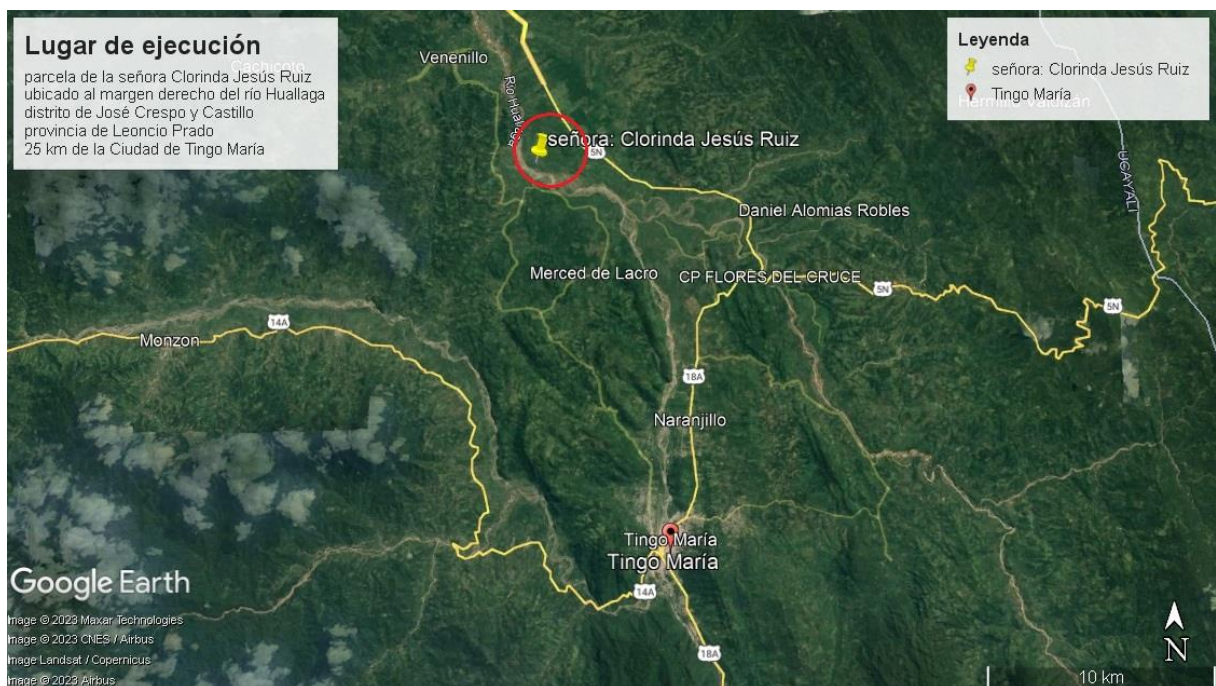
## 2.6. Aislamiento e Identificación de Fungí y Bacterias en diferentes tipos de materia orgánica.

En diversas investigaciones se identificó 8 géneros de hongos (*Geotrichum* sp, *Epidomorphyton* sp, *Penicillium* sp, *Oidium* sp, *Microsporum*, *Rhizopus* sp, *Aspergillus* sp y *Fusarium* sp), siendo estos últimos lo que más afectan a los cultivos. Además, se identificaron géneros de bacterias gram negativas (*Bacilos* sp, *Staphylococcus* sp, *Neiseria* sp) y gram positivas (*Bacillus* sp, *Estreptobacillus* sp, *Candida* sp) (Rengifo, 2010).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Lugar de ejecución

La investigación, se ejecutó en la parcela de la señora Clorinda Jesús Ruiz; ubicado al margen derecho del río Huallaga, en el distrito de José Crespo y Castillo, provincia de Leoncio Prado a 25 km de la Ciudad de Tingo María. Las muestras de suelos obtenidas en campo fueron analizadas e interpretadas en el Laboratorio de Microbiología de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.



**Figura 1.** Ubicación del campo experimental (Google Earth Pro, 2023)

##### 3.1.1. Clima

La zona es tropical y presenta una temperatura media mensual de 25 °C con una precipitación promedio anual de 3,300 mm/año y la humedad relativa anual aproximada de 85 %; por lo tanto, se puede decir que el clima es cálido-húmedo-lluvioso.

##### 3.1.2. Ecología

Según Holdridge (1978), la zona es un bosque muy húmedo Pre Montano tropical (Bmh – pmt), donde los cultivos alimenticios y medicinales son los que predominan (Villota, 1991).

### 3.1.3. Suelos

Suelos derivados de antiguos aluviales, localizadas en terrazas bajas, medias, plano con buen drenaje, medianamente profundos y permeabilidad media, de reacción moderadamente acida neutra, la superficie del suelo contiene alta concentración de materia orgánica, en la parte inferior la saturación de bases es media.

### 3.1.4. Fisiografía

Se distingue por su topografía plana con pendientes que van del 0 al 4 %, las cuales están formadas por la planicie de inundación del río Huallaga y sus afluentes; está compuesto por sedimentos fluviales recientes, resultado de inundaciones periódicas.

### 3.1.5. Geomorfología

Son las planicies aluviales y fluviales a lo largo de la margen occidental del río Huallaga. Comprende secuencias litológicas, principalmente de naturaleza sedimentaria.

### 3.1.6. Accesibilidad

La principal vía de acceso a la zona de trabajo es la Carretera Fernando Belaunde Terry, que va desde Tingo Mara hasta Aucayacu.

### 3.1.7. Características de los sustratos

Los resultados de los análisis muestran diferencias significativas entre el estiércol de vacuno y el compost municipal en cuanto a sus características químicas. El estiércol de vacuno tiene un pH ligeramente alcalino (7,50) en comparación con el compost municipal, que es ligeramente ácido (7,08) (Tabla 4)

**Tabla 4.** Características de los sustratos

Características	Estiércol de vacuno	Compost municipal
pH (1/1)	7,50	7,08 %
Materia orgánica (M.O)	25,00 %	54,06 %
Nitrógeno (N)	1,00 %	1,09 %
Fosforo (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	0,20 %	0,72 %
Potasio (K)	1,00 %	0,95 %
Calcio (Ca)	1,50 %	5,21 %
Magnesio (Mg)	0,40 %	408,90 %
Sodio (Na)	0,30 %	0,39 %
Azufre (S)	-	-
Boro (B)	-	-
Hierro (Fe)	6354,10 ppm	2391,14 ppm
Cobre (Cu)		135,28 ppm
Manganeso (Mg)	264,00 ppm	408,90 ppm
Zinc (Zn)	130,50 ppm	270,56 ppm

Además, el compost municipal tiene un contenido mucho más alto de materia orgánica (54,06 %) en comparación con el estiércol de vacuno (25,00 %). En cuanto a los nutrientes, el compost municipal tiene niveles más altos de nitrógeno, fósforo y potasio en comparación con el estiércol de vacuno. También es notable que el compost municipal contiene una cantidad significativamente mayor de magnesio, hierro y manganeso en comparación con el estiércol de vacuno. Estos resultados sugieren que el compost municipal es más rico en nutrientes y materia orgánica, lo que podría hacerlo más adecuado como enmienda para mejorar la fertilidad del suelo, especialmente en comparación con el estiércol de vacuno.

### 3.2. Componentes en estudio

#### A. Fuentes orgánicas.

$a_1$  = Residuos de poda de cacao y mazorcas (RPCM)

$a_2$  = 50 % de RPCM + 50 % de estiércol de vacuno

$a_3$  = Estiércol de vacuno

$a_4$  = compost municipal

$a_5$  = 50 % RPCM + 50 % compost municipal

#### B. Niveles de materia orgánica en el suelo (%), al que se debe llegar al aplicar las fuentes orgánicas.

$b_1$  = 25 tn/ha M.O

$b_2$  = 50 tn/ha MO

$b_3$  = 100 tn/ha MO

#### 3.2.1. Tratamientos en estudio

En el estudio, se llevaron a cabo diferentes tratamientos que involucraron diversas fuentes orgánicas y dosis en toneladas por hectárea (t/ha) (Tabla 5). El tratamiento  $T_1$  ( $a_1b_1$ ) consistió en la aplicación de 25 t/ha de Residuos de poda de cacao y mazorcas (RPCM). Los tratamientos  $T_2$  ( $a_1b_2$ ) y  $T_3$  ( $a_1b_3$ ) utilizaron la misma fuente orgánica, RPCM, pero en dosis de 50 y 100 t/ha, respectivamente. El tratamiento  $T_4$  ( $a_2b_1$ ) combinó 50 % de RPCM con 50 % de estiércol de vacuno en una dosis de 25 t/ha. Los tratamientos  $T_5$  ( $a_2b_2$ ) y  $T_6$  ( $a_2b_3$ ) replicaron esta combinación con dosis de 50 t/ha y 100 t/ha, respectivamente. Los tratamientos  $T_7$  ( $a_3b_1$ ),  $T_8$  ( $a_3b_2$ ), y  $T_9$  ( $a_3b_3$ ) consistieron en la aplicación de estiércol de vacuno en dosis de 25, 50 y 100 t/ha, respectivamente. Los tratamientos  $T_{10}$  ( $a_4b_1$ ),  $T_{11}$  ( $a_4b_2$ ), y  $T_{12}$  ( $a_4b_3$ ) utilizaron Compost municipal en las mismas dosis mencionadas anteriormente. Los tratamientos  $T_{13}$  ( $a_5b_1$ ),  $T_{14}$  ( $a_5b_2$ ), y  $T_{15}$  ( $a_5b_3$ ) combinaron 50 % de RPCM y 50 % de Compost municipal en las

mismas dosis respectivamente. Finalmente, el tratamiento T<sub>16</sub> (Testigo) no recibió ninguna aplicación orgánica.

**Tabla 5.** Descripción de los tratamientos en estudio

Tratamiento		Fuentes organicas	Dosis (t/ha)
T <sub>1</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>1</sub>	Residuos de poda de cacao y mazorcas (RPCM)	25
T <sub>2</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>2</sub>	Residuos de poda de cacao y mazorcas (RPCM)	50
T <sub>3</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>3</sub>	Residuos de poda de cacao y mazorcas (RPCM)	100
T <sub>4</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>1</sub>	50 % de RPCM + 50 % de estiércol de vacuno	25
T <sub>5</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>2</sub>	50 % de RPCM + 50 % de estiércol de vacuno	50
T <sub>6</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>3</sub>	50 % de RPCM + 50 % de estiércol de vacuno	100
T <sub>7</sub>	a <sub>3</sub> b <sub>1</sub>	Estiércol de vacuno	25
T <sub>8</sub>	a <sub>3</sub> b <sub>2</sub>	Estiércol de vacuno	50
T <sub>9</sub>	a <sub>3</sub> b <sub>3</sub>	Estiércol de vacuno	100
T <sub>10</sub>	a <sub>4</sub> b <sub>1</sub>	Compost Municipal	25
T <sub>11</sub>	a <sub>4</sub> b <sub>2</sub>	Compost Municipal	50
T <sub>12</sub>	a <sub>4</sub> b <sub>3</sub>	Compost Municipal	100
T <sub>13</sub>	a <sub>5</sub> b <sub>1</sub>	50 % RPCM + 50 % compost municipal	25
T <sub>14</sub>	a <sub>5</sub> b <sub>2</sub>	50 % RPCM + 50 % compost municipal	50
T <sub>15</sub>	a <sub>5</sub> b <sub>3</sub>	50 % RPCM + 50 % compost municipal	100
T <sub>16</sub>		Testigo	0

### 3.2.2. Diseño experimental

Se utilizó un diseño de bloques completo al azar (DBCA) en este estudio, con un arreglo factorial que involucra cinco niveles de factor A y tres niveles de factor B, lo que resultó en un total de 16 tratamientos diferentes. Cada tratamiento se replicó cuatro veces en el experimento. Para comparar y determinar si existen diferencias significativas entre los medios de los tratamientos, se aplica la prueba de Duncan con un nivel de confianza del 95 %.

#### Modelo aditivo lineal:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \delta_j + \beta_k + (\alpha\delta)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

#### Donde:

Y<sub>ijk</sub> = Observaciones correspondientes a la unidad experimental en la que se aplico la fuente i, se a una dosis j, ubicado en el bloque k.

$\mu$  = media general

$\alpha_i$  = efecto de la i-ésimo fuente de materia orgánica

$\delta_j$  = efecto del j-ésimo nivel de materia orgánica

$\beta_k$  = efecto del k esimo bloque

$(\alpha\delta)_{ij}$  = Efecto de la interacción del i-ésimo fuente de materia orgánica con el j-ésimo nivel de materia orgánica

$\epsilon_{ijk}$  = efecto de error asociado a la fuente y niveles de la materia orgánica

**Para**

I = 1, 2, 3, 4 y 5 fuentes de materia orgánica

J = 1, 2 y 3 niveles del contenido de materia orgánica

K = 1, 2,3 y 4 bloques

**Tabla 6.** Esquema del análisis de variancia (ANVA)

<b>Fuente de variación</b>	<b>Esquema</b>	<b>G.L</b>
Bloques	(r-1)	3
Tratamiento	(T-1)	14
A	(a-1)	4
B	(b-1)	2
AxB	(a-1)(b-1)	8
Error experimental	(r-1)(ab-1)	42
Total	(abr - 1)	59

### 3.2.3. Características del campo experimental

- Longitud de bloque : 147 m
- Ancho de bloque : 12 m
- Área de bloque : 7056 m<sup>2</sup>
- Número total de bloques : 4
- Longitud de unidad experimental : 12 m
- Ancho de unidad experimental : 12 m
- Área de unidad experimental : 144 m<sup>2</sup>
- Área neta de la unidad experimental : 36 m<sup>2</sup>
- Número total de unidades experimentales : 64
- Numero de plantas por unidad experimental : 4
- Numero de plantas totales a evaluar : 256
- Número total de plantas : 1024

### 3.3. Variable experimental

#### 3.3.1. Variable dependiente

Las variables dependientes que se consideró fueron las propiedades físicas y biológicas del suelo:

- Textura

- Velocidad de infiltración (cm/h)
- Cuantificación de la macrofauna
- Respiración microbiana (CO<sub>2</sub>) liberado (C = CO<sub>2</sub> mg)
- Cuantificación de microfauna

### 3.3.2. Fuentes de materia orgánica

Entre las fuentes de materia orgánica tenemos a los tratamientos de materia orgánica (compost municipal, estiércol de vacuno, mazorcas de residuos de cacao y residuos de poda de cacao).

### 3.3.3. Muestreo físico y químico del suelo

Se realizó hoyos en cada sistema de uso, cuyas dimensiones fueron de 25x25x20 cm (alto, ancho y profundidad), de los cuales se tomaron muestras con la finalidad de determinar propiedades físicas y químicas. Se tomó aproximadamente 1 kg de suelo, se marcó para su identificación y se envió al laboratorio de suelos de la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional Agraria de la Selva para su análisis físico y químico.

### 3.3.4. Cuantificación de la macrofauna

Las muestras se trasladaron al laboratorio para su eventual separación de la macrofauna, con ayuda de la pinza sobre bandejas plásticas los macro invertebrados fueron separados y colocados en un recipiente de vidrio con alcohol, para luego ser identificados a nivel de órdenes. La identificación de los macro invertebrados se ha realizado en el laboratorio de microbiología de la UNAS.

### 3.3.5. Metodología de conteo de la macrofauna del suelo

El conteo de macrofauna del suelo se realizó in situ, se procedió a colocar el plástico en el suelo para poner sobre ella los bloques de tierra que se obtuvieron con ayuda de la pala, se procedió a desmoronar cada bloque de tierra y al mismo tiempo esparcirlo en el plástico, se procedió a buscar y capturar a los individuos de la macrofauna presente, estos fueron colocados en los frascos de vidrio para el almacenamiento, se agregaron soluciones de alcohol al 70 % para la conservación de insectos de cuerpo endurecido, larvas e insectos de cuerpo no endurecido. Se determinó la densidad (individuos/m<sup>2</sup>) de todos los macro invertebrados, a partir del número de individuos de cada unidad taxonómica calculándose el porcentaje de abundancia o densidad relativa.

$$H' = - \sum P_i * \ln P_i$$



### **3.3.6. Cuantificación de población de microorganismos presentes en el suelo**

#### **3.3.6.1. Muestreo de microorganismos**

Para la determinar microorganismos se tomó pequeñas muestras de suelo por cada tratamiento, con profundidad de 30 cm que fueron colocados en bolsas de polímero con su respectiva rotulación y se hicieron secar bajo sombra a temperatura ambiente para su posterior análisis microbiológico.

#### **3.3.7. Enumeración de microorganismos de suelo**

##### **3.3.7.1. Enumeración de bacterias**

Se realizó aplicando el método estándar en placas por profundidad. Se pesó 10 gr de suelo, se diluyó en caldo pectonado al 0,1 % con 90 mL de volumen, se filtró, luego se sacó un inóculo de 1 mL. Se realizaron diluciones decimales hasta  $10^3$ , de la última dilución se sacó un inóculo de 1 mL de volumen y se depositó en una placa vacía estéril con repetición, luego se adicionó el agar platycon + monitol salado 1 % de 10 a 20 mL, preparado para el cultivo y crecimiento de bacterias aerobias, luego se homogenizó con movimientos de la placa de izquierda a derecha formando un número ocho, luego se dejó en reposo para que se solidifique. Luego se incubaron las placas a temperatura ambiente por un periodo de 24 a 48 horas, posteriormente se verificó la presencia de colonias de bacterias y se calculó el número de colonias de bacterias aplicando la siguiente fórmula:

$$UFC/g \text{ de suelo} = (N^\circ \text{ colonias}) (\text{inóculo de siembra}) (\text{factor de solución})$$

##### **3.3.7.2. Enumeración de actinomicetos**

Se realizó aplicando el método estándar en placas por profundidad. Se pesó 10 gr de suelo, se diluyó en caldo pectonado al 0,1 % con 90 mL de volumen, se filtró, luego se sacó un inóculo de 1 mL. Se realizaron diluciones decimales hasta  $10^3$ , de la última dilución se sacó un inóculo de 1 mL de volumen y se depositó en una placa vacía estéril con repetición, luego se adicionó el agar actinomicetos + glicerina, preparado para el cultivo y crecimiento de actinomicetos, luego se homogenizó con movimientos de la placa de izquierda a derecha formando un número ocho, se dejó en reposo para que se solidifique. Se incubaron las placas a temperatura ambiente por un periodo de 3 a 8 días, luego de la incubación se verificó la presencia de colonias de actinomicetos, se calculó el número de colonias de actinomicetos utilizando la siguiente formula:

$$UFC/g \text{ de suelo} = (N^\circ \text{ colonias}) (\text{inóculo de siembra}) (\text{factor de solución})$$

##### **3.3.7.3. Enumeración de Fungí**

Se realizó aplicando el método estándar en placas por profundidad. Para ello se pesó 10 gr de suelo, se diluyó en un caldo pectonado al 0.1% con 90

mL de volumen, se filtró, luego se sacó un inóculo de 1 mL. Se realizaron diluciones decimales hasta  $10^3$ , de la última dilución se sacó un inóculo de 1 mL de volumen y se depositó en una placa vacía estéril con repetición, luego se adicionaron el agar sabouraud glucosado al 4% + antibióticos (ceftriaxona 1g), preparado para el cultivo y crecimiento hongos, luego se homogenizó con movimientos de la placa de izquierda a derecha formando un número ocho, se dejó reposar para que se solidifique. Se incubaron las placas a temperatura ambiente por un periodo de 3 a 8 días, se calculó el número de colonias de actinomicetos utilizando la siguiente fórmula.

$$UFC/g \text{ de suelo} = (N^\circ \text{ colonias}) (\text{inóculo de siembra}) (\text{factor de solución})$$

### **3.3.8. Aislamiento de fungí y bacterias**

#### **3.3.8.1. Para aislar bacterias**

Se pesó 10 g de suelo de cada tratamiento, se adicionó individualmente cada uno en caldo peptonado y se filtró, se sacó 1 mL para las diluciones  $10^1$ ,  $10^2$ ,  $10^3$ ,  $10^4$ , de la última dilución ( $10^4$ ), se sembró por diseminación en superficie en inóculo de 0,25 mL en placas con medio M77, Cleed, Mckoncky, Manitol salado y se llevó a incubación a temperatura de ambiente, por un periodo de 72 horas.

#### **3.3.8.2. Para aislar fungí**

Se pesó 10 gr de la muestra del suelo de cada tratamiento, se adicionó individualmente cada uno en caldo peptonado y se filtró, se sacó 1 mL para las diluciones  $10^1$ ,  $10^2$ ,  $10^3$ ,  $10^4$ , de la última dilución ( $10^4$ ), se sembró por profundidad un inóculo de 1 mL de cada uno de las 16 muestras, luego se adicionó el sabouraud más antibiótico (ceftriaxona de 1 g) y se llevó incubación a temperatura ambiente por un periodo de 8 días, y de todas las colonias crecidas en el medio Sabouraud se hizo un microcultivo de cada colonia.

### **3.3.9. Identificación de bacterias**

Se realizó el aislamiento de las placas con sus respectivos medios, y se procedió a la identificación tanto para bacterias y como fungí.

#### **3.3.9.1. Para la identificación de bacterias**

El medio utilizado fue: medio indol, peptona, medio RM, medio VP, medio citrato, medio TSI, medio LIA, rojo de metilo, medio urea. De entre todas las colonias, se aislaron en salmuera M77, Cleed, Mckoncky, Manitol, se hicieron colonias de diferentes tratamientos usando un asa de cultivo y se inocularon en todos los medios, se incubaron a  $37^\circ\text{C}$  por 48 h, se leyeron los resultados y se prepararon los reactivos de confirmación. se agregó a los tubos involucrados y se observó un cambio de color.

### **3.3.9.2. Para la prueba de Indol**

Se añaden 3 o más gotas de reactivo de Kovac al caldo de peptona. Si tocar el anillo rojo es positivo para indol (un metabolito de proteína), entonces el anillo naranja es negativo para indol.

### **3.3.9.3. Para la prueba de rojo de metilo (RM).**

Se agregó 2 a 3 gotas de colorante rojo de metilo a uno de los tubos con caldo RM, si da color rojo es positivo a rojo de metilo, si da color anaranjado es negativo a rojo de metilo.

### **3.3.9.4. Prueba de Voges Pros Kauer (VP).**

En el segundo tubo que contiene caldo de VP, introduzca 2-3 gotas de hidróxido de potasio al 4 %, seguido de la adición del reactivo alfa-naftol. Esperar durante un lapso de 10-20 minutos. La presencia de un tono rosado indica una reacción positiva para VP, mientras que la falta de cambio de color denota una reacción negativa para VP. Luego, para las otras pruebas, como citrato, TSI, LIA y urea intermedia, se detecta la decoloración en cada prueba y se utiliza un programa de prueba para determinar la especie o la categoría de cada organismo.

### **3.3.10. Para la identificación de fungí**

Se realizó la inoculación bacteriana, se utilizó el material, una placa de Petri que contenía un portaobjetos de vidrio en forma de “U” con portaobjetos y tapa objetos, todo esterilizado el día anterior (esta es una placa de cultivo). A continuación, se utilizaron cajas de Petri con agar sabouroud más antibióticos (ceftriaxona 1 g) para formar bloques seccionados de 20x20x10 mm, cada uno colocado en un portaobjetos de vidrio dentro de la microplaca (el espesor del medio depositado de la placa de micro cultivo no supera los 10 mm).

Luego, se seleccionó una colonia de aislamientos por cada placa de microcultivo y, utilizando un asa microbiológica, se tomó el inóculo y se transfirió a un cubo de medio de sabouroud que se colocó en el portaobjetos. El cubo y el algodón húmedo se colocan, se incuban durante 10 días a temperatura ambiente y se revisan diariamente para ver si el algodón está húmedo. Después de 10 días de incubación, el clip de la cubierta se retiró suavemente de la microplaca con pinzas y se colocó en un portaobjetos limpio y estéril, y se infundieron de 3 a 4 gotas de AMANN azul. Luego, con papel secante, se absorbe el colorante excedente, se pegan los lados con esmalte de uñas transparente, se quita el cubo del centro y se pone en un recipiente con solución sulfocrómica.

Extraiga el portaobjetos de la microplaca y aplique 3 gotas de tinte azul AMANN sobre él. Luego, coloqué un clip de cubierta sin residuos, cerré la preparación utilizando esmalte de uñas transparente y finalmente la observará bajo el microscopio.

### 3.3.11. Actividad metabólica de la respiración

Se lavó y se enjuagó los frascos de boca ancha con agua destilada, previamente se realizó el secado en una estufa, seguidamente se pesó 100 gr de suelo y se colocó en los frascos, asimismo se humedeció la muestra de suelo dentro de los frascos usando una pizeta con agua corriente, hasta que el agua alcance al fondo de la muestra manteniendo aireación. Luego se colocó cuidadosamente dentro del frasco con suelo húmedo un vaso de 50 mL de capacidad conteniendo 10 mL de solución de NaOH o KOH 2N. Se evitó que parte de la solución caiga directamente sobre el suelo. Se cerró herméticamente los frascos con suelo y el vaso en su interior y se selló con cinta parafilm, se ubicó los frascos en un lugar fresco y oscuro, a fin de permitir el desarrollo de los microorganismos del suelo y evitando la proliferación de algas que pueden consumir el CO<sub>2</sub> liberado. Se realizó la medición del CO<sub>2</sub> emitido y capturado por la solución básica, se abrió la tapa de los frascos, se retiró el vaso con solución, se traspasó la solución a un matraz de enlermeyer, previo enjuague del vaso interiormente y se colocó el agua de enjuague también en el Erlenmeyer, luego se añadió 10 mL de solución de BaCl<sub>2</sub>, el cual reaccionó con el Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> precipitando como BaCO<sub>3</sub> de acuerdo a la reacción:



Se añadió una gota de fenolftaleína y se pasó a titular el NaOH restante con el HCl o H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 1N, hasta que se obtuvo un viraje de acuerdo a la reacción:



Luego de la titulación, se añadió 10 mL adicionales de NaOH dentro del vaso, y se colocó dentro de los frascos con suelo y se volvió a sellar nuevamente. La titulación se realizó a los 3 y 7 días después de iniciado el experimento.

#### Cálculos:

Para calcular la cantidad de CO<sub>2</sub> desprendido por la respiración durante el intervalo entre lecturas, se usó la siguiente fórmula:

$$\text{CO}_2(\text{mg}) = \frac{(\text{Gb} - \text{Ga})(\text{Na})(22)}{(\text{P})(\text{N}^\circ \text{ días})}$$

**Donde:**

<b>CO<sub>2</sub> (mg)</b>	=	cantidad de CO <sub>2</sub> producido
<b>G<sub>b</sub> (mL)</b>	=	gasto de ácido (blanco)
<b>G<sub>a</sub> (mL)</b>	=	gasto de ácido (muestras)
<b>Na</b>	=	normalidad del ácido
<b>P</b>	=	peso de muestra del suelo
<b>N° días</b>	=	número de días desde la última lectura

**3.3.12. Determinación de la velocidad de infiltración**

En este proceso se utilizaron dos cilindros medidores de penetración pequeños graduados con una cinta metálica de milímetros, de 14,5 cm de altura, uno de 14,5 cm de diámetro y el otro de 8,5 cm de diámetro. Se insertan pequeños cilindros en el suelo vertical y uniformemente golpeando hasta una profundidad de 1 cm. Para evitar cambios de suelo cuando se agrega agua, esto se hace con suficiente precisión hasta que se alcanza el nivel de medición, y la cantidad de agua aumenta a medida que la medición disminuye, teniendo en cuenta el tiempo. 5 lecturas tomadas a intervalos de 1 minuto, 5 lecturas tomadas a intervalos de 5 minutos, 4 lecturas cada 10 minutos, 3 lecturas cada 15 minutos y 2 lecturas cada 30 minutos, para un total de 175 minutos. Para calcular la tasa de penetración instantánea, se toma del tiempo acumulado y la capa parcial mediante regresión lineal para obtener la ecuación de Kostyakov, de la siguiente manera:

$$I_i = at^b$$

$$b = \frac{n(\sum x_i y_i) - \sum x_i \sum y_i}{n \sum x_i^2 - (\sum x_i)^2}$$

**Donde:**

**Y** = log (de lámina parcil),

**X** = log (tiempo)

$$a = a_o \quad a_o = \frac{\sum y_i}{n} - b \frac{\sum x_i}{n}$$

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. Población de macrofauna presente en el suelo por bloques

#### 4.1.1. Determinar la diversidad y cuantificación de macrofauna del suelo

En el estudio, se identificaron 14 grupos taxonómicos, y se destacaron cinco de ellos: Geophilomorpha, con la mayor proporción de individuos representando el 30,64 %, seguido por Haplotaxida con un 13,45 %, Blattodea con un 11,98 %, Hymenopteras con un 8,42 %, y finalmente Scolopendromorpha con una densidad del 7,12% (Tabla 8).

**Tabla 8.** Grupos taxonómicos identificados en los tratamientos en estudio

Grupo taxonómico	Familia	Nombre Común	Densidad %
Haplotaxida	Lumbricidae	Lombriz	13,45
	Gryllidae	Grillos	1,04
Orthóptera	Acrididae	Saltamontes	0,17
	Gryllotalpidae	picuro	0,95
	Pyralidae	Larva de piralidae	0,60
Lepidóptera	<u>Nymphalidae</u>	Pupas de mariposa	0,08
	Papilionidae	larva de papilionidae	0,17
Blattodea	Termitidae	Termitas	0,78
	Blattidae	cucaracha	11,20
Hymenóptera	Formicidae	Hormigas	8,42
Dermáptera	Carcinophoridae	Tijeretas	5,12
Díptera	Simuliidae	Moscas negras	2,77
	Aradidae	Chinches de corteza	0,26
Hemíptera	Cydnidae	chinches subterráneas	0,52
	Reduviidae	Chinche asesina	0,26
	Carabidae	Larva de Carabidae	2,26
	Lycidae	Coleópteros	0,08
Coleóptera	Passalidae	Larvas de passalidae	0,17
	Tenebrionidae	Vaquita	0,34
	Chrysomelidae	Insectos herbívoros	2,95
Isópoda	Porcellionidae	Crustáceos isópodos	5,46
Geophilomorpha	Himantariidae	ciempiés	30,64
Scolopendromorpha	Scolopendridae	Milpiés	7,12
Pseudoscorpiones	Neobisiidae	seudoescorpión	0,95
Araneae	Lycosidae	arañas araneomorfas	1,12
	Salticidae	araña	3,04

Es relevante notar que, según la investigación de Bonato (2011), la presencia de Geophilomorpha se extiende a nivel global, a cubrir todos los ecosistemas terrestres, a excepción de las zonas más frías como la Antártida. Esto sugiere que estos organismos alcanzan su máxima diversidad en regiones tropicales y subtropicales. Asimismo,

la predominancia de Haplotaxida podría estar relacionada con la abundancia de materia orgánica, posiblemente como resultado de la incorporación de diversas fuentes de materia orgánica en el campo experimental. Hallazgos similares se obtuvieron en el estudio de Pashanasi (2002), que cuantificó macroinvertebrados en diferentes sistemas de uso del suelo, incluyendo suelos de cultivo de cacao. Un rasgo característico de este orden es su interacción con microorganismos y su función en el procesamiento de la materia orgánica, que ocurre a través de sus procesos digestivos, como han destacado Lavelle (1994), Gómez-Brandón (2011), Lavelle y Spain (2001), y Pashanasi (2001).

Por su parte la presencia de hormigas en los suelos donde se realizó la investigación indica la alteración del suelo, por lo que generalmente se encuentran en suelos de cultivos (Rodríguez, 2000; Herrera y Armbréchy, 2006), según Curry (1987), los Hymenóptera pueden habitar los ecosistemas más extremos. Finalmente, la presencia de scolopendromorpha se debe a que los sistemas cacaoteros son parcelas donde hay poca luz y alta humedad, además la mayoría poseen una cubierta de hojarasca donde habitan una diversidad de insectos especialmente los lucífagos (Luizao, 1971), Según García-Ruiz (1997), estas especies también presentan hábitos silvícolas en ambientes naturales, aunque en ocasiones habitan en entornos modificados por la actividad antrópica como terrenos agrícolas, pastizales o dehesas. Con respecto a los órdenes encontrados, autores como Hättenschwiler, et al. (2005) y Diaz (2009), han reconocido a los Diplopoda, Isopoda, Blattodea y Oligochaeta como los grupos más importantes en la transformación física de estructuras complejas y consumo de materia vegetal.

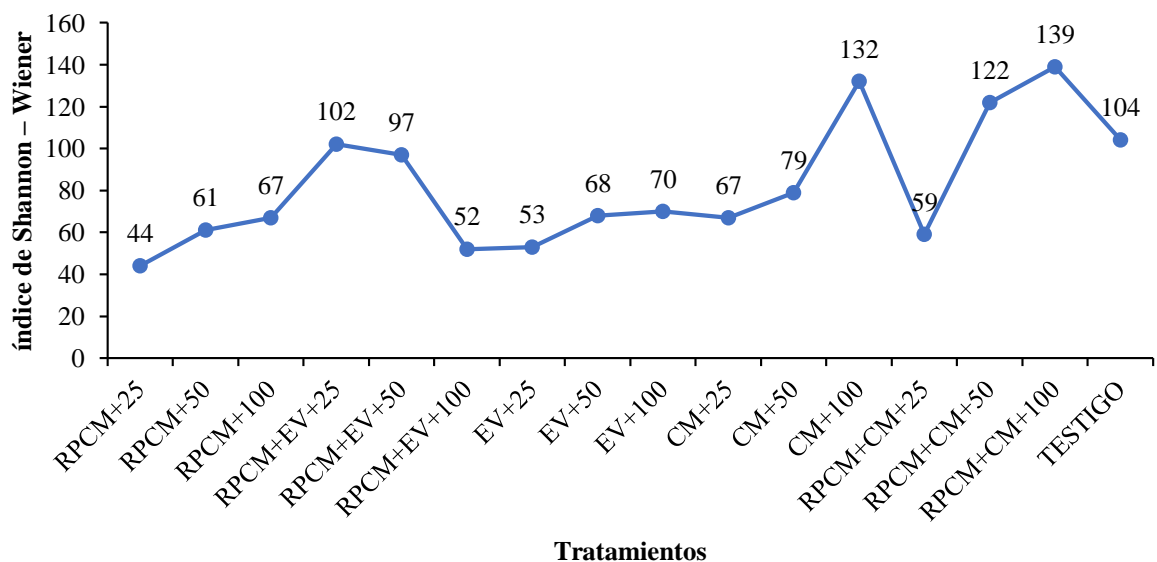
La cantidad de individuos por  $m^2$  en cada bloque fluctuó de 182 a 351 individuos al parecer estos resultados son menores a los encontrados por Villalobos et al. (2000), indicando que el rango para Perú es de 730,0 a 3683,0 ind  $m^2$ , sin embargo, algunos autores como Campos (2010), encontró 229,0, 587,0, 379,0 y 197,0 ind  $m^{-2}$ , en los cultivos yuca, café, plátano y cacao respectivamente que son resultados muy próximos a los nuestros. Asimismo, Olivas (2017), evaluó en seis comunidades vegetales el nivel de fertilidad de sus suelos, donde encontró que la densidad total de macrofauna en todos los suelos que sustentan a las plantas indicadoras es de 181,33 ind  $m^{-2}$  a 832,00 ind  $m^{-2}$  con un promedio de 536,88 ind  $m^{-2}$  entre todos los sustratos. En conclusión, La densidad poblacional varía de un espacio a otro por lo que en una misma parcela de cacao puede existir cambios en la macrofauna debido a la variación de las propiedades físicas y químicas del suelo, cobertura vegetal, etc. (Curry, 1987, Peñaranda y Naranjo, 1988).

En el Tabla 7, se observa una mayor presencia de individuos en los siguientes tratamientos; el RPCM+CM+100 con un total de 139 individuos/ $m^2$ , CM+100 con

132 individuos/m<sup>2</sup>; RPCM+CM+50 presenta 122 individuos/m<sup>2</sup>; Testigo con 104 individuos/m<sup>2</sup> y finalmente el RPCM+EV+25 que presenta 102 individuos/m<sup>2</sup>.

**Tabla 7.** Determinación del índice de biodiversidad en los tratamientos según Shannon – Wiener

Trat.	N° Individuos (N)		Pi	Pi*LnPi
	Total			
RPCM+25	44		0,033435	-0,11362
RPCM+50	61		0,046353	-0,14237
RPCM+100	67		0,050912	-0,1516
RPCM+EV+25	102		0,077508	-0,19822
RPCM+EV+50	97		0,073708	-0,1922
RPCM+EV+100	52		0,039514	-0,12767
EV+25	53		0,040274	-0,12936
EV+50	68		0,051672	-0,1531
EV+100	70		0,053191	-0,15606
CM+25	67		0,050912	-0,1516
CM+50	79		0,06003	-0,16886
CM+100	132		0,100304	-0,23065
RPCM+CM+25	59		0,044833	-0,1392
RPCM+CM+50	122		0,092705	-0,22048
RPCM+CM+100	139		0,105623	-0,23743
TESTIGO	104		0,079027	-0,20057
Total	1316		1	-271.298.127
				-1
				271.298.127



**Figura 2.** Cantidad macroorganismos (individuos/m<sup>2</sup>) en los diferentes tratamientos.



Según el valor de índice de biodiversidad de Shannon – Wiener (2,712) para los tratamientos, muestra que se encuentra en equilibrio dado que el valor está por encima de 2, al mismo tiempo se podría decir que el número de individuos se distribuye uniformemente en cada tratamiento. Sin embargo, la Figura 2, muestra que el número individuos se incrementa a medida que se utiliza más dosis de sustrato, con excepción de la aplicación de restos de podas con estiércol de vaca, donde el uso en mayores cantidades afecta negativamente en la diversidad.

## 4.2. Población de microorganismos presentes en el suelo según tratamientos

### 4.2.1. Cuantificación de bacterias aerobias viables

De la Tabla 10, podemos concluir que todas las fuentes de variación mostradas son significativas, excepto la interacción A x B, que no demostró ser significativa. Esto significa que no hay diferencias en la cantidad de microorganismos cuando se aplican diferentes dosis del mismo sustrato.

**Tabla 8.** ANVA para el número de microorganismos aerobios UFC/g x 103 de suelo.

<b>Fuente de Variación</b>	<b>GL</b>	<b>SC</b>	<b>CM</b>	<b>Fcal</b>	<b>Ftab (5%)</b>	<b>Sig.</b>
Bloques	2	3012,67	1506,34	46,85	3,32	0
Tratamientos	15	8969,33	597,96	18,60	2,02	0
Factorial	14	4101,45	292,96	9,11	2,04	0
(A) Fuentes orgánicas	4	2256,36	564,09	17,54	2,69	**
(B) Niveles de M.O (tn/ha)	2	1843,91	921,96	28,67	3,32	**
AxB	8	1,18	0,15	0,01	2,27	NS
Factorial vs testigo	1	4314,31	4314,31	134,17	4,17	**
Error experimental	30	964,67	32,16			
Total	47	12946,67				

Los resultados presentados muestran los medios de la cantidad de microorganismos en el suelo en respuesta a diversas fuentes de materia orgánica, así como un control sin la adición de materia orgánica (testigo). Cada fuente de materia orgánica se identifica por sus siglas: RPCM (Residuos de poda de cacao más Mazorcas), EV (Estiércol de vacuno), CM (Compost municipal) (Tabla 11). Según los datos, la fuente de materia orgánica que combina RPCM y EV (RPCM + EV) muestra la media más alta de microorganismos en el suelo, con un valor de 41,78. Esto sugiere que esta combinación de materia orgánica promueve un ambiente propicio para el crecimiento de microorganismos en el suelo. A continuación, las fuentes de EV (Estiércol de vacuno) y CM (Compost municipal) también presentan medias considerablemente altas de microorganismos, con valores de 30,67 y 31,56, respectivamente.

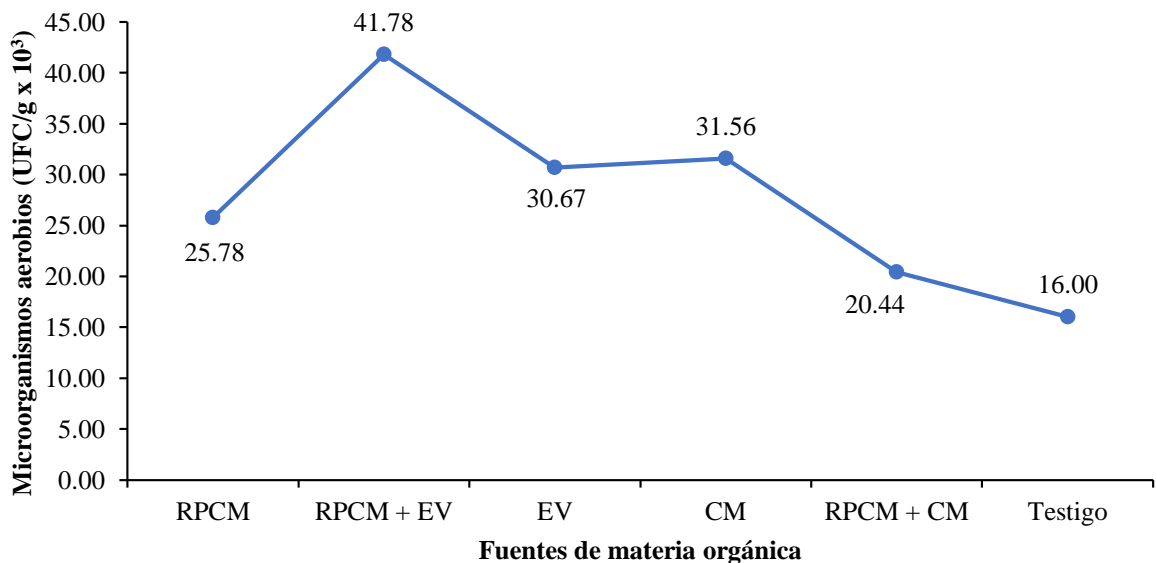
Esto indica que tanto el estiércol de vacuno como el compost municipal tienen un impacto positivo en la población de microorganismos del suelo.

Por otro lado, la fuente de materia orgánica RPCM en solitario muestra una media de 25,78, lo que la coloca en una posición intermedia en términos de promoción de microorganismos en el suelo. La combinación de RPCM y CM tiene la media más baja de 20.44, lo que sugiere que esta mezcla podría no ser tan efectiva como otras fuentes en términos de estimular la población de microorganismos. Finalmente, el testigo, que no recibió ninguna fuente de materia orgánica, muestra la media más baja de microorganismos, con un valor de 16.00. Esto confirma que la adición de materia orgánica tiene un efecto positivo en la población de microorganismos del suelo en comparación con un suelo sin enmiendas orgánicas.

**Tabla 9.** Prueba de Duncan al 0.05 de significancia de los microorganismos aerobios UFC/g x 10<sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas.

Fuentes orgánicas	Medias	N	Sig. (*)	
RPCM	25,78	9	b	c
RPCM + EV	41,78	9	a	
EV	30,67	9	b	
CM	31,56	9	b	
RPCM + CM	20,44	9	c	d
Testigo	16,00	3		d

Letras diferentes en las columnas, representan diferencias estadísticas significativas ( $p < 0,05$ )



**Figura 3.** Cantidad microorganismos aerobios (individuos/m<sup>2</sup>) en las diferentes fuentes de materia orgánica.

Se muestra que la fuente de materia orgánica RPCM+EV aumenta la población de microorganismos (Figura 3). Por lo tanto, se confirma que si existió mayor actividad de los microorganismos para la transformación de materia orgánica.

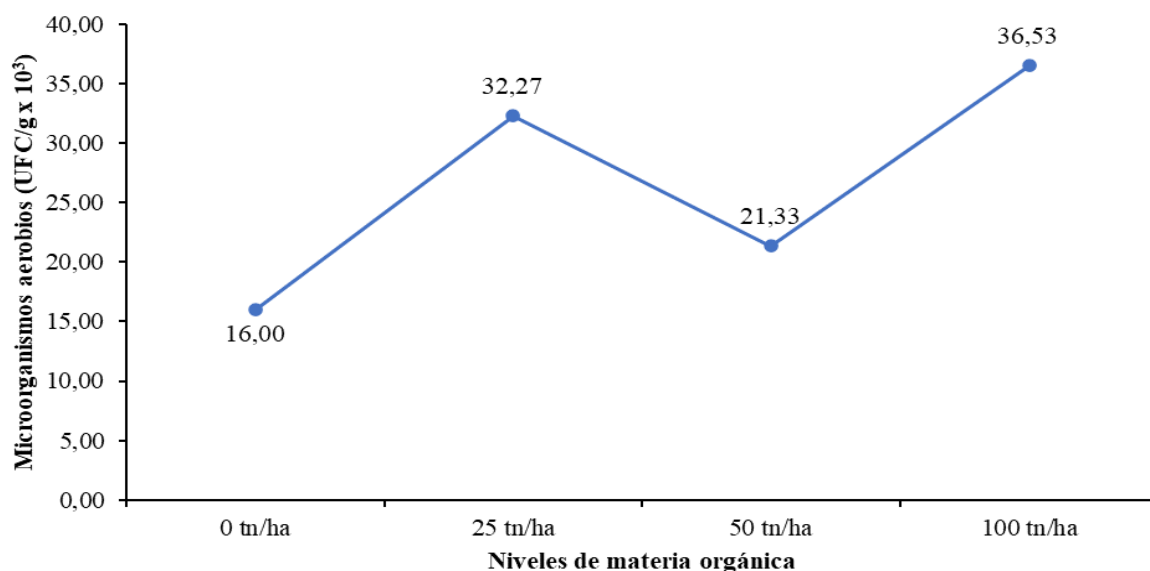
Los resultados presentados reflejan las medias de la cantidad de microorganismos en el suelo en respuesta a diferentes niveles de materia orgánica (MO) aplicadas en toneladas por hectárea (tn/ha) (Tabla 10). Estos valores proporcionan información valiosa sobre cómo la cantidad de materia orgánica influye en la población de microorganismos en el suelo. El nivel de MO de 0 tn/ha, que representa la ausencia de materia orgánica añadida, muestra la media más baja de microorganismos en el suelo, con un valor de 16,00. Esto indica que en condiciones donde no se ha agregado materia orgánica, la población de microorganismos es relativamente baja. En contraste, los niveles de MO de 25 tn/ha y 100 tn/ha presentan medias más altas de microorganismos, con valores de 32,27 y 36,53 respectivamente. Esto sugiere que la adición de materia orgánica en estas cantidades ha tenido un efecto positivo en la población de microorganismos en el suelo. La cantidad de microorganismos parece a medida que se incrementa la cantidad de materia orgánica aplicada, al menos en el rango de 25 tn/ha a 100 tn/ha.

Sin embargo, es interesante notar que el nivel de MO de 50 tn/ha muestra una media de microorganismos de 21,33, lo que es notablemente más bajo que los niveles de 25 tn/ha y 100 tn/ha. Esto podría indicar que en este caso en particular, el nivel intermedio de materia orgánica no fue tan efectivo en estimular la población de microorganismos en el suelo.

**Tabla 10.** Prueba de Duncan al 0.05 de significancia de los microorganismos aerobios (UFC/g x 10<sup>3</sup>) con referencia a los niveles de materia orgánica.

Niveles de M.O (tn/ha)	Medias	N	Sig. (*)	
0	16,00	3	c	
25	32,27	15	a	b
50	21,33	15		b
100	36,53	15	a	

De acuerdo con los niveles de materia orgánica se determina que a medida que sube las dosis de materia orgánica, se incrementa la población de microfauna, en particular a partir de 100 tn/ha (Figura 4).



**Figura 4.** Cantidad microorganismos (UFC/g x 10<sup>3</sup>) por efecto de los niveles de materia orgánica.

Al realizar la prueba de Duncan a los tratamientos se encontró que los restos de poda de cacao más mazorca RC + mezcla con estiércol de vacuno obtienen la mayor cantidad de microorganismos aerobios en comparación de los demás tratamientos; el testigo fue el que alcanzó el menor valor para este parámetro (Tabla 11).

**Tabla 11.** Prueba de Duncan al 0.05 para el número de microorganismos aerobios (UFC/g x 10<sup>3</sup>) en los 16 tratamientos.

Fuentes orgánicas	Niveles de M.O (tn/ha)	Medias	n	Sig.
RPCM + 25	25	34,67	3	b c
RPCM + 50	50	17,33	3	e f
RPCM + 100	100	25,33	3	d e f
RPCM + EV + 25	25	33,33	3	b c d
RPCM + EV + 50	50	22,67	3	d e f
RPCM + EV + 100	100	69,33	3	a
EV + 25	25	28,00	3	b c d
EV + 50	50	17,33	3	d e f
EV + 100	100	46,67	3	a b
CM + 25	25	37,33	3	b
CM + 50	50	36,00	3	b c
CM + 100	100	21,33	3	d e f
RPCM + CM + 25	25	28,00	3	c d e
RPCM + CM + 50	50	13,33	3	
RPCM + CM + 100	100	20,00	3	d e f
TESTIGO	0	16,00	3	f

Los resultados indican la cantidad de microorganismos aerobios en el suelo en respuesta a diversos tratamientos que combinan fuentes de materia orgánica (RPCM, EV, CM) con diferentes niveles de materia orgánica (25, 50, 100 tn/ha) (Tabla 12). La combinación RPCM+EV con 100 tn/ha muestra la mayor cantidad de microorganismos (69 UFC/gr x 10<sup>3</sup> de suelo), indicando su efectividad en fomentar la población de microorganismos. Otras combinaciones, como RPCM+25, RPCM+50, EV+25 y EV+100, también influyen positivamente en la población de microorganismos. Sin embargo, algunas combinaciones como RPCM+50 y CM+50 tienen un impacto menor. Las combinaciones que involucran RPCM y CM tienden a mostrar resultados moderados, sin destacar particularmente. Estos hallazgos subrayan cómo las diferentes combinaciones de materia orgánica y niveles pueden afectar la cantidad de microorganismos en el suelo y son esenciales para la gestión de suelos agrícolas.

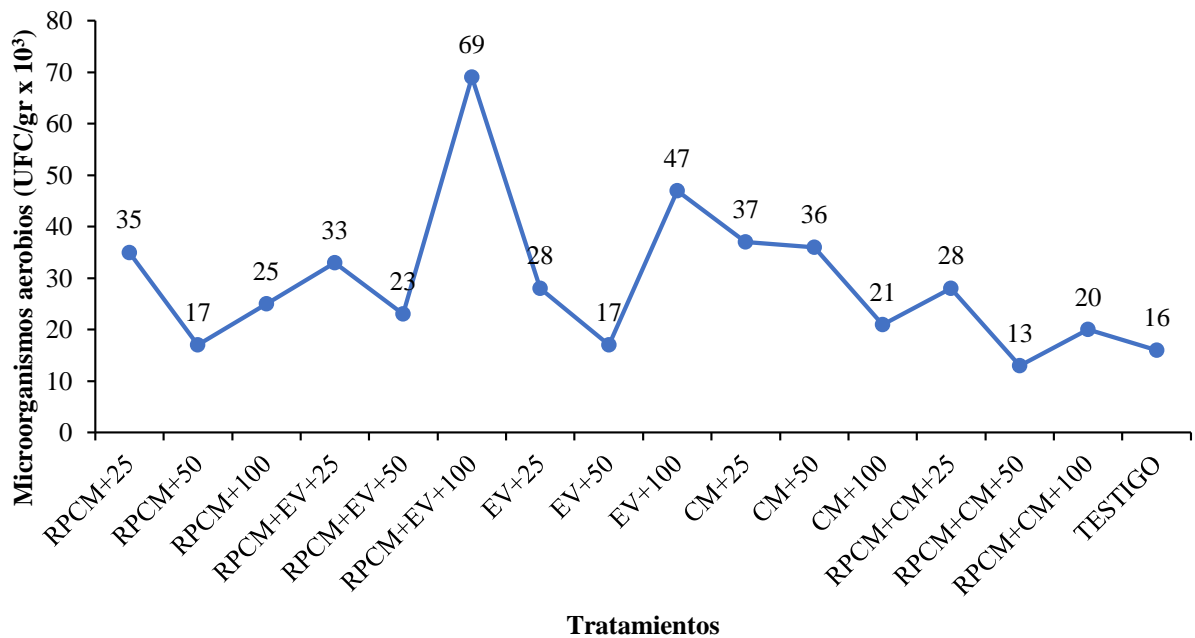
**Tabla 12.** Cuantificación de microorganismos aerobios por el índice de Shannon - Wiener.

Tratamiento	N° Microorganismos aerobios (UFC/gr x 10 <sup>3</sup> de suelo)	Pi	Pi*LnPi
	Total		
RPCM+25	35	0,07526882	-0,19469705
RPCM+50	17	0,03655914	-0,12096776
RPCM+100	25	0,05376344	-0,15715922
RPCM+EV+25	33	0,07096774	-0,18774728
RPCM+EV+50	23	0,04946237	-0,14871074
RPCM+EV+100	69	0,1483871	-0,28311233
EV+25	28	0,06021505	-0,16919424
EV+50	17	0,03655914	-0,12096776
EV+100	47	0,10107527	-0,23165338
CM+25	37	0,07956989	-0,20140091
CM+50	36	0,07741935	-0,19807885
CM+100	21	0,04516129	-0,13988777
RPCM+CM+25	28	0,06021505	-0,16919424
RPCM+CM+50	13	0,02795699	-0,10000461
RPCM+CM+100	20	0,04301075	-0,13532495
TESTIGO	16	0,0344086	-0,11593802
<b>Total</b>	465	1	-267 403,911 -1 2.674 039,107

El testigo, que no recibió ninguna fuente de materia orgánica, tiene una cantidad de microorganismos de 16 UFC/gr x 10<sup>3</sup> de suelo, lo que sugiere que la ausencia de materia orgánica tiene un impacto negativo en la población de microorganismos en el suelo. Estos resultados indican que diferentes combinaciones de fuentes de materia orgánica y niveles de materia orgánica pueden influir en la cantidad de microorganismos aerobios en el suelo. La combinación de RPCM y EV con 100 tn/ha muestra la mayor cantidad de microorganismos, mientras que los resultados varían en otros tratamientos. Estos hallazgos son relevantes para

comprender cómo las prácticas de manejo de materia orgánica pueden afectar la salud y la actividad microbiana en el suelo.

Según el valor de índice de biodiversidad de Shannon – Wiener (2.67) para los tratamientos, muestra que se encuentra en equilibrio dado que el valor está muy cerca al valor de 3, al mismo tiempo se podría decir que el número de individuos se distribuye uniformemente en cada tratamiento (Figura 5).



**Figura 5.** Número de microorganismo de aerobios (UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo)

La aplicación de una mezcla compuesta por 50 % de RPCM (Residuos de poda de cacao más Mazorcas) y 50 % de estiércol de vacuno a una tasa de 100 tn/ha resultó en la población más alta de bacterias aerobias viables, alcanzando 69x10<sup>3</sup> UFC /g de suelo. Le sigue de cerca la aplicación de estiércol de vacuno a una tasa de 100 tn/ha, con una población de 47x10<sup>3</sup> UFC/g de suelo. Por otro lado, la incorporación de una mezcla de 50% de RPCM y 50% de compost municipal a una tasa de 50 tn/ha produjo una población significativamente menor de 13x10<sup>3</sup> UFC/g de suelo. Este resultado sugiere que el estiércol de vacuno posee una mayor carga de bacterias aerobias, y esta carga tiende a aumentar con la cantidad de abono aplicado, lo cual es beneficio, ya que estas bacterias juegan un papel fundamental en procesos como el procesamiento de materia orgánica. y la formación de agregados en el suelo. Además, interactúan de manera positiva con otros microorganismos del suelo. La variabilidad en la

población de bacterias aerobias en el suelo es un fenómeno común y está influenciada por diversos factores, incluyendo la composición del suelo y su pH. En nuestro estudio, todos los tratamientos mostraron una población en el orden de 103 UFC/g de suelo, lo cual se encuentra por debajo de los rangos mencionados en la literatura científica. Sin embargo, se han reportado valores similares en investigaciones previas, como el estudio de Paucar (2018) en cultivos de cacao que encontró una población de bacterias en el rango de 51,500 a 104 UFC/g de suelo con la aplicación de compost y nitrógeno. Por otro lado, investigaciones anteriores en suelos de diferentes regiones y condiciones han arrojado poblaciones de bacterias aerobias variables, como el estudio de Pahuara y Zúñiga (2001) en suelos de pastura en los Andes de Perú, o el trabajo de Argüello y Moreno (2014) en suelos de cacao en la selva, que informaron poblaciones de bacterias en un rango similar al encontrado en nuestro estudio. Esto sugiere que el pH del suelo puede haber influido en la proliferación de bacterias aerobias, ya que condiciones de pH neutro o ligeramente alcalino tienden a favorecer su crecimiento, como menciona Fassbender (1992). Nuestros resultados indican que la combinación de materia orgánica y niveles de aplicación puede influir significativamente en la población de bacterias aerobias en el suelo. Aunque nuestros valores se sitúan por debajo de ciertos rangos reportados, factores como el pH del suelo y las condiciones específicas de la investigación pueden explicar estas diferencias. Estos hallazgos destacan la importancia de considerar múltiples variables al evaluar la población de microorganismos en el suelo.

#### 4.2.2. Numeración de actinomicetos

Todas las fuentes de variación resultaron estadísticamente altamente significativas, incluyendo a la interacción A x B, es decir que existen diferencias en el número de actinomicetos al aplicar varias dosis de un mismo sustrato (Tabla 13).

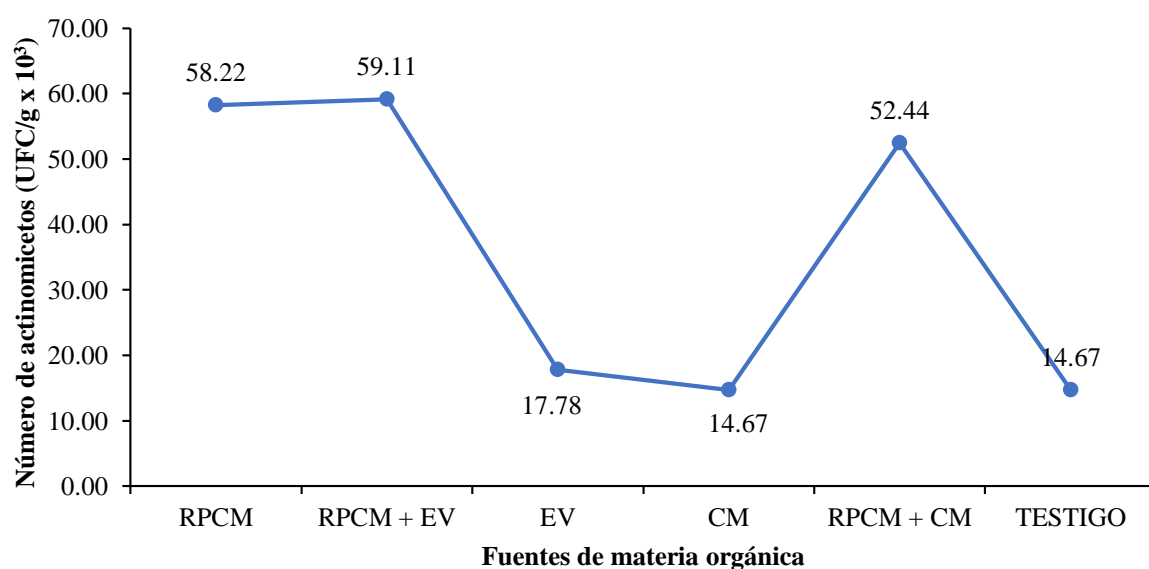
**Tabla 13.** ANVA para el número de actinomicetos UFC/g x 10<sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas y niveles de M.O.

Fuente de Variación	GL	SC	CM	Fcal	Ftab (5%)	Sig.
Bloques	2	6720,54	3360,27	12,18	3,32	0
Tratamientos	15	68158,67	4543,91	16,47	2,02	0
Factorial	14	66289,78	4734,98	17,16	2,04	0
(A) Fuentes orgánicas	4	17880,89	4470,22	16,20	2,69	**
(B) Niveles de M.O (tn/ha)	2	26155,38	13077,69	47,40	3,32	**
AxB	8	22253,51	2781,69	10,08	2,27	NS
Factorial vs testigo	1	1868,89	1868,89	6,77	4,17	**
Error experimental	30	8277,46	275,92			
Total	47	83156,67				

En primer lugar, los resultados muestran que las combinaciones de RPCM y EV (RPCM + EV) y RPCM + CM tienen las medias más altas, con 59,11 y 52,44, respectivamente. Esto sugiere que estas combinaciones específicas de materia orgánica tienen un impacto positivo en la medición en cuestión, lo que podría indicar que son beneficiosas para el sistema o proceso que está siendo evaluado (Tabla 16). Por otro lado, las fuentes de EV y CM tienen medias más bajas, con valores de 17,78 y 14,67, respectivamente, lo que podría sugerir que tienen un impacto menor en la medición en comparación con las combinadas mencionadas anteriormente. Es interesante notar que el testigo, que no recibió ninguna fuente de materia orgánica, tiene una media de 14,67, que es igual a la de la fuente de CM. Esto podría indicar que la fuente de CM no tuvo un efecto positivo en la medición, ya que el testigo obtuvo el mismo resultado.

**Tabla 14.** Prueba de comparación de Duncan al 0.05 de significancia para el número de actinomicetos UFC/g x 10<sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas (Factor A).

Fuentes orgánicas	Medias	n	Sig. (*)
RPCM	58,22	9	a
RPCM + EV	59,11	9	a
EV	17,78	9	b
CM	14,67	9	b
RPCM + CM	52,44	9	a
TESTIGO	14,67	3	b



**Figura 6.** Número de actinomicetos por efecto de las fuentes de materia orgánica (UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo).



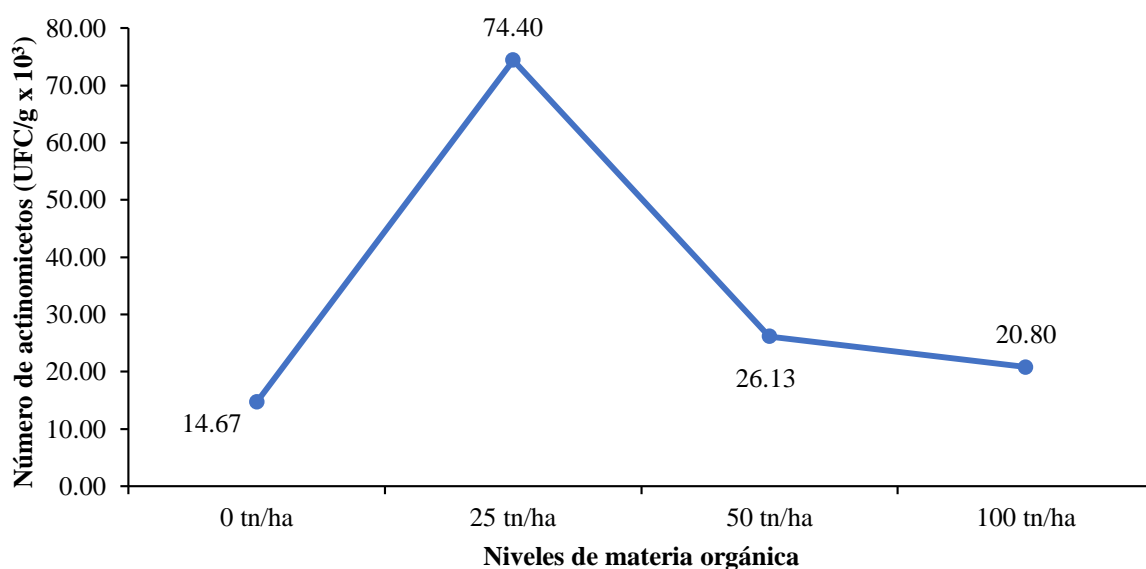
Según las fuentes orgánicas se muestra que la incorporación de materia orgánica RPCM+EV, RPCM + CM y RPCM aumentan la población de actinomicetos (Figura 6). Estos resultados indican que la elección de la fuente de materia orgánica puede influir significativamente en la medición evaluada, con las combinaciones de RPCM y EV y RPCM + CM mostrando las medias más altas. Estos hallazgos son relevantes para la gestión de suelos y la promoción de ciertos procesos o características específicas en un sistema agrícola o ecológico.

Los resultados son notables, ya que muestran que el nivel de MO de 25 tn/ha tiene la media más alta, con un valor de 74,40. Esto sugiere que esta cantidad específica de materia orgánica aplicada al suelo tiene un impacto muy positivo en la medición en cuestión, lo que podría indicar que es altamente beneficiosa para el sistema o proceso que se está evaluando. En contraste, el nivel de MO de 0 tn/ha (sin materia orgánica) tiene la media más baja, con un valor de 14,67. Esto indica que la ausencia de materia orgánica tiene un efecto negativo en la medición. Los niveles de MO de 50 tn/ha y 100 tn/ha también tienen medias, con valores de 26,13 y 20,80, respectivamente. Estas medias son más bajas que la de 25 tn/ha, lo que sugiere que estos niveles de materia orgánica pueden no ser tan efectivos en términos de estimular la medición evaluada.

**Tabla 15.** Prueba de Duncan al 0.05 para el número de actinomicetos UFC/g x 10<sup>3</sup> con referencia a los niveles de M.O (Factor B)

<b>Niveles de M.O (tn/ha)</b>	<b>Medias</b>	<b>N</b>	<b>Sig. (*)</b>
<b>0</b>	14,67	3	b
<b>25</b>	74,40	15	a
<b>50</b>	26,13	15	b
<b>100</b>	20,80	15	b

Según los niveles de M.O se muestra que disminuye la población de actinomicetos, sobre todo a partir de 50 tn/ha (Figura 7). Estos resultados indican que la cantidad de materia orgánica aplicada tiene un impacto significativo en la medición en cuestión, con el nivel de 25 tn/ha mostrando la media más alta y más beneficiosa. Estos hallazgos son relevantes para la gestión de suelos agrícolas y la toma de decisiones relacionadas con la aplicación de materia orgánica, lo que podría contribuir a mejorar la calidad del suelo y la productividad en sistemas agrícolas.



**Figura 7.** Número de actinomicetos por efecto de los niveles de M.O (UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo)

**Tabla 16.** Prueba de Duncan al 0.05 de significancia de los actinomicetos UFC/g x 10<sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas y los niveles de M.O.

Fuentes orgánicas	Niveles de M.O (tn/ha)	Medias	N	Sig.
RPCM	25	110,67	3	a
RPCM	50	54,67	3	b
RPCM	100	9,33	3	c
RPCM + EV	25	125,33	3	a
RPCM + EV	50	24,00	3	c
RPCM + EV	100	28,00	3	b
EV	25	16,00	3	c
EV	50	16,00	3	c
EV	100	21,33	3	c
CM	25	14,67	3	c
CM	50	18,67	3	c
CM	100	10,67	3	c
RPCM + CM	25	105,33	3	a
RPCM + CM	50	17,33	3	c
RPCM + CM	100	34,67	3	b
TESTIGO	0	14,67	3	c

La evaluación de estos resultados muestra que las combinaciones de RPCM + EV tienen las medias más altas de actinomicetos, con valores de 125.33, 24.00 y 28.00. Esto indica que la combinación de Residuos de poda de cacao y estiércol de vacío aporta favorablemente a la población de actinomicetos en el suelo (Tabla 16). En comparación, las combinaciones de RPCM + CM también muestran medias relativamente altas, con valores de 105.33, 17.33 y 34.67. Esto sugiere que la mezcla de RPCM y compost municipal también

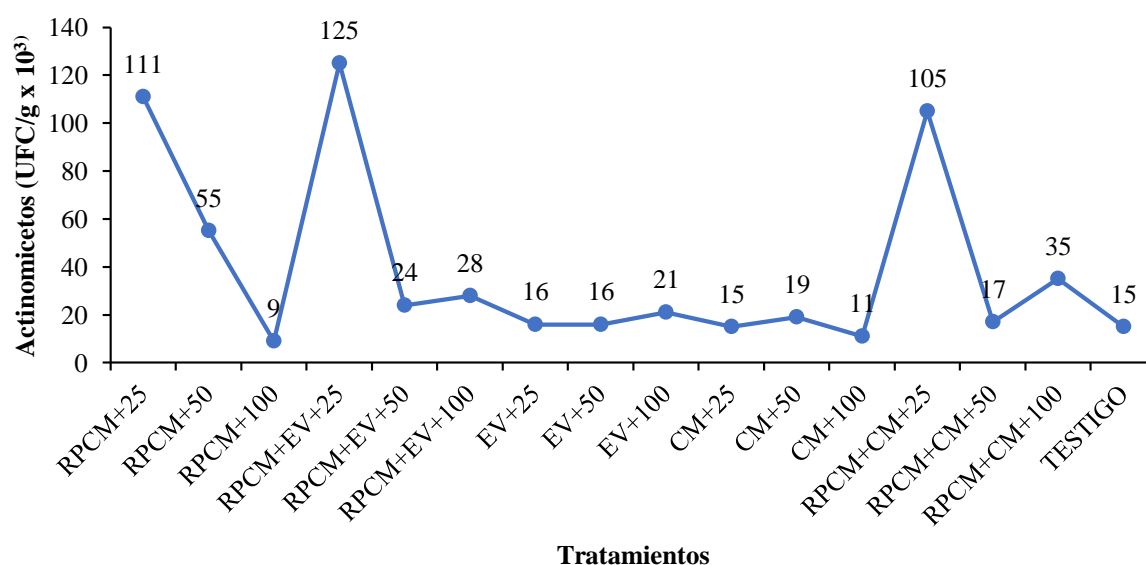
influye positivamente en la población de actinomicetos. Las fuentes individuales, como RPCM, EV y CM, tienen una variabilidad en sus resultados. RPCM muestra medias de 110.67, 54.67 y 9.33, lo que indica una variación considerable. EV tiene medias de 16.00, 16.00 y 21.33, con una variabilidad similar. CM presenta medios de 14.67, 18.67 y 10.67, también con variación. El testigo, que no recibió materia orgánica, muestra una media de 14.67, similar a algunas de las fuentes individuales, lo que podría indicar que la ausencia de materia orgánica no tiene un impacto significativo en la población de actinomicetos.

**Tabla 17.** Numeración de actinomicetos por el método de Shannon – Wiener.

Tratamiento	Nº Actinomicetos (UFC/gr x 10 <sup>3</sup> de suelo)	Pi	Pi*LnPi
	Total		
RPCM+25	111	0,178456592	-0,307553855
RPCM+50	55	0,088424437	-0,214482926
RPCM+100	9	0,014469453	-0,061288488
RPCM+EV+25	125	0,20096463	-0,322473142
RPCM+EV+50	24	0,038585209	-0,125590467
RPCM+EV+100	28	0,045016077	-0,139582952
EV+25	16	0,025723473	-0,094156948
EV+50	16	0,025723473	-0,094156948
EV+100	21	0,033762058	-0,114399953
CM+25	15	0,024115756	-0,089828534
CM+50	19	0,030546624	-0,106561931
CM+100	11	0,017684887	-0,071359314
RPCM+CM+25	105	0,168810289	-0,300310085
RPCM+CM+50	17	0,02733119	-0,098384815
RPCM+CM+100	35	0,056270096	-0,161922381
TESTIGO	15	0,024115756	-0,089828534
Total	622	1	-2 391.881,275 -1 2 391.881,275

En el Tabla 17, se observa una mayor presencia de actinomicetos en los siguientes tratamientos de RPCM+EV+25 con un total de 125 UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo, RPCM+25 con 111 UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo, RPCM+CM+25 con 105 UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo y finalmente el RPCM+50 que presenta 55 UFC/ gr x 10<sup>3</sup> de suelo. los resultados indican que ciertas combinaciones de fuentes de materia orgánica y niveles de materia orgánica en el suelo tienen un impacto significativo en la población de actinomicetos. Las combinaciones que incluyen tanto RPCM como EV o RPCM y CM tienden a tener un efecto positivo en la población de actinomicetos. Estos microorganismos desempeñan un papel importante en la revisión de la materia orgánica y en la salud del suelo. Las variaciones en la población de actinomicetos en respuesta a diferentes tratamientos son esenciales para comprender cómo la gestión de la

materia orgánica afecta a la comunidad microbiana del suelo y, por lo tanto, la salud y fertilidad del suelo. Según el valor de índice de biodiversidad de Shannon – Wiener (2.39) para los tratamientos, muestra que se encuentra en equilibrio dado que el valor es mayor a 2, al mismo tiempo se podría decir que el número de individuos se distribuye uniformemente en cada tratamiento (Figura 8). los resultados sugieren que las combinaciones de RPCM + EV y RPCM + CM tienen un efecto positivo en la población de actinomicetos en el suelo. Sin embargo, las fuentes individuales y algunas combinaciones presentan una variabilidad en sus efectos. Estos hallazgos son relevantes para comprender cómo diferentes fuentes de materia orgánica pueden influir en la comunidad de actinomicetos en el suelo, lo que puede ser importante para la salud del suelo y los procesos biogeoquímicos.



**Figura 8.** Índice de Shannon - Wiener para Actinomicetos (UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo)

Las aplicaciones de residuos de poda de cacao más Mazorcas (RPCM), 50 % de RPCM más 50 % de estiércol de vacuno y 50 % de RPCM más 50 % de compost municipal con un nivel de abonamiento de 25 tn/ha, obtuvieron el mayor número de actinomicetos, con un valor de 111, 125 y 105 UFC/g de suelo respectivamente, estos resultados nos indican que los restos de podas de cacao así como la cascara de las mazorcas incorporadas al suelo propician la proliferación de actinomicetos, ocasionando un efecto benéfico en los suelos ya que estos microorganismos degradan la quitina, celulosa y lignina etc., al mismo tiempo que son responsables del olor de la tierra (Uribe, 1999; Otero, 2011). Con respecto Pérez (2008), encontró que en promedio los materiales de origen animal mostraron mayor cantidad

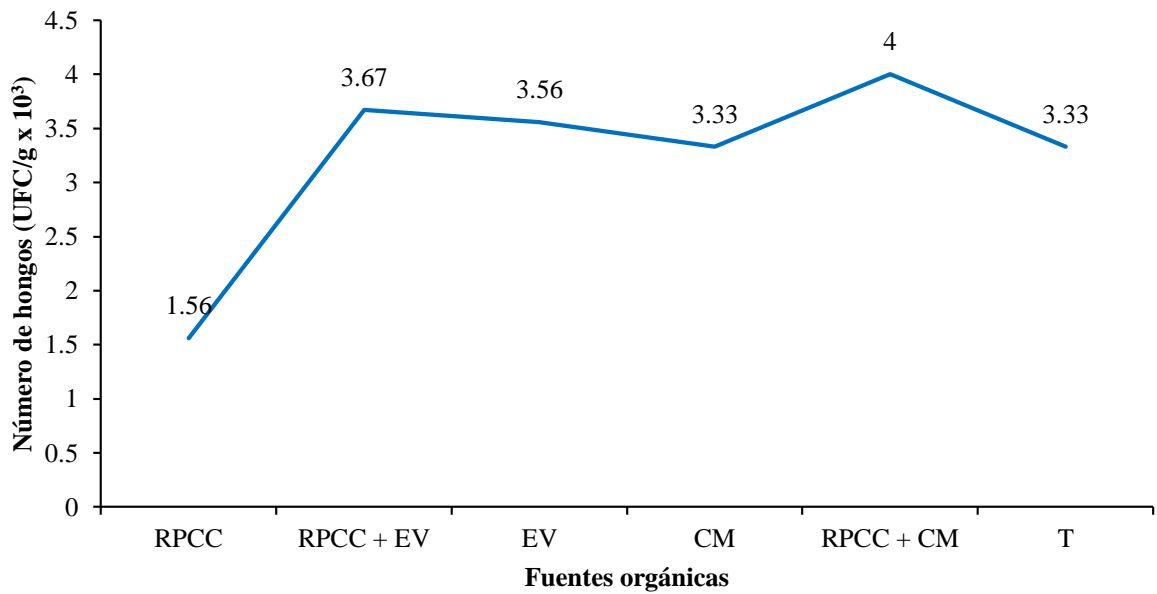
de microorganismos aerobios mesofílicos (8.6 log UFC g<sup>-1</sup>) en comparación con los de origen vegetal (6.6 log UFC g<sup>-1</sup>), similar cantidad de hongos y levaduras en un rango promedio de 5.1-5.5 log UFC g<sup>-1</sup> y menor cantidad de actinomicetos 1.0 log UFC g<sup>-1</sup>. Para Sylvia et al. (1999), en el suelo existen entre 10<sup>6</sup> y 10<sup>7</sup> individuos por gramo de suelo de actinomicetos y fungis y más de 10<sup>6</sup> especies, en nuestra investigación se encontró que la cantidad de actinomicetos varía desde 10<sup>3</sup> hasta 10<sup>5</sup>, resultados similares fueron encontrados por Paucar (2018), al realizar un experimento en el abonamiento del cultivo de cacao a base de compost y nitrógeno, donde la población actinomicetos fue de 106, 000 UFC/g de suelo (Compost), 68, 500 UFC/g de suelo (compost + NPK), 65, 250 UFC/g de suelo (testigo) y 60, 000 UFC/g de suelo para (NPK), En otras investigaciones Salazar et al. (2014) también encontró resultados similares en bosques secundarios poco intervenidos, el número de actinomicetos llegó a 5x10<sup>6</sup> UFC/g suelo. Por su parte Argüello y Moreno (2014) en el cultivo de cacao encontraron que la cantidad de actinomicetos variaron de acuerdo al pH del suelo, por ejemplo, para un pH 5.32 la población fue de 23 x10<sup>5</sup> actinomicetos/gr de suelo, mientras que para un pH 5.42 la población fue de 23 x10<sup>5</sup> actinomicetos/gr de suelo. Este último es similar con nuestros resultados, sin embargo, en mayoría de los tratamientos la cantidad de estos microorganismos es baja, con respecto a lo que mencionan los demás autores, esto se debería a los suelos ácidos donde se siembran cacao, ya que en suelos con pH inferiores a 5 estos organismos muy raramente pueden ser encontrados (Otero, 2011).

#### 4.2.3. Numeración de hongos

Todas las fuentes de variación resultaron estadísticamente no significativas, con excepción de Factorial vs testigo, es decir que no existen diferencias en el número de hongos al aplicar los distintos tratamientos.

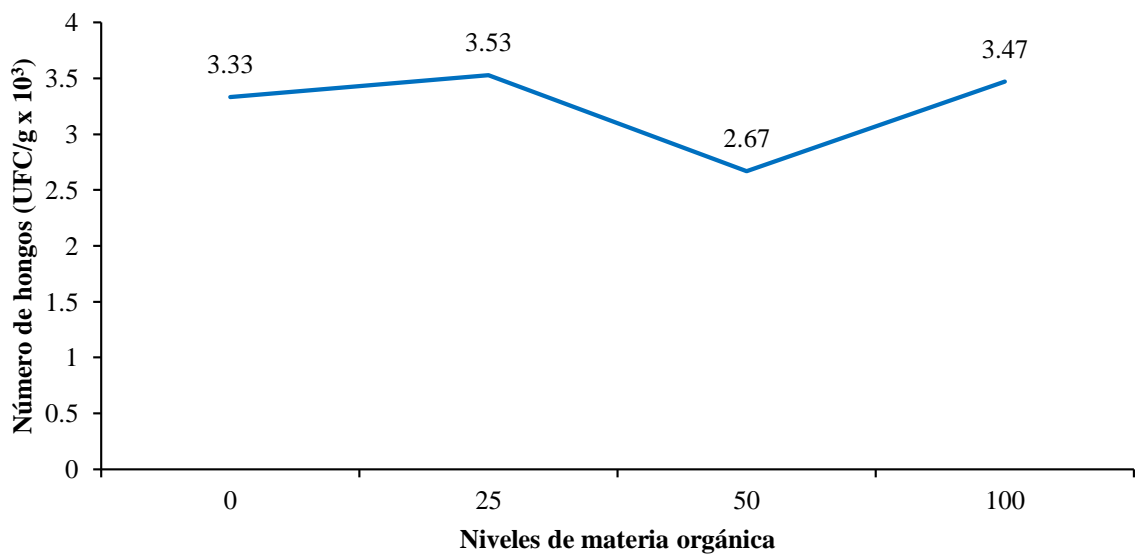
**Tabla 18.** ANVA para el número de hongos UFC/g x 10<sup>3</sup> con referencia a las fuentes orgánicas y niveles de M.O.

Fuente de Variación	GL	SC	CM	Fcal	Ftab (5%)	Sig.
Bloques	2	153,79	76,90	47,20	3,32	0
Tratamientos	15	59,81	3,99	2,45	2,02	0
Factorial	14	38,80	2,77	1,70	2,04	0
(A) Fuentes orgánicas	4	12,36	3,09	1,90	2,69	**
(B) Niveles de M.O (tn/ha)	2	8,93	4,47	2,74	3,32	**
AxB	8	17,51	2,19	1,34	2,27	NS
Factorial vs testigo	1	21,01	21,01	12,90	4,17	**
Error experimental	30	48,87	1,63			
Total	47	262,48				



**Figura 9.** Número de hongos en función a las fuentes orgánicas.

Al no existir diferencias significativas en el análisis de varianza en ninguna de las fuentes, no se realizará la prueba de Duncan, sin embargo, en la Figura 10, se muestra que la aplicación de RPCM+CM propicio el incremento de hongos con un valor de 4 UFC/g x 10<sup>3</sup>. El valor más bajo lo obtuvo la aplicación de restos de podas de cacao con un valor de 1.56 UFC/g x 10<sup>3</sup>. Por su parte el testigo logró un valor de 3.33 UFC/g x 10<sup>3</sup> (Figura 9).



**Figura 10.** Número de hongos en función a los niveles de materia orgánica.

La población de hongos respecto a los niveles de materia orgánica fluctuó de  $2,67 \text{ UFC/g} \times 10^3$  (50 tn/ha de materia orgánica) a  $3,53 \text{ UFC/g} \times 10^3$  (25 tn/ha de materia orgánica), el testigo alcanzó una población de hongos de  $3,33 \text{ UFC/g} \times 10^3$ . Las aplicaciones de los distintos niveles y fuentes de materia orgánica obtuvieron resultados similares con respecto a la población de fungis, no obstante las aplicaciones de 50 % de RPCM más 50 % de compost municipal (100 tn/ha) y Estiércol de vacuno (25 tn/ha) tuvieron mayor población de hongos con un valor de  $6 \times 10^3$  y  $5 \times 10^3$  UFC/g de suelo respectivamente, mientras que el testigo obtuvo la menor cantidad de hongos con  $1 \times 10^3$  UFC/g de suelo que posiblemente se deba a que no se le aplicó ningún tipo de fuente de materia orgánica. Según Arias (2001) su población se estima de  $5 \times 10^3$  a  $9 \times 10^5$  por gramo de suelo y su actividad está relacionada a la descomposición y como depredadores de otro microorganismo, así como también de algunos fungis. En el suelo existe una gran cantidad de especies de hongos de las cuales existen los perjudiciales para las plantas y los benéficos (Arias, 2001), dentro de los benéficos están los que intervienen en la mineralización (residuos orgánicos frescos) y la descomposición con lo que obtienen energía (Acuña, 2006). Pahuara y Zúñiga (2001); Otero (2011), encontraron fungis en el suelo en una población mayor a 104 UFC/g de suelo, mientras que en nuestra investigación se obtuvo casi en todos los tratamientos una población de fungis de  $10^3$  UFC/g de suelo, que posiblemente sea por las propiedades químicas y físicas del suelo, por ello Argüello y Moreno (2014), en el cultivo de cacao encontraron que la cantidad de fungis variaron de acuerdo al pH del suelo, por ejemplo para un pH 5,32 la población fue de  $6 \times 10^4$  UFC/g de suelo, mientras que para un pH 5,42 la población fue de  $8 \times 10^4$  UFC/g de suelo.

En el Tabla 21, se observa una mayor presencia de hongos en los siguientes tratamientos de RPCM+CM+100 con un total de  $6 \text{ UFC/g} \times 10^3$  de suelo y finalmente el EV+25 que presenta  $5 \text{ UFC/g} \times 10^3$  de suelo. Los tratamientos RPCM+25 y RPCM+100 tienen 3 hongos ( $\text{UFC/gr} \times 10^3$  de suelo) cada uno, mientras que RPCM+50 tiene 2 hongos. Esto sugiere que la cantidad de hongos no cambia significativamente con diferentes concentraciones de RPCM. Los Tratamientos RPCM+EV (25, 50 y 100), muestran una cantidad relativamente constante de hongos en el suelo, con tres hongos en RPCM+EV+25, cuatro hongos en RPCM+EV+50 y cuatro hongos en RPCM+EV+100. Parece que la enmienda vegetal no tiene un efecto significativo en la cantidad de hongos en comparación con los tratamientos RPCM solos. Los tratamientos EV (25, 50 y 100) muestran una variación en el número de hongos, con cinco hongos en EV+25, dos hongos en EV+50 y cuatro hongos en EV+100. Parece que la concentración de enmienda vegetal influye en la cantidad de hongos, con el tratamiento EV+25 mostrando la mayor cantidad. Los tratamientos CM (25, 50 y 100) muestran

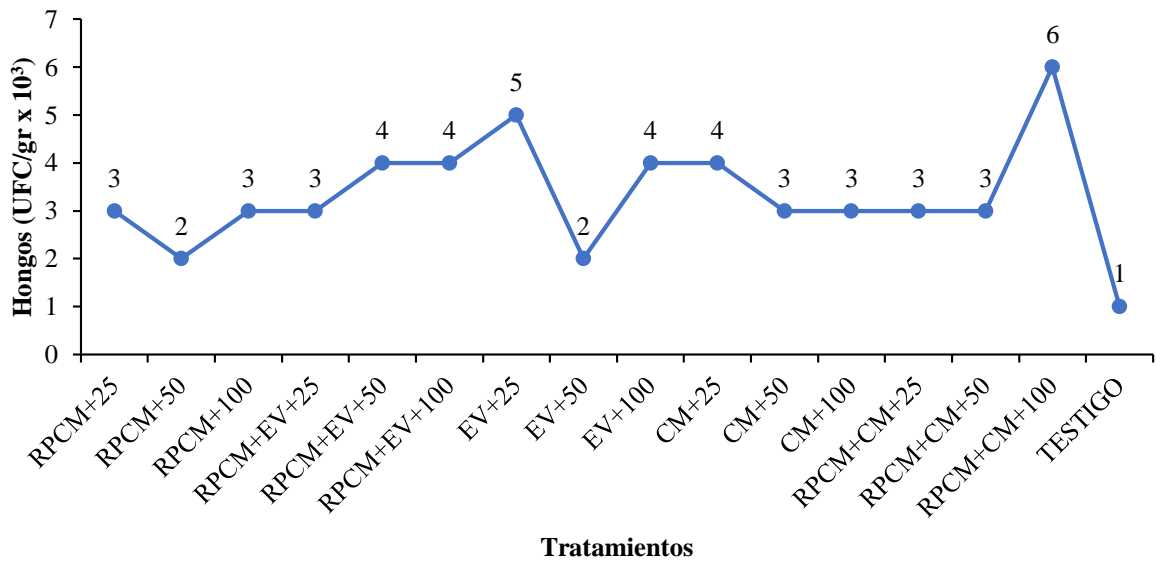
números de hongos similares, con cuatro hongos en CM+25, tres hongos en CM+50 y tres hongos en CM+100. Esto sugiere que la concentración de la enmienda vegetal no afecta significativamente a la cantidad de hongos en comparación con los tratamientos de control. Los tratamientos RPCM+CM (25, 50 y 100) muestran una variación en la cantidad de hongos, con tres hongos en RPCM+CM+25, tres hongos en RPCM+CM+50 y seis hongos en RPCM+CM+100. El tratamiento RPCM+CM+100 muestra la cantidad más alta de hongos, lo que podría indicar una interacción entre los residuos compost municipal y el control muestra a una concentración más alta. El tratamiento testigo muestra la menor cantidad de hongos, con solo 1 hongo. En general, parece que la concentración de enmiendas y la combinación de materiales afectan a la cantidad de hongos en el suelo. Los tratamientos RPCM+CM+100 y EV+25 muestran las cantidades más altas de hongos en el suelo, mientras que el testigo muestra la cantidad más baja. Estos resultados pueden tener implicaciones importantes para la gestión de suelos y la optimización de las condiciones para el crecimiento de hongos.

**Tabla 19.** Numeración de hongos por el método de Shannon - Wiener

Tratamiento	Nº Hongos (UFC/gr x 10 <sup>3</sup> de suelo) Total	Pi	Pi*LnPi
RPCM+25	3	0,056604	-0,16255
RPCM+50	2	0,037736	-0,12367
RPCM+100	3	0,056604	-0,16255
RPCM+EV+25	3	0,056604	-0,16255
RPCM+EV+50	4	0,075472	-0,19502
RPCM+EV+100	4	0,075472	-0,19502
EV+25	5	0,09434	-0,22272
EV+50	2	0,037736	-0,12367
EV+100	4	0,075472	-0,19502
CM+25	4	0,075472	-0,19502
CM+50	3	0,056604	-0,16255
CM+100	3	0,056604	-0,16255
RPCM+CM+25	3	0,056604	-0,16255
RPCM+CM+50	3	0,056604	-0,16255
RPCM+CM+100	6	0,113208	-0,24663
TESTIGO	1	0,018868	-0,07491
Total	53	1	-27.095
			-1
			2.709.501

Según el valor de índice de biodiversidad de Shannon – Wiener (2.70) para los tratamientos, muestra que se encuentra en equilibrio dado que el valor es mayor a 2, al mismo tiempo se podría decir que el número de individuos se distribuye uniformemente en cada tratamiento (Figura 11).





**Figura 11.** Números de hongos (UFC/g x 10<sup>3</sup> de suelo) por el método de Shannon – Wiener.

#### 4.3. Géneros fungí encontrados y densidades por tratamientos

En el Tabla 20, el género *Geotrichum* está presente en nueve muestras del suelo (RPCM+25, RPCM+EV+25, RPCM+EV+100, CM+25, CM+50, CM+100, RPCM+CM+25, RPCM+CM+100, Testigo). El género *Aspergillus* está presente en cinco muestras (RPCM+25, RPCM+50, RPCM+100, RPCM+EV+50, EV+25); el género *Fusarium* solo fue encontrado en dos muestras (CM+25, RPCM+CM+25); el género *Oidium* está presente en solo dos muestras (CM+50, CM+100); el género *Epidormophyton* solo está presente en la muestra RPCM+EV+100; el género *Penicillium* solo está presente en la muestra RPCM+CM+50; el género *Microsporum* solo está presente en la muestra TESTIGO y por último el género *Rizopus* está presente en la muestra EV+100.

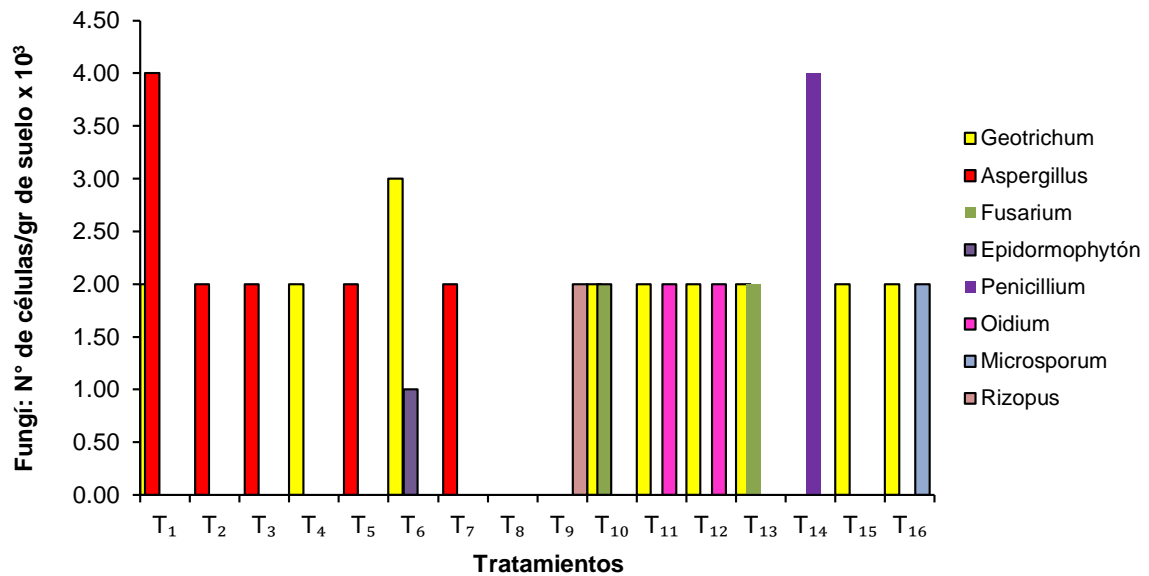
En la Tabla 21, Respecto a la densidad de células de fungi, el género *Geotrichum* fue el que obtuvo el mayor valor con  $19 \times 10^3$  células/g de suelo, seguidos de los géneros de *Aspergillus*  $12 \times 10^3$  células/g de suelo, *Fusarium*  $4 \times 10^3$  células/g de suelo, *Penicillium*  $4 \times 10^3$  células/g de suelo, *Oidium*  $4 \times 10^3$  células/g de suelo, *Microsporum*  $2 \times 10^3$  células/g de suelo, *Rizopus*  $2 \times 10^3$  y *Epidormophyton*  $1 \times 10^3$  células/g de suelo; asimismo la aplicación de RPCM+25 obtuvo un número mayor de células por gramo de suelo ( $6 \times 10^3$  células/g de suelo), mientras que los tratamientos RPCM+EV, CM+25, CM+50, CM+100, RPCM+CM+25, RPCM+CM+50 y TESTIGO obtuvieron un mismo valor de  $4 \times 10^3$  células/g de suelo, asimismo los tratamientos RPCM+50, RPCM+100, RPCM+EV+25, RPCM+EV+50, EV+25, EV+100 y RPCM+CM+100 registraron un valor de  $2 \times 10^3$  células/g de suelo.

**Tabla 20.** Géneros fungí encontrados.

Tratamiento	Geotrichum	Aspergillus	Fusarium	Epidormophytón	Penicillium	Oidium	Microsporum	Rizopus
RPCM+25	Pte	Pte	-	-	-	-	-	-
RPCM+50	-	Pte	-	-	-	-	-	-
RPCM+100	-	Pte	-	-	-	-	-	-
RPCM+EV+25	Pte	-	-	-	-	-	-	-
RPCM+EV+50	-	Pte	-	-	-	-	-	-
RPCM+EV+100	Pte	-	-	Pte	-	-	-	-
EV+25	-	Pte	-	-	-	-	-	-
EV+50	-	-	-	-	-	-	-	-
EV+100	-	-	-	-	-	-	-	Pet
CM+25	Pte	-	Pte	-	-	-	-	-
CM+50	Pte	-	-	-	-	Pet	-	-
CM+100	Pte	-	-	-	-	Pet	-	-
RPCM+CM+25	Pte	-	Pte	-	-	-	-	-
RPCM+CM+50	-	-	-	-	Pet	-	-	-
RPCM+CM+100	Pte	-	-	-	-	-	-	-
TESTIGO	Pte	-	-	-	-	-	Pet	-

**Tabla 21.** Densidad de células fungí por gramo de suelo.

Trat.	Geotrichum	Aspergillus	Fusarium	Epidormophytón	Penicillium	Oidium	Microsporum	Rizopus	Total
RPCM+25	2	4	-	-	-	-	-	-	6
RPCM+50	-	2	-	-	-	-	-	-	2
RPCM+100	-	2	-	-	-	-	-	-	2
RPCM+EV+25	2	-	-	-	-	-	-	-	2
RPCM+EV+50	-	2	-	-	-	-	-	-	2
RPCM+EV+100	3	-	-	1	-	-	-	-	4
EV+25	-	2	-	-	-	-	-	-	2
EV+50	-	-	-	-	-	-	-	-	0
EV+100	-	-	-	-	-	-	-	2	2
CM+25	2	-	2	-	-	-	-	-	4
CM+50	2	-	-	-	-	2	-	-	4
CM+100	2	-	-	-	-	2	-	-	4
RPCM+CM+25	2	-	2	-	-	-	-	-	4
RPCM+CM+50	-	-	-	-	4	-	-	-	4
RPCM+CM+100	2	-	-	-	-	-	-	-	2
TESTIGO	2	-	-	-	-	-	2	-	4
Total	19	12	4	1	4	4	2	2	48



T1: RPCM (25 t/ha)

T4: 50 % de RPCM + 50 % EV (25 t/ha)

T7: EV (25 t/ha)

T10: CM (25 t/ha)

T13: 50 % RPCM + 50 % CM (25 t/ha)

T2: RPCM (50 t/ha)

T5: 50 % de RPCM + 50 % EV (50 t/ha)

T8: EV (50 t/ha)

T11: CM (50 t/ha)

T14: 50 % RPCM + 50 % CM (25 t/ha)

T3: RPCM (100 t/ha)

T6: 50 % de RPCM + 50 % EV (100 t/ha)

T9: EV (100 t/ha)

T12: CM (100 t/ha)

T15: 50 % RPCM + 50 % CM (25 t/ha)

**Figura 12.** Densidad de células por gramo de suelo de los diferentes géneros de fungi encontrados por cada tratamiento

Estos datos muestran la presencia y la cantidad de diferentes tipos de hongos en cada tratamiento (Figura 12). Puedes observar que la presencia y la cantidad de hongos varían significativamente entre los tratamientos. De manera que el tratamiento RPCM+25 tiene un alto recuento de Geotrichum y Aspergillus, mientras que el tratamiento RPCM+CM+50 se destaca por la presencia de Penicillium. Además, el tratamiento de control (Testigo) muestra la presencia de varios tipos de hongos. Estos resultados son importantes para comprender cómo diferentes tratamientos afectan a la población de hongos en el suelo y pueden tener implicaciones en la agricultura y la gestión de suelos.

El género con mayor frecuencia en los tratamientos probados fue el género Geotrichum, esto posiblemente sea porque este género se caracteriza por estar presente en diferentes ecosistemas, encontrándose mayor número de fungi en la incorporación de RRPC con estiércol de vaca a un nivel de 100 tn/ha, lo que estaría influenciado por la composición del estiércol de vaca y los restos de vegetales del cacao y además del suelo donde se realizó el experimento, especialmente en el contenido de materia orgánica y fósforo, sin embargo existen otros factores que pudieran influir en la presencia o ausencia de un determinado microorganismos tales como características físicas y químicas del suelo, nivel de materia

orgánica, clima y manejo de los agro ecosistemas. (TISDALL et al.,1997; JAMES y ERIC, 1997). Trabajos realizados por SUAREZ (2010), en suelos de la misma zona encontró los mismos resultados, donde *Geotrichum* tuvo su mayor presencia en suelos de cultivos perenes.

El género *Aspergillus* fue encontrado en su mayoría en los suelos donde se aplicó restos de podas y cascara de cacao, se sabe que el hábitat natural del *Aspergillus* son el heno y el compostaje (HOOG. 1995). Sin embargo, mientras el hongo encuentre condiciones favorables puede subsistir en cualquier lugar, para POINTING y HYDE, (2001); PERRONE et al. (2007), los hongos del género *Aspergillus* se multiplican rápidamente sobre materia vegetal almacenada o en descomposición, de interés agro-alimentario (cereales, frutas, semillas, etc.), y en un amplio rango de temperatura, humedad y aerobiosis, contaminando así muchos sustratos. Cabe considerar que las condiciones climáticas (altas precipitaciones y temperatura promediada), que se dan en la zona de Aucayacu estarían haciendo efecto en el crecimiento de *Aspergillus*.

El género *Oidium* y *Fusarium* se encontró en dos tratamientos donde se utilizó compost municipal, lo que podría demostrar que no todos los compost son aptos para utilizarlos en agricultura, sin embargo su calidad depende de los materiales con los que se hizo, algunas investigaciones hechas por ESCOBAR et al. (2012), reportaron *Fusarium* en compost con una intensidad de leve a moderado, cabe resaltar que este género se caracteriza por su agresividad ocasionando en plantas marchitamiento y enfermedades vasculares, siendo relativamente abundantes en la micro biota del suelo (AGRIOS, 1985).

Los géneros *Epidormophyton*, *Penicillium*, *Microsporum* y *Rizopus* son hongos que están ampliamente distribuidos en los suelos, superando las condiciones más adversas para habitar, en comparación con otros organismos (LÓPEZ, 2005). Según AGRIOS, (2005), una pequeña parte de estos organismos en el suelo en residuos vegetales, mientras que la gran mayoría son Fito patógenos por lo que algunos todo su ciclo de vida lo realizan en el hospedero Algunos y sólo sus esporas alcanzan el suelo.

#### **4.4. Géneros de bacterias encontrados y densidades por tratamientos**

Los distintos medios de cultivo registraron presencia de bacterias, donde el género *Bacilos* sp predominó en las bacterias gram negativas, mientras que en las baterías gram positivas en que más se desarrollo fue el *Bacillus* sp., por su parte *Staphylococcus* sp como *Streptobacillus* sp tuvieron una presencia media, mientras que la presencia de *Neiseria* sp y *Candida* sp fue baja (Tabla 22).

**Tabla 22.** Géneros de bacterias encontrados.

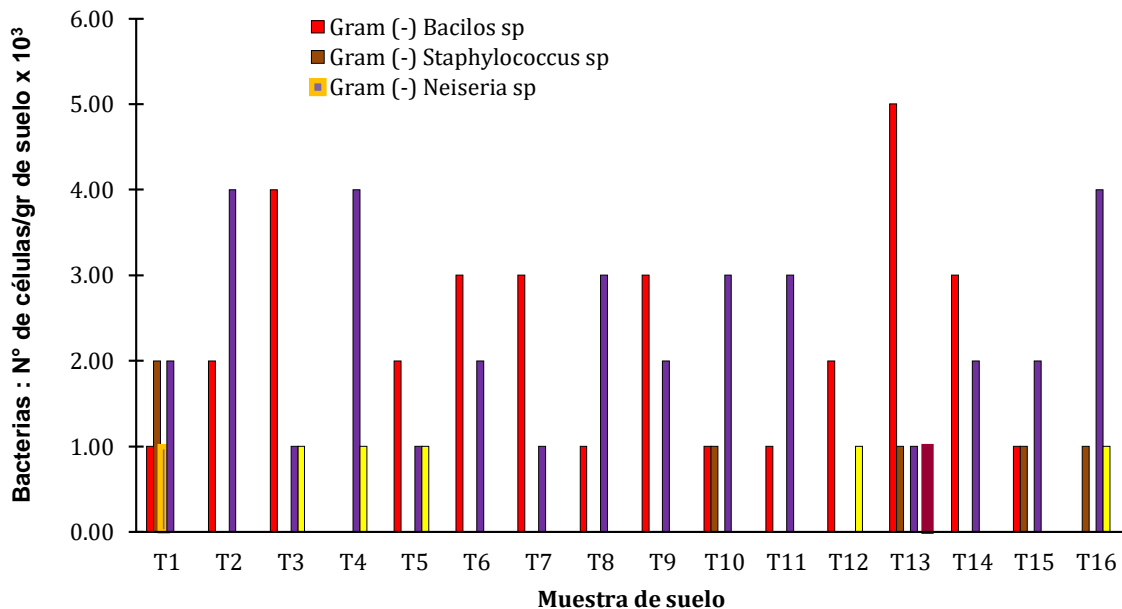
MS	Gram (-)												Gram (+)											
	Bacilos sp				Staphylococcus sp				Neiseria sp				Bacillus sp				Estreptobacillus sp				Estreptobacillus sp			
	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS
RPCM+25	-	p	-	-	-	p	p	-	-	-	-	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
RPCM+50	-	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	p	p	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
RPCM+100	-	p	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
RPCM+EV+25	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	p	p	-	p	-	p	-	-	-	-	-	-	
RPCM+EV+50	p	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
RPCM+EV+100	p	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	p	-	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
EV+25	-	p	p	p	-	-	-	-	-	-	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
EV+50	-	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	p	p	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
EV+100	-	p	p	p	-	-	-	-	-	-	-	p	-	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
CM+25	-	-	p	-	-	p	-	-	-	-	-	p	p	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
CM+50	-	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	p	p	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
CM+100	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	p	-	-	-	-	-	-	
RPCM+CM+25	p	p	p	p	-	-	-	p	-	-	-	-	-	-	p	-	-	-	-	p	-	-	-	
RPCM+CM+50	-	p	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	p	-	-	-	-	-	-	-	-	
RPCM+CM+100	-	-	-	-	-	-	-	p	-	-	-	p	p	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
TESTIGO	-	-	-	-	-	-	p	-	-	-	-	p	p	-	p	-	-	p	-	-	-	-	-	

**Tabla 23.** Densidad de bacterias por gramo de suelo.

MS	Gram (-)												Gram (+)								Total				
	Bacilos sp				Staphylococcus sp				Neiseria sp				Bacillus sp				Estreptobacillus sp					Estreptobacillus sp			
	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS	M 77	C	M	MS		M 77	C	M	MS
RPCM+25	-	1	-	-	-	1	1	-	-	-	-	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	
RPCM+50	-	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	6	
RPCM+100	-	1	1	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	6	
RPCM+EV+25	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	-	2	-	1	-	-	-	-	-	-	5	
RPCM+EV+50	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	4	
RPCM+EV+100	1	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	5	
EV+25	-	1	1	1	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	
EV+50	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	4	
EV+100	-	1	1	1	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	5	
CM+25	-	-	1	-	-	1	-	-	-	-	-	1	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	5	
CM+50	-	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	5	
CM+100	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	2	
RPCM+CM+25	1	3	1	1	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	1	-	-	-	9	
RPCM+CM+50	-	1	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	5	
RPCM+CM+100	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	
TESTIGO	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	1	1	-	2	-	-	1	-	-	-	-	-	6	
Total	3	12	11	6	0	2	2	2	0	0	0	1	11	9	1	14	3	1	1	0	1	0	0	80	

Respecto número de bacterias por gramo de suelo (Tabla 23), el género *Bacillus* sp (Gram +) fue el que presentó mayor valor con  $35 \times 10^3$  células/g de suelo, seguidos por el género *Bacilos* sp (Gram -)  $32 \times 10^3$  células/g de suelo, mientras que los géneros *Staphylococcus* ( $6 \times 10^3$  células/g de suelo), *Streptobacillus* sp ( $5 \times 10^3$  células/g de suelo), *Candida* sp ( $1 \times 10^3$  células/g de suelo) y *Neiseria* sp  $1 \times 10^3$  (células/g de suelo), tuvieron un valor más bajo.

Con relación a los tratamientos, el T13 obtuvo un valor mayor con  $8 \times 10^3$  células/g de suelo, los tratamientos RPCM+25, RPCM+50, RPCM+100, Testigo presentaron un mismo valor de  $6 \times 10^3$  células/g de suelo; los tratamientos EV+25, EV+100, EV+100, CM+25, RPCM+CM+50 un valor de  $5 \times 10^3$  células/g de suelo, un valor menor tuvieron los tratamientos RPCM+EV+50, EV+25, EV+50, CM+50, RPCM+CM+100 al tener un valor de  $4 \times 10^3$  células/g de suelo, finalmente el tratamiento CM+100 obtuvo en menor valor  $3 \times 10^3$  células/g de suelo.



T1: RPCM (25 t/ha)	T2: RPCM (50 t/ha)	T3: RPCM (100 t/ha)
T4: 50 % de RPCM + 50 % EV (25 t/ha)	T5: 50 % de RPCM + 50 % EV (50 t/ha)	T6: 50 % de RPCM + 50 % EV (100 t/ha)
T7: EV (25 t/ha)	T8: EV (50 t/ha)	T9: EV (100 t/ha)
T10: CM (25 t/ha)	T11: CM (50 t/ha)	T12: CM (100 t/ha)
T13: 50 % RPCM + 50 % CM (25 t/ha)	T14: 50 % RPCM + 50 % CM (50 t/ha)	T15: 50 % RPCM + 50 % CM (100 t/ha)

**Figura 13.** Densidad de células por gramo de suelo de los géneros de Bacterias encontrados por cada tratamiento.

La cantidad de células/g de suelo de las especies de bacterias en los diferentes tratamientos no muestran la superioridad de una fuente o de un nivel de materia orgánica,

debido a que las especies se distribuyen en todos los sustratos (Figura 13), sin embargo es evidente la presencia en mayor cantidad las bacterias del género *Bacilos sp* y *Bacillus sp* en los medios de cultivo, esto es debido a que su hábitat primario es el suelo y la materia vegetal en descomposición (MACEDO y VOLA, 2008), lo que pudiera estar relacionado con los restos de podas que se adiciono a algunos tratamientos. En una encuesta de ADEGUNLOYE et al. (2007), respecto al análisis microbiológico del proceso de compostaje, utilizando estiércol de vaca como inoculante, reportaron que los ensamblajes bacterianos más comunes son: *Micrococcus luteus*, *Bacillus pumilus*, *Bacillus macerans*, *Bacillus spaericus*, *Bacillus laterosporus*, *Pseudomonas aeruginosa*, muchas *Enterobacter Proteus* identificados también incluidos en este estudio. Por otro lado, REBODILLO et al. (2008), en un relevamiento de la población microbiana, durante el compostaje de residuos orgánicos sólidos municipales, se encontró que este grupo de bacterias está representado por bacterias aerobias Gram negativas del género: *Pseudomonas*, *Azotobacter*, *Azospirillum*; en bacterias Gram-positivas, el género *Micrococcus*, y organismos formadores de esporas como *Bacillus*, lo que coincide con nuestro estudio de al menos un género de bacterias.

#### 4.5. Respiración microbiana

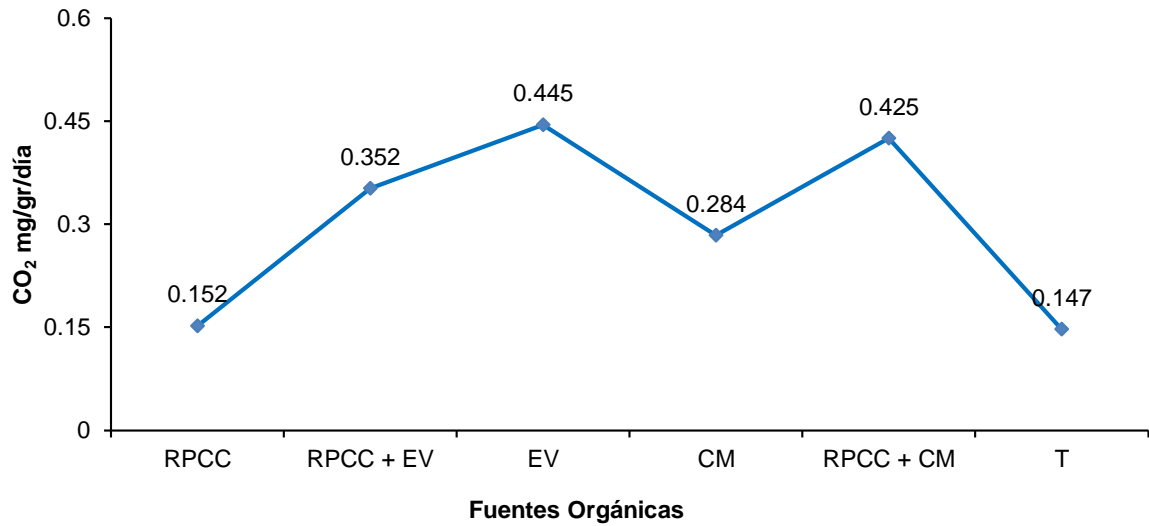
Todas las fuentes de variación resultaron estadísticamente no significativas, es decir que no existen diferencias en la cantidad de CO<sub>2</sub> liberado al aplicar varias dosis de un mismo sustrato (Tabla 24).

**Tabla 24.** Análisis de varianza de la respiración microbiana por tratamientos (al tercer día).

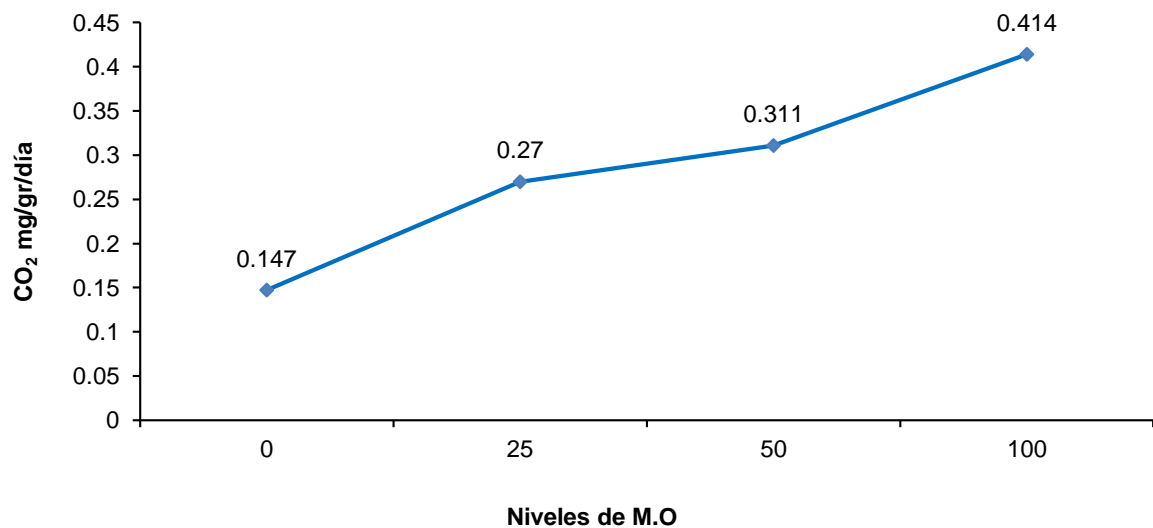
Fuente de variación	GGI	SSC	CM	Fcal	Ftab (5%)	Sig. (*)
Bloques	2	0,42	0,21	1.385	3.316	NS
Tratamientos	15	1.950	0,13	0,857	2.015	NS
Factorial	14	1.850	0,132	0,871	2.037	NS
(A) Fuentes orgánicas	4	0,51	0,128	0,841	2.690	NS
(B) Niveles de M.O (tn/ha)	2	0,16	0,08	0,527	3.316	NS
AxB	8	1.180	0,148	0,973	2.266	NS
Factorial vs testigo	1	0,1	0,1	0,659	4.171	NS
Error Experimental	30	4.550	0,152			
Total	47	69.200				

Al analizar las distintas fuentes orgánicas utilizadas se encontró que no existen diferencias estadísticamente sin embargo la aplicación de restos de poda de cacao en mezcla con estiércol de vacuno o compost municipal propician el incremento de respiración con un valor de 0,425 y 0,445 CO<sub>2</sub> mg/g/día respectivamente. Por su parte el testigo logró la menor

cantidad se  $\text{CO}_2$  liberado con un valor de  $0,147 \text{ CO}_2 \text{ mg/g/día}$  (Figura 14), sin embargo, no fue suficiente para diferenciarse estadísticamente de los tratamientos factoriales.



**Figura 14.** Respiración microbiana al tercer día, de acuerdo a las fuentes orgánicas.



**Figura 15.** Respiración microbiana al tercer día, de acuerdo a los niveles de materia.

La respiración microbiana al tercer día, describe un aumento lineal respecto a los niveles de materia orgánica donde el testigo registra una respiración de  $0,147 \text{ CO}_2 \text{ mg/g/día}$ , mientras que la aplicación de materia orgánica registra la mayor tasa de respiración con un valor de  $0,414 \text{ CO}_2 \text{ mg/g/día}$  (Figura 15).

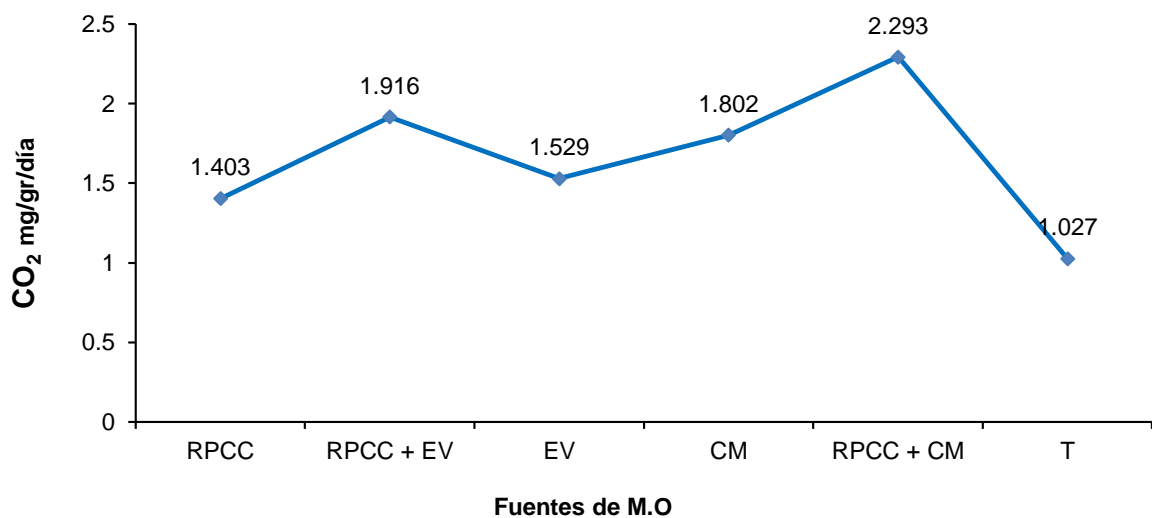


El análisis de varianza para cantidad de respiración al séptimo día muestra que no existen evidencias de diferencia estadística para ninguna de las fuentes de variación (Tabla 25), es decir que la aplicación de las diferentes fuentes de M.O en sus diferentes niveles no afecta la respiración microbiana, por lo que no se realizara las pruebas de comparación de Duncan.

**Tabla 25.** Análisis de varianza de la respiración microbiana por tratamientos (al séptimo día).

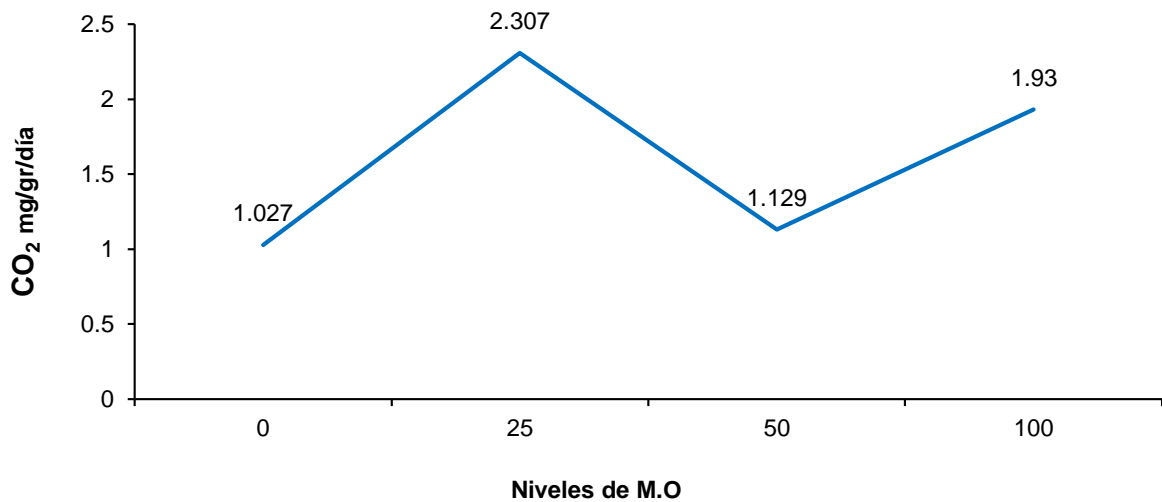
Fuente de variación	GGI	SSC	CM	Fcal	Ftab (5%)	Sig. (*)
Bloques	2	1.460	0,73	0,513	3.316	NS
Tratamientos	15	28.170	1.878	1.320	2.015	NS
Factorial	14	26.540	1.896	1.332	2.037	NS
(A) Fuentes orgánicas	4	4.380	1.095	0,77	2.690	NS
(B) Niveles de M.O (tn/ha)	2	10.840	5.420	3.809	3.316	NS
AxB	8	11.320	1.415	0,994	2.266	NS
Factorial vs testigo	1	1.630	1.630	1.145	4.171	NS
Error Experimental	30	42.690	1.423			
Total	47	723.200				

A pesar no existir diferencias estadísticas, se observa que la aplicación de restos de poda de cacao en mezcla compost municipal propicia el incremento de respiración con un valor de 2,29 CO<sub>2</sub> mg/g/día, mientras que el testigo por su parte logró la menor cantidad de respiración con un valor de 1,027 CO<sub>2</sub> mg/g/día (Figura 16), sin embargo, no fue suficiente para diferenciarse estadísticamente de los tratamientos factoriales (Tabla 27).



**Figura 16.** Respiración microbiana al séptimo día, de acuerdo a las fuentes orgánicas.

Respecto a la cantidad de respiración microbiana producida por efecto de los diferentes niveles de materia orgánica, la mayor liberación fue producida con la aplicación de 25 tn/ha de materia orgánica al obtener un valor de 2,30 CO<sub>2</sub> mg/g/día (Figura 18).



**Figura 17.** Respiración microbiana al séptimo día, de acuerdo a los niveles de materia orgánica.

La actividad de los microbios se mide por la cantidad de CO<sub>2</sub> liberado, mientras más elevado sea la cantidad de gas liberado mayor es la actividad y viceversa (Burbano, 1989; Araujo et al., 1999; citados por Paz, 2006). Es así que, a los 3 días de haber iniciado el experimento para la respiración microbiana, se encontró que no existe diferencias significativas para el factor A y B, ni para las interacciones, no obstante, se encontró mayor respiración microbiana en las muestras de estiércol de vacuno, restos de podas con estiércol de vacuno y compost municipal, con un valor de 0,352, 0,445 y 0,425 CO<sub>2</sub> mg/g/día respectivamente. Esto se debe a que los microorganismos que se encontraban en cada componente de la mezcla oxidaron la materia orgánica teniendo una especie de sinergismo entre ellas. Para Alexander (1980); Álvarez-Solís, Lerch et al. (1992) y León-Martínez (1997), la respiración microbiana depende de cada tipo de material es así que es mayor en sustancias fácilmente degradables como proteínas y azúcares.

Con respecto a la cantidad de aplicación de las fuentes de materia orgánica también no se encontró diferencias estadísticas, sin embargo, es evidente que existe mayor respiración al incrementar la cantidad de materia orgánica por lo que a 100 tn/ha alcanza una respiración de 0,414 CO<sub>2</sub> mg/g/día, esto debido a que se incrementó el número de

microorganismos, quienes oxidaron la materia orgánica (Pelczar, 1993; Goyal y Gerba, 1999). Resultados muy similares obtuvo Barrios (2011), donde a medida que se incrementaba el nivel de materia orgánica se incrementó la actividad metabólica de los suelos de ex cicales.

A los 7 días de haber de haber iniciado el experimento de respiración microbiana no se halló diferencias estadísticas entre las fuentes de materia orgánica y los niveles de materia orgánica. Aritméricamente las fuentes que más actividad metabólica tuvieron fueron los restos de poda en mezcla con estiércol de vaca y compost municipal con un valor de 1,916, 2,293 CO<sub>2</sub> mg/g/día respectivamente. El tratamiento estiércol de vaca desprendió mayor cantidad de CO<sub>2</sub>, al inicio del experimento (3 días después), posteriormente las mezclas obtuvieron mayor actividad microbiana, esto coincide con los resultados obtenidos por Contreras et al. (2006), que incubaron diferentes materiales y obtuvieron que la gallinaza y el estiércol de caprino muestren una mejor repuesta inicial, en lo que a la activación de los microorganismos del suelo se refiere, es decir que algunos abonos de animales se mineralizan más rápido.

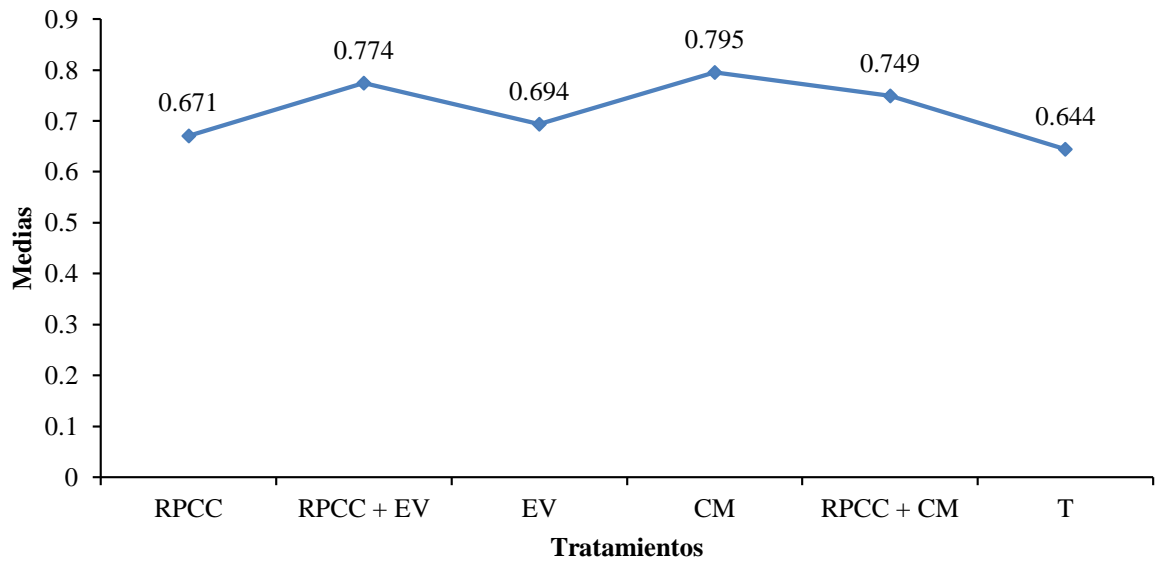
Esto sugiere que la incorporación de residuos de podas y cascara de cacao en mezcla con estiércol y compost podría hacerse un uso más extendido, en el cultivo de cacao, dado que esta mezcla suministra un aporte importante de carbono orgánico humificado, el cual contribuye al restablecimiento de la materia orgánica nativa del suelo, además de la disponibilidad lenta de los nutrientes contenidos en él. Según Bley (1999), la respiración microbiana determina la actividad tanto de la raíz como de los microorganismos mediante la captura del CO<sub>2</sub> proveniente de diferentes funciones metabólicas.

#### 4.6. Velocidad de infiltración

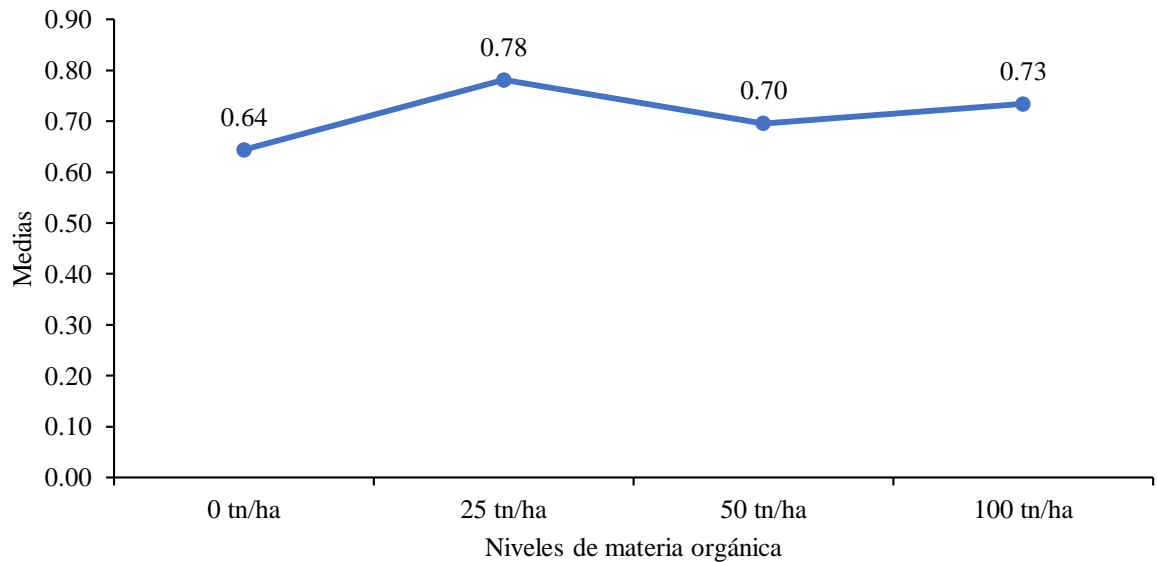
Del ANVA para la velocidad de infiltración se determinó que todas las fuentes de variación no tuvieron significación estadística en cuanto a este parámetro (Tabla 26). Es decir que la aplicación de las diferentes fuentes de materia orgánica en sus diferentes niveles no afectó la velocidad de infiltración.

**Tabla 26.** Análisis de varianza para la infiltración por tratamientos.

Fuente de variación	GGI	SSC	CM	Fcal	Ftab (5%)	Sig.
Bloques	2	0,05	0,03	0,65	3.316	NS
Tratamientos	15	0,42	0,03	0,72	2.015	NS
Factorial	14	0,40	0,03	0,74	2.037	NS
(A) Fuentes orgánicas	4	0,10	0,03	0,65	2.690	NS
(B) Niveles de M.O (tn/ha)	2	0,05	0,03	0,65	3.316	NS
AxB	8	0,25	0,03	0,81	2.266	NS
Factorial vs testigo	1	0,02	0,02	0,52	4.171	NS
Error Experimental	30	1160,00	0,04			
Total	47	16300,00				



**Figura 18.** Velocidad de infiltración de acuerdo a las diferentes fuentes de materia orgánica.



**Figura 19.** Velocidad de infiltración de acuerdo a los diferentes niveles de materia orgánica.

La velocidad de infiltración en los diferentes sustratos fueron muy similares lo que ya ha sido corroborado en el análisis de varianza, sin embargo estas fluctúan con valores de 0.79 (compost municipal) a 0.64 (Testigo) (Figura 18), respecto a la velocidad de infiltración producida por efecto de los diferentes niveles de M.O, se observa que estos describen una línea recta de manera horizontal, es decir que poseen valores muy similares, sin embargo sobresale la aplicación de 25 tn/ha de M.O con un valor de 0.78 (Figura 19).

Las fuentes de variación no tuvieron ninguna significación estadística respecto a la velocidad de infiltración bajo condiciones de laboratorio, tanto para las fuentes y cantidad de materia orgánica, es decir que la velocidad de infiltración es lo mismo en los diferentes tratamientos. Sin embargo, numéricamente si encontramos diferencias, especialmente en los niveles de materia orgánica, donde se observa que a menor cantidad de materia orgánica mayor es la velocidad de infiltración. Por lo que con un nivel de 25 tn/ha se logra mayor infiltración, esto es debido a la formación de micro poros en los tratamientos donde se utilizó un nivel más alto de materia orgánica, es decir que la velocidad de infiltración disminuyó por efecto de los niveles de M.O, resultados similares encontró SUAREZ. (2010), al obtener mayor infiltración en un suelo de excocal donde se incorporó 50 tn/ha de materia orgánica en comparación al que incorporó 100, 150 y 200 tn/ha de M.O.

Uno de los problemas del agua que no puede penetrar es que provoca erosión edáfica resultado una pérdida de la fertilidad y la disminución del aporte de agua al suelo (SARUKHÁN y MAASS, 1990; OSUNA y PADILLA, 1998). Generalmente la velocidad de infiltración está relacionada a la textura, estructura, así como por el tamaño y volumen total del espacio poroso, motivo por el cual puede variar de acuerdo a las propiedades físicas de suelo, (TAMHANE et al., 1978; GUROVICH, 1985).

#### 4.7. Relaciones entre variables

##### 4.7.1. Correlación de la Macrofauna

En el Tabla 27, se representa el ANVA del modelo de regresión múltiple, donde se observa que existe significancia estadística, es decir las variables explicativas (textura del suelo y número de bacterias) influyen de forma conjunta y lineal sobre la macrofauna.

**Tabla 27.** Análisis de variancia para el modelo de macrofauna en función a la textura y número de bacterias.

	<b>Modelo</b>	<b>SC</b>	<b>GL</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>Sig.</b>
	Regresión	5,676	2	2,838	4,77	0,039
1	Residuo	7,735	13	595		
	<b>Total</b>	13,411	15			

Según el modelo matemático:

$$\mathbf{MAC} = -147.387 + 5.180 \cdot \text{Arc} - 10.759 \cdot \text{BAC}$$

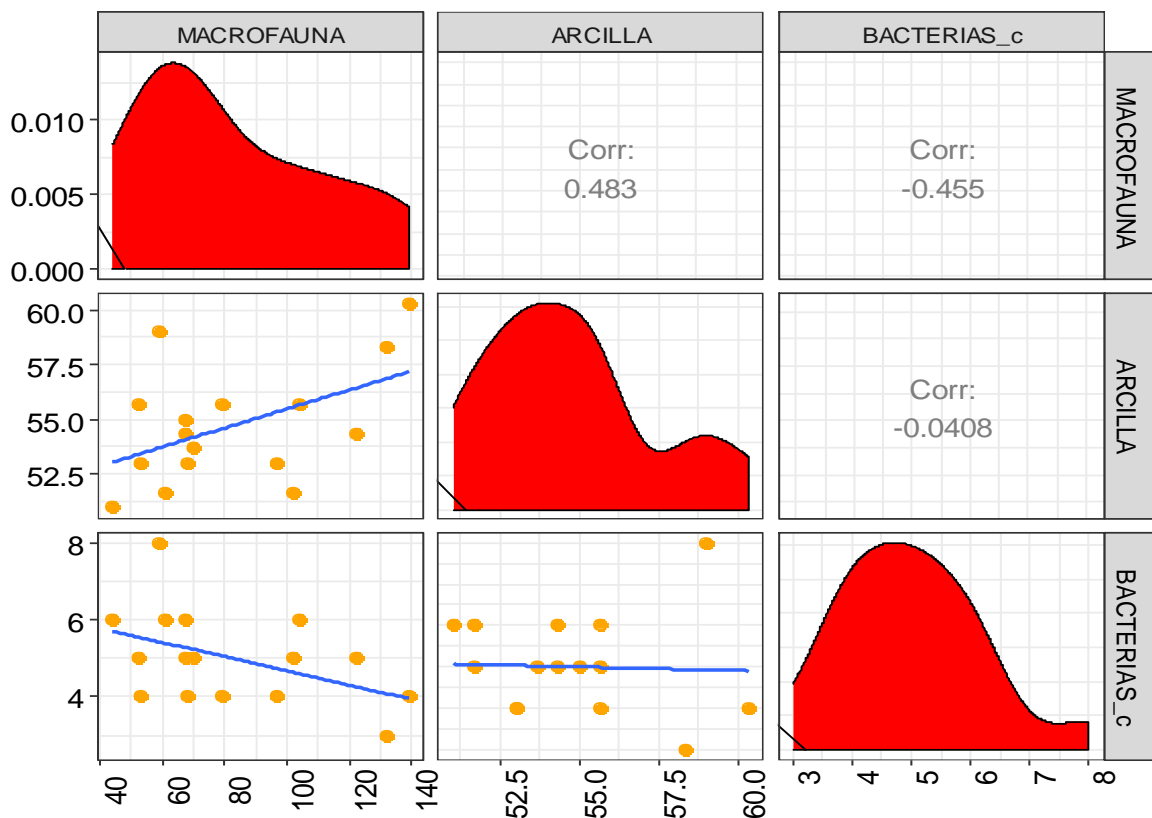
Donde:

MAC : Macrofauna (N° de individuos)

Arc : Arcilla (%)

BAC : Bacteria (N° de células/g)

El número de macrofauna está en función de la arcilla y la cantidad de bacterias, donde al aumentar en una unidad el porcentaje de arcilla o el número de bacterias la macrofauna disminuirá en 5.180 y 10.75 individuos respectivamente (Figura 20)



**Figura 20.** Correlación de Pearson entre la macrofauna, porcentaje de arcilla y la cantidad de bacterias.

#### 4.7.2. Correlación de los microorganismos aerobios

En el Tabla 28, se representa el ANOVA del modelo de regresión simple, donde se observa que existe significancia estadística, es decir que el porcentaje de arena influye de forma lineal sobre la cantidad de microorganismos aerobios.

**Tabla 28.** Análisis de variancia para el modelo de microorganismos aerobios en función al porcentaje de arena.

Modelo	SC	GI	CM	F	Sig.
Regresión	938,520	1	938,520	6,371	,024
2 Residuo	2,062,418	14	147,316		
<b>Total</b>	<b>3,000,938</b>	<b>15</b>			

Según el modelo matemático:

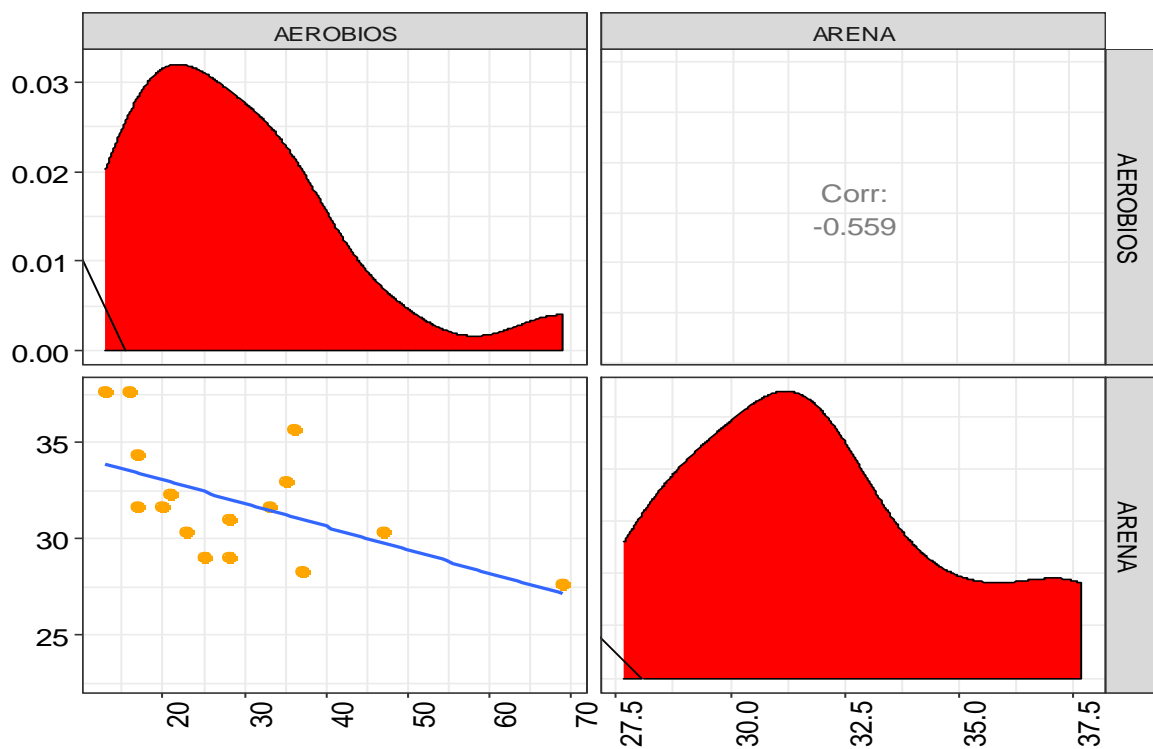
$$MIA = 111.398 - 2.576 * ARE$$

Donde:

MIA : Microorganismos aerobios (UFC/g x 103)

ARE : Arena (%)

El número de microorganismos aerobios está en función de la arena. El número de microorganismos aerobios disminuirá en promedio 2,57 UFC/g x 10<sup>3</sup>, al aumentar una unidad en el porcentaje de arena (Figura 21).



**Figura 21.** Correlación de Pearson entre los microorganismos y el porcentaje de arena.

### 4.7.3. Correlación de Actinomicetos

En el Tabla 29, se representa el ANOVA del modelo de regresión simple, donde se observa que existe significancia estadística, es decir que el número de bacterias influye de forma lineal sobre la cantidad de actinomicetos.

**Tabla 29.** Análisis de variancia para el modelo de actinomicetos en función al número de bacterias.

Modelo	SC	gl	CN	F	Sig.
Regresión	6,324,045	1	6,324,045	5,421	,035
3 Residuo	16,331,705	14	1,166,550		
<b>Total</b>	<b>22,655,750</b>	<b>15</b>			

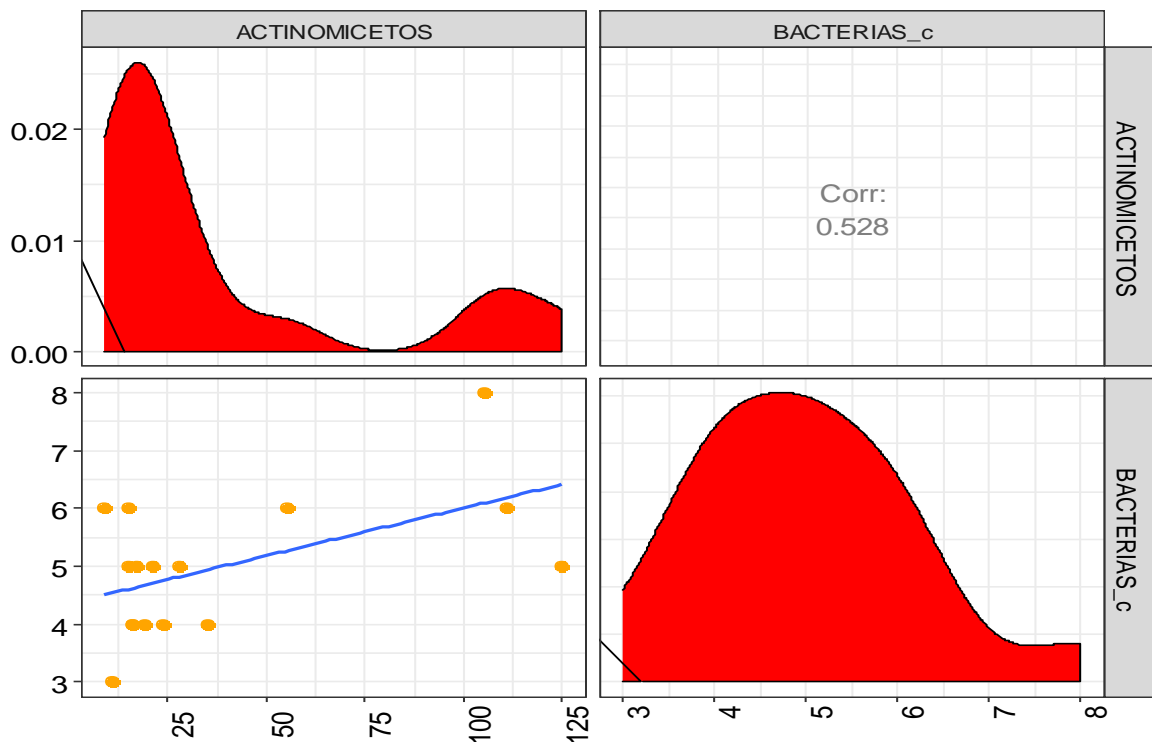
Según el modelo matemático:

$$\text{ACT} = 45.898 + 16.955 * \text{BAC}.$$

Donde:

ACT : Actinomicetos (UFC/g x 103)

BAC : Bacterias (N° de células/g de suelo x 103)



**Figura 22.** Correlación de Pearson entre la cantidad de actinomicetos y la cantidad de bacterias.



El número de actinomicetos está en función de la cantidad de bacterias (N° de células/g de suelo x 10<sup>3</sup>), es decir que la cantidad de actinomicetos aumentará en promedio 16.955 UFC/g x 10<sup>3</sup> al aumentar en una unidad el número de bacterias (N° de células/g de suelo x 10<sup>3</sup>) (Figura 22)

#### 4.7.4. Correlación de Hongos

En el Tabla 30, se representa el ANOVA del modelo de regresión múltiple, donde se observa que existe significancia estadística, es decir las variables explicativas (porcentaje de arena y respiración microbiana) influyen de forma conjunta y lineal sobre el número de hongos.

**Tabla 30.** Análisis de variancia para el modelo de hongos en función al porcentaje de arena y respiración microbiana.

<b>Modelo</b>		<b>SC</b>	<b>gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>Sig.</b>
4	Regresión	10,817	2	5,408	6,620	,010
	Residuo	10,621	13	,817		
	<b>Total</b>	21,438	15			

Según el modelo matemático:

$$\text{HON} = 9.558 - 220 * \text{ARE} + 2.418 * \text{RESTE}.$$

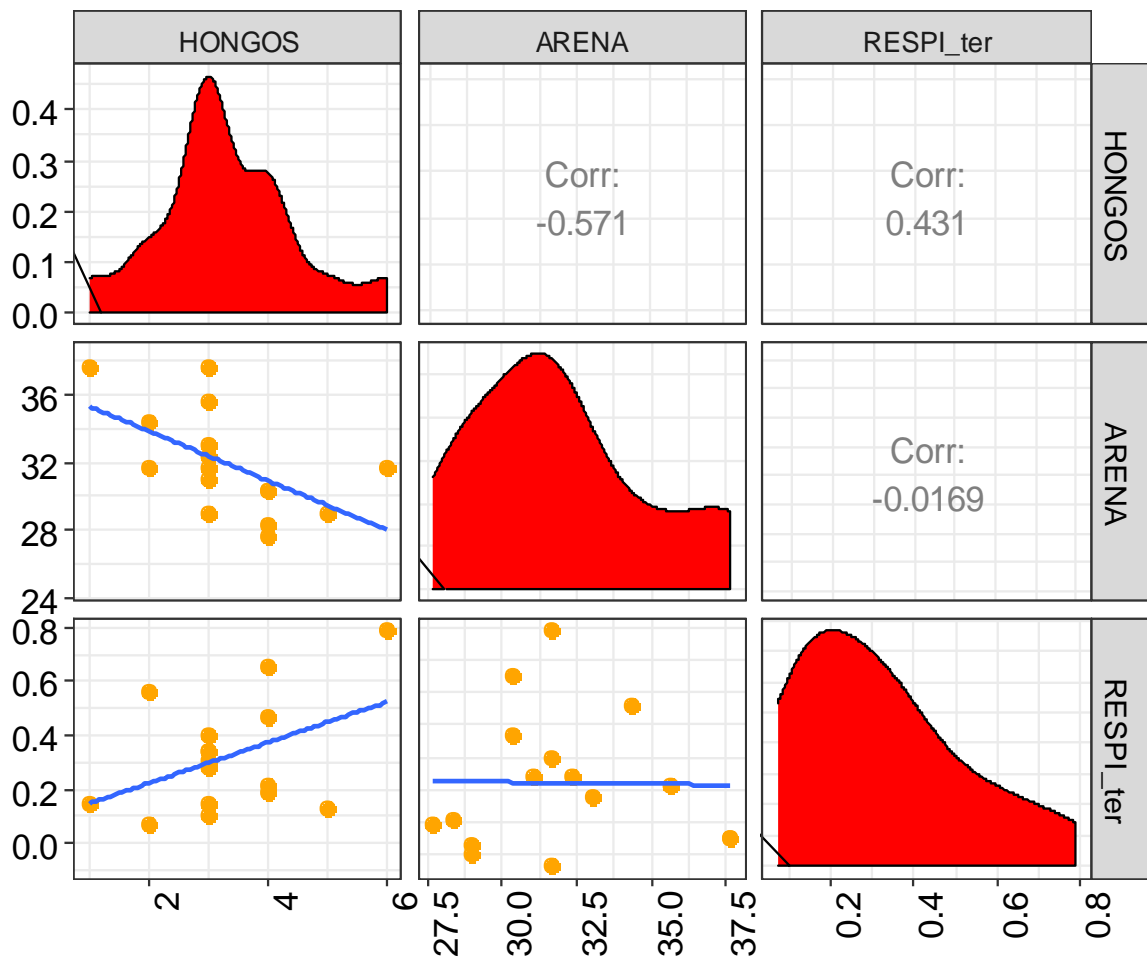
Donde:

HON : Hongos (UFC/g x 10<sup>3</sup>)

ARE : Arena (%)

RESTE : Respiración al tercer día (CO<sub>2</sub> mg/g/día)

El número de hongos está en función del contenido de arena y la respiración, es decir que el número de hongos disminuirá en promedio 220 UFC/g x 10<sup>3</sup>, al aumentar en una unidad el porcentaje de arena. Asimismo, la población de hongos aumentara en promedio 2,418 UFC/g x 10<sup>3</sup> al aumentar en una unidad la respiración microbiana (Figura 23).



**Figura 23.** Correlación de Pearson entre la cantidad de hongos, contenido de arena y la respiración microbiana.

#### 4.7.5. Correlación de Bacterias

En el Tabla 31, se representa el ANOVA del modelo de regresión lineal simple, donde se observa que existe significancia estadística, es decir la variable número de actinomicetos influye de forma lineal sobre el número de bacterias.

**Tabla 31.** Análisis de variancia para el modelo del número bacterias en función al número de actinomicetos.

Modelo	SC	gl	CM	F	Sig.	
5	Regresión	6,141	1	6,141	5,421	,035
	Residuo	15,859	14	1,133		
	<b>Total</b>	<b>22,000</b>	<b>15</b>			

Según el modelo matemático:

$$BAC = 4.360 + 0.016 * ACT,$$

Donde:

BAC : Bacterias (células/g de suelo x 103)

ACT : Actinomicetos (UFC/g x103)

El número de bacterias está en función de la cantidad de actinomicetos, es decir que el número de bacterias aumentara en promedio 0,16 células/g de suelo x 10<sup>3</sup> al aumentar en una unidad el número de actinomicetos.

#### 4.7.6. Correlación de la Respiración

En el Tabla 32, se representa el ANOVA del modelo de regresión múltiple, donde se observa que existe significancia estadística, es decir las variables explicativas (contenido de arena, contenido de limo, número de actinomicetos y número de microorganismo aerobios) influyen de forma conjunta y lineal sobre la respiración microbiana.

**Tabla 32.** Análisis de variancia para el modelo de respiración microbiana en función al contenido de limo, arena, número de actinomicetos y número de microorganismos aerobios.

	<b>Modelo</b>	<b>SC</b>	<b>GL</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>Sig.</b>
	Regresión	8,12	4	2,03	17,6	0
6	Residuo	1,27	11	0,12		
	<b>Total</b>	<b>9,39</b>	<b>15</b>			

Según el modelo matemático:

$$RESSP = 14.089 - 0.342 * ARE - 0.185 * LIM + 0.010 * ACT + 0.003 *$$

NIV

Donde:

RESSP : Respiración al séptimo día (CO<sub>2</sub> mg/g/día)

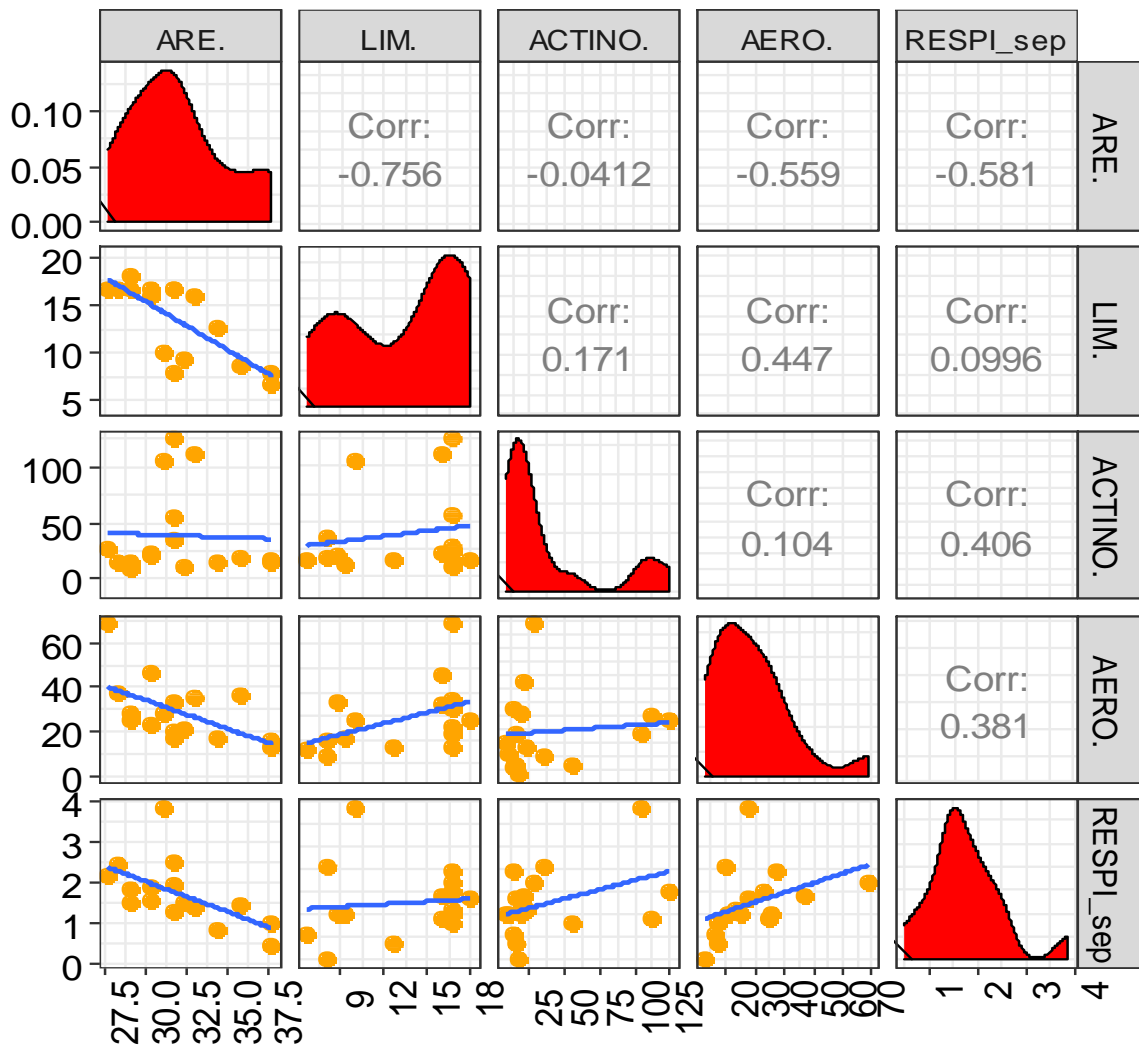
ARE : Arena (%)

LIM : Limo (%)

ACT : Actinomicetos (UFC/g x 103)

NIV : Número de individuos viables (UFC/g x 103)

La respiración está en función de la cantidad de arena, la cantidad de limo y el número de microorganismos aerobios (Figura 24).



**Figura 24.** Correlación de Pearson entre la cantidad de limo, arena, actinomicetos y microorganismo aerobios.

La cantidad de CO<sub>2</sub> producido disminuirá en promedio 0,342 y 0,185 mg/g/día al aumentar en una unidad el porcentaje de arena y limo respectivamente, por otra parte, la cantidad de respiración aumentará en promedio 0,010 y 0,003 mg/g/día al aumentar en una unidad la cantidad actinomicetos y aerobios viables.

#### 4.7.7. Correlación de la infiltración

El ANOVA del modelo de regresión lineal simple (Tabla 33), muestra que existe significancia estadística, es decir la infiltración está influenciada por la respiración microbiana.

**Tabla 33.** Análisis de variancia para el modelo de infiltración en función a la respiración microbiana.

	<b>Modelo</b>	<b>SC</b>	<b>GL</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>Sig.</b>
7	Regresión	0,04	1	0,04	6,43	0,02
	Residuo	0,1	14	0,01		
	<b>Total</b>	0,14	15			

Según el modelo matemático

$$INF = 0.6108 + 0.0690 * RES,$$

Donde:

INF : Infiltración (%)

RES : Respiración al séptimo día (CO<sub>2</sub> mg/g/día)

La velocidad de infiltración aumentara en promedio 0.0690 al aumentar en una unidad la respiración.

Los resultados para la macrofauna del suelo nos demuestran que existe correlación positiva (0,48) moderadamente fuerte con el porcentaje de arcilla, mientras con la cantidad de bacterias la relación es de la misma intensidad pero negativa (-0,45), esta última correlación revela cierto grado de antagonismo entre las baterías y la macrofauna del suelo de hecho bacterias involucradas en el éxito de los nematodos que producen diversos metabolitos secundarios, con el propósito de matar al insecto huésped, entre los que se encuentran proteínas tóxicas, así como antimicrobianos. Porque tienen que vencer a los microorganismos que compiten por los nutrientes (Thaler et al., 1995) en fin existen varios factores que hacen variar la cantidad de macrofauna en el suelo, en ese sentido varios autores sugieren que el contenido de materia orgánica, el estado de los nutrientes, el pH y la textura del suelo pueden determinar la composición y la riqueza de un bioma del suelo (Lavelle, 1995). Los microorganismos

aerobios tienen una relación negativa fuerte (-0,55) con el contenido de arena del suelo, indicando que un exceso de arena impactara disminuyendo la cantidad de aerobios viables.

Por otro lado la relación que existe entre actinomicetos y bacterias es moderadamente fuerte puesto que los actinomicetos constituyen un grupo heterogéneo de bacterias filamentosas que están relacionadas con corinebacterias y micobacterias (Jawetz et al., 1996), al mismo tiempo que son los microorganismos más abundantes en el suelo, tal como lo menciona Calvo, et al., (2008), que las bacterias, incluidos los actinomicetos, son las más abundantes, ya que están presentes en el rango de aproximadamente  $10^6$  y  $10^8$  células por gramo de suelo, unos 10,000 kg/ha, lo que representa el 5 % del total de materia orgánica seca disponible en la tierra. La cantidad de hongos esta correlacionado positivamente (0,43) con la respiración microbiana, mientras con el porcentaje de arena la relación negativa (-0,57), este hecho está relacionada a la cantidad de humedad en suelo, se ha comprobado que los hongos proliferan más en suelos húmedos, por lo que la aireación excesiva podría impactar negativamente a estos microorganismos, al respecto Ramos y Zúñiga (2008), mencionan que la actividad microbiana mejora significativamente con el incremento de la humedad.

Por su parte la respiración microbiana en esta investigación está relacionada positivamente a la cantidad de microorganismo especialmente a los actinomicetos y aerobios viables , debido a que existen en mayor cantidad en el suelo (Calvo et al., 2008), por su parte la cantidad de arena y limo influyen negativamente en la respiración microbiana, ya que si hay en exceso el porcentaje de arcilla, disminuye la actividad microbiana, este hecho es corroborado por Estrada (2003), quien menciona que las bacterias pueden interaccionar con las arcillas porque las cargar de la célula y la arcilla se vuelven polarizadas. Sin embargo, cuando las arcillas se unen a los microorganismos pueden tener muchas y variadas influencias sobre sus actividades, por su parte Barrios (2011), menciona que la velocidad de infiltración se incrementa al incorporar dosis crecientes de materia orgánica, al mismo tiempo que se incrementó la macrofauna.

## V. CONCLUSIÓN

1. Los diferentes tratamientos con fuentes y niveles de materia orgánica tuvieron un impacto notorio en la actividad y cantidad de macrofauna y microorganismos del suelo. En general, el tratamiento RPCM + EV aumentó la población de microorganismos aerobios y actinomicetos, mientras que el tratamiento RPCM + CM fomentó una mayor cantidad de hongos y una mayor actividad respiratoria.
2. La diversidad de la macrofauna fue más alta en el tratamiento RPCM+CM+100 con 139 individuos por metro cuadrado, seguido por CM+100 (132 individuos/m<sup>2</sup>), RPCM+CM+50 (122 individuos/m<sup>2</sup>), el grupo de control (Testigo) con 104 individuos/m<sup>2</sup>, y finalmente, RPCM+EV+25 con 102 individuos/m<sup>2</sup>.
3. La diversidad de los microorganismos mostró valores variados: microorganismos aerobios viables (2,67), actinomicetos (2,39), hongos (2,70), género Fungí (2,63) y género Bacterias (2,70). Se observaron aumentos en la población de microorganismos en el tratamiento RPCM+EV, actinomicetos en los tratamientos RPCM+EV, RPCM+CM y RPCM, hongos en RPCM+CM, género Fungí en RPCM+25 y género Bacterias en RPCM+CM+25.
4. Las velocidades de infiltración en el suelo fueron estadísticamente similares en todos los tratamientos, aunque variaron según las fuentes y niveles de materia orgánica. Se registraron valores de infiltración que oscilaron entre 0,644 y 0,795, y se observaron que a medida que aumentaba la materia orgánica, también lo hacía la velocidad de infiltración.
5. Se encontró una relación estadísticamente significativa entre varias variables. Se observará que el contenido de arcilla y el número de bacterias influyen en la disminución de la macrofauna y la población de microorganismos aerobios. El contenido de arena afecta la cantidad de microorganismos aerobios, actinomicetos, hongos y bacterias. Además, la cantidad de actinomicetos y aerobios viables influye en la cantidad de respiración, y la respiración afecta la velocidad de infiltración en el suelo.

## **VI. PROPUESTAS A FUTUTO**

1. Se recomienda llevar a cabo una investigación más detallada, considerando previamente los análisis de la composición bioquímica de las diversas fuentes de materia orgánica. Esto permitirá comprender mejor cómo los componentes específicos de la materia orgánica afectan a la actividad de los organismos en el suelo.
2. Dado que no se observaron efectos perjudiciales de la materia orgánica en los organismos del suelo, se sugiere investigar cómo optimizar la composición bioquímica de la materia orgánica en función de los tipos de organismos que se desean fomentar. Esto podría tener aplicaciones prácticas en la agricultura y la mejora de la salud del suelo.
3. En futuras investigaciones, se debe considerar la inclusión de diferentes fuentes y niveles de materia orgánica. Además de evaluar la cantidad de macro y microorganismos en el suelo, es crucial medir el rendimiento de los cultivos en estas condiciones y considerar la sostenibilidad a largo plazo. Esto proporcionaría una visión más integral de los efectos de la materia orgánica en la agricultura y la gestión del suelo.



## VII. REFERENCIAS

- Acevedo. (2005). *Criterios de calidad de suelo agrícola*. [http://soils.usda.gov/sqi/soil\\_quality/what\\_is/](http://soils.usda.gov/sqi/soil_quality/what_is/).
- Acosta, Y., Paolini, J. (2006). *Dinámica de la Biomasa Microbiana en un suelo de la península de Paraguaná tratado con residuos orgánicos*. Universidad del Zulia, Punto.
- Acuña, O. (2006). *La importancia de los microorganismos en la calidad y salud de suelos*. [www.fontagro.org/Projects/04\\_110\\_Suelos/OAcuña-Article.pdf](http://www.fontagro.org/Projects/04_110_Suelos/OAcuña-Article.pdf).
- Adegunloye, D. V., Adetuyi, F. C., Akinyosoye, F. A., Doyeni, M. O., (2007). Microbial Analysis of Compost Using Cowdung as Booster. Pakistan. *Journal of Nutrition*, 6(5), 506-510.
- Agrios, G.N. (2005), *fitopatología*, 2<sup>da</sup> ed. México, Limusa.
- Agrios, G. N. (1985). *Fitopatología* (No. 581.2 A373F.). Editorial Limusa.
- Alef, K. (1995). *Soil respiration*. In: Alef K, Nannipieri P (eds). *Methods in applied soil microbiology and biochemistry*. Academic Press Limited, S an Diego, USA.
- Alexander, M. (1994), *Introducción a la microbiología del suelo*. Edt. AGT, México, DF., México.
- Argüello, N. A., Moreno R. L. Y. (2014). Evaluación del potencial biofertilizante de bacterias diazótrofes aisladas de suelos con cultivo de cacao (*Theobroma cacao* L.) *Acta Agron. Volumen 63*(3), 238 – 245.
- Arias, J. C. (2001). *Suelos Tropicales- I*. reimpresión de la 1<sup>ed.</sup>- San José. C.R: EUNED.
- Barrios, C. (2011). *Efecto del estiércol de cuy, aserrín y microorganismo de montaña en la génesis de la estructura del suelo degradado en Tingo María*, [Tesis de pregrado inédita]. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de agronomía,
- Baver, L. D. (1991); *Física de suelos*. Editorial Limusa S.A. México.
- Bayer, C. Y Mielniczuk, J. (1999). *Dinâmica e função da matéria orgânica*. In: SANTOS, G.A.; CAMARGO, F.A.O. (Ed.). *Matéria orgânica do solo: fundamentos e caracterização*. Porto Alegre: Gênese.
- Bley C. (1999). *Degradación y erosión del suelo* (Riesgos para la agricultura en los trópicos). Asociación Nacional de Defensa Vegetal y Ecoltec.
- Bonato, L. (2011). Chilopoda - Taxonomic overview. Order Geophilomorpha. In: Minelli, A. (Ed.) *Treatise on Zoology - Anatomy, Taxonomy, Biology. The Myriapoda*, 1(1), 407-443.

- Calvo, V. P., Reymundo, M. L., Zúñiga, D. D. (2008). Estudio de las poblaciones microbianas de la rizósfera del cultivo de papa (*Solanum tuberosum*) en zonas altoandinas. *Ecología Aplicada*, 7(1,2), 1-15
- Campbell, C. A., Brandt, S. A., Biederbeck, V.O., Zentner, R. P., Schnitzer, M. (1992). Effect of crop rotations and rotation phase on characteristics of soil organic matter in a Dark Brown Chernozemic soil. *Can. J. Soil Sci.* 72(1), 403-416.
- Campos, I. (2010). *La macrofauna del suelo como indicador biológico en diferentes usos de suelos agrícolas en el Caserío Los Milagros – Aucayacu*. [Tesis de pregrado inédita]. Universidad Nacional Agraria de la Selva.
- Cardenas, P. (2008). *Determinación de la mesofauna del suelo bajo diferentes coberturas en Tingo María*. [Tesis de pregrado inédita]. Universidad Nacional Agraria de la Selva.
- Carter, M. R., Rennie, D. A. (1982). Changes in soil quality under zero tillage farming systems: distribution of microbial biomass and mineralizable C and N potentials. *Can. J. Soil Sci.* 62(1), 587-597.
- Castellanos, R. J. (1996). *Efecto de largo plazo de la aplicación de estiércol de ganado lechero sobre el rendimiento de forrajes y las propiedades de un suelo en la región irrigada del norte de México*. Mexico.
- Cerri, C. E. P., Feigl, B., Cerri, C. C. (2008). *Dinâmica da matéria orgânica do solo na Amazônia*. In: Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais. 2. ed. rev. atual. Porto Alegre: Metrópole.
- Chen, Z. (2000). *Relationship between heavy metal concentrations in soils of Taiwan and uptake by crops*.
- Cisneros, E. W. (1985). *Cultivos tropicales adaptados a la Selva Alta peruana, particularmente al Alto Huallaga*. Banco Agrario del Perú Lima, Perú.
- Collins, H. P., Rasmussen, P. E., Douglas, C. L. (1992). Crop rotation and residue management effects on soil carbon and microbial dynamics. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 56(1), 783-788.
- Conceico, P. C., Amado, T. J. C., Mielniczuk, J., Spagnollo, E. (2005). Qualidade do solo em sistemas de manejo avaliada pela dinâmica da matéria Orgânica e atributos relacionados. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 29(5), 777-788.
- Contreras, F., Paolini, J., Rivero, C. (2006). Efecto de la adición de enmiendas orgánicas sobre la cinética de la mineralización del carbono en suelos del municipio Rivas Dávila, estado Mérida, Venezuela. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)* 31(1), 37-52.

- Costa, O. V., Cantarutti, R. B., Fontes, L. E. F., Costa, L. M., Nacif, P. G. S., Arias, J. C. (2001). Estoque de carbono do solo sob pastagem em área de Tabuleiro Costeiro no sul da Bahia. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 33(1), 1137-1145.
- Coyne, M. (2000). *Microbiología del Suelo: Un Enfoque Exploratorio*. Edit. Paraninfo. Madrid. España
- Curry, J. P., Good, J. A. (1992). Soil faunal degradation and restoration. *Advances in Soil Science*, 17(1), 171-215.
- Curry, T. (1987). *Microbiología*. 6ª. Ed. Edit. Prentice-Hall Hispanoamericana, S. A., México, D.F., México
- Díaz-Raviña, M., Acea, M. J., Carballas. T. (1993). Microbial biomass and its contribution to nutrients concentrations in forestsoils. *Soil Biol. Biochem*, 25(1), 25-31.
- Díaz, M. (2009). Producción-descomposición de hojarasca y macroinvertebrados fragmentadores en cuatro agroecosistemas de la cuenca del río la Vieja. *J Chem Inf Model*, 1(9), 100-118.
- Dighton, J. (1997). The role of a biotic factors, cultivation practices and soil fauna in the dispersal of genetically modified microorganism in soils. *Applied soil ecology*, 5(1), 109-131.
- Domínguez, J., Aira, M., Gómez-Brandón, M. (2009). El papel de las lombrices de tierra en la descomposición de la materia orgánica y el ciclo de nutrientes. *Ecosistemas*, 18(2), 20-31.
- Doran, J; Lincoln, N. (1999). *Guía para la evaluación de la calidad del suelo*. USDA <http://soils.usda.gov/sqi>.
- Ebersberger, D., Wermbter, N., Niklaus, P. A., Kandeler, E. (2004). Effects of long term CO<sub>2</sub> enrichment on microbial community structure in calcareous grasslands. *Plant Soil* 264: 313-323.
- Escobar, N., Delgado, J., Romero N. (2012). *Identificación de poblaciones microbianas en compost de residuos orgánicos de fincas cafeteras de Cundinamarca*.
- Estrada, D. I. (2003). *Biorremediación de suelos contaminados con fenol*. Universidad de las Américas Puebla, México.
- Fassbender H., W. (1986). Química de suelos, con énfasis en suelos de América Latina. IICA. San José, Costa Rica.
- Fenchel, T., King, G., Blackburn, H. (2000). *Bacterial Biogeochemistry*. 2a edic. Academic Press, San Diego, cap.1.

- Ferruzzi, C. I. (1987). *Manual de Lombricultura*. Mundi-Prensa. Trad. por Carlos Buxa. Madrid-España.
- Forsythe, W. (1975). *Manual de laboratorio de física de suelos. Edición instituto interamericano de ciencias agrícolas*. Turrialba, Costa Rica.
- Frank, J. H. (1994). *Control biológico de grillos topo plagas*. <http://www.fumigacontinente.com.ar/grillos-topo/>
- Frioni, L. (1999). *Procesos Microbianos*. Editorial de la fundación Universidad Nacional, Rio Cuarto, Argentina.
- García H., F. (2016). *Microbiología del suelo*. [www. MICROBIOLOGIA\\_DEL\\_SUELO.pdf](http://www.MICROBIOLOGIA_DEL_SUELO.pdf).
- García, C., Gil-Sotres, F., Hernández, T., Trasar-Cepeda, C. (2003). *Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos: medida de actividades enzimáticas y biomasa microbiana*. Mundi-Prensa, Madrid.
- García-Ruiz, A., (1997). *Estudio faunístico y taxonómico de los quilópodos (Myriapoda, Chilopoda) de la provincia de Toledo*. [Tesis doctoral inedita]. Universidad Complutense, Madrid.
- Germida, J. (1993). *Cultural methods for soil microorganisms*. In: Soilsampling and methods of analysis. Canadian Society of Soil Science. Canadá.
- Gómez-Brandón, M. (2011). Efecto de las lombrices de tierra en la estructura y función de las comunidades microbianas en el proceso de descomposición de la materia orgánica. *Revista Ecosistemas*, 20(1), 1-10
- Goyal, S. Y Gerba, C. (1999). Comparative adsorption of human enteroviruses, simian rotavirus and selected bacteriophages to soils. *Applied Environment Microbiology*, 38(1), 241-247.
- Gros, A. (1976). *El papel esencial del humus en el suelo. En abonos. Guía práctica de fertilización*. 6ta ed. Madrid-España.
- Guerrero, J. (1993). *Abonos Orgánicos: Tecnología para el manejo ecológico del suelo*. Lima, Perú.
- Gupta, V. V. S. R., Grace, P. R., Roper, M. M. (1994). Carbon and nitrogen mineralization asinfluenced by long term soil and crop residue management systems in Australia.p. Defining soil quality for a sustainable environment. *Special publication*, 35(1), 193-200
- Gurovich, L. (1985). *Fundamentos y diseño de sistema de riego*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA). San José, Costa Rica.
- Hättenschwiler, S., Tiunov, A.V., Scheu, S., (2005). Biodiversity and litter decomposition in terrestrial ecosystems. *Annual Review of Ecology, Evolution and Systematics*, 36(1), 191-218.

- Hendricks, A. (1985). *Introducción a la Microbiología del Suelo*. Edit. La Crivia. Zaragoza. España
- Herrera, J., Armbréchy, I. (2006). *Ciclo de vida y potencial reproductivo de la hormiga*. <http://www.scielo.org.com/pdf/rcen/v33n1/v33n1 a11.pdf>.
- James, B., Eric, W. (1997). Molecular microbial diversity in soil from eastern Amazonia: evidencia for unusual microorganisms an microbial populations shifts associated with deforestation. *Appl. Environ. Microbiol*, 63(2), 647-53.
- Jaramillo, J. D. (2011): Caracterización de la materia orgánica del horizonte superficial de un Andisolhidromórfico del Oriente antioqueño (Colombia). *Rev. Acad. Col. Cienc.*, 35(134), 23-33.
- Jawetz. E., Melnick J., Adelberg, E. (1996). *Microbiología médica*. México: El Manual Moderno.
- Lavelle, P., Spain, A. (2001). *Soil Ecology*. Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- Lerch, R. N., Barbarick, K. A., Sommers, L. E., Westfall, G. (1992). Sewage sludge proteins as labile carbon and nitrogen sources. *Soil. Sci. Soc. Am. J.* 56(1), 1470-1476.
- López, M. (2005): "Ecología de los hongos patógenos para el hombre." *Revista Mexicana de Micología*, 21(1), 85-92.
- Lorely, C., Mirabal, A., Ortega, E. (2008). *Comunidad microbiana asociada a los Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA)*. Cultivos Tropicales. <http://redalyc.uaemex.mx>.
- Luizão, R. C. C., Barros, E., Luizão, F. J., Alfaia, S. S. (2002). *Soil biota and nutrient dynamics through litterfall in agroforestry system in Rondônia, Amazônia, Brasil*. In International Technical Workshop on Biological Management of Soil Ecosystem for Sustainable Agriculture. Londrina, Embrapa Soja. FAO. Documentos/ Embrapa Soja.
- Macedo, M., Vola, M. (2008). Principales grupos de bacilos Gram positivos aerobios. Temas de bacteriología y virología médica. 2<sup>ed</sup>. Editorial FEFMUR, Universidad de la República, Instituto de Higiene, Capítulo.
- Madigan, M. T., Martinko, J. M., Parker J. (2004). *Biología de los microorganismos*. PEARSON EDUCACION S.A. Madrid España. Décima Edición.
- Morón, M.A. (1984). *Escarabajos 200 millones de años de evolución*. Museo de Historia Natural Instituto de ecología, México DF.
- Olivas, F. (2017). Evaluación del nivel de fertilidad de los suelos que sustentan a seis comunidades vegetales en Tingo María, tesis para obtener el título de ingeniero

- agronomo, Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de agronomía, Tingo María, Perú, 116 p.
- Omay, A.B., Rice, C. W., Maddux, L. D., Gordon, W.B. (1997). Changes in soil microbial and chemical properties under long-term crop rotation and fertilization. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 61(1), 1672-1678.
- Osuna C., Padilla, R. (1998). *Estimación de la sorbilidad e infiltración usando datos de simulación de lluvia para tres tipos de suelo de la zona semiárida de México.*
- Otero J. V. (2011). *Aislamiento, Selección e Identificación de Actinomicetos, Bacterias Fotosintéticas No Sulfurosas y Bacterias Ácido Lácticas con Potencial Biofertilizante, a Partir de Suelos Asociados al Cultivo de Plátano en la Costa Atlántica Colombiana.* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Colombia]. Repositorio institucional. <http://www.bdigital.unal.edu.co/5324/1/vanessaoterojimenez.2011.pdf>.
- Pahuara, H. D., Zúñiga D. D. (2001). Efecto del fosforo sobre la población microbiana en suelos con pasturas en la zona alto andina de Junín. *Ecología Aplicada*, 1(1): 57-64. <http://www.lamolina.edu.pe/ECOLAPL/Art%C3%ADculo%209.pdf>.
- Pashanasi, B. (2001). Estudio cuantitativo de la macrofauna del suelo en diferentes sistemas de uso de la tierra en la Amazonia peruana. *Folia Amazónica*, 12(1-2), 75-797.
- Paucar, G. (2018). *Efecto del compost y NPK en la población de grupos microbianos y en la producción de cacao Theobroma cacao L., en Padre Abad- Ucayali.* [Tesis de pregrado inédita]. Universidad Nacional Agraria de la Selva.
- Paz, I., Sanchez M., Sadeghian, S. (2006). *Relación entre las propiedades del suelo, el sistema de sombrero en café tecnificado, la calidad del grano y bebida en la meseta de Popayán. Maestría en ciencias agrarias con énfasis en suelos.* Palmira: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Departamento de ciencias Básicas. 86p.
- Pelczar, L. (1993). *Microbiología.* México. Editorial McGraw Hill.
- Peña, L., (2000). *Fisiología y manejo de tubérculos – semilla de papa.* CORPOICA, CI. Obonuco. Boletín divulgativo.
- Pérez, A., Cespedes, C., Nuñez, P. (2008). Caracterización física-química y biológica de enmiendas orgánicas aplicadas en la producción de cultivos en República Dominicana. *J. Soil Sc. Plant Nutr*, 8 (4), 10-29.
- Perrone, G., Susca, A., Cozzi, G., Ehrlich, K., Varga, J., Frisvad, J.C., Meijer, M., Noonim, P., Mahakarnchanakul, W., Samson, R. A. (2007). Biodiversity of *Aspergillus* species in some important agricultural products. *Studies in Micology*, 59(1), 53- 66.

- Pigars Mplp. (2012). *Plan Integral de Gestión Ambiental de Residuos Sólidos*, Municipalidad Provincial de Leoncio Prado.
- Pointing, S. B., Hyde, K. D. (2001). *Bio-exploitation of Filamentous Fungi*. Fungal Diversity Press, Hong Kong.
- Pritchett, W. (1986). *Suelos forestales*. Edt. Limusa. México, DF., México.
- Ramos-Vásquez, E., Zúñiga-Dávila, D. (2008). Efecto de la humedad, temperatura y pH del suelo en la actividad microbiana a nivel de laboratorio. *Ecología aplicada*, 7(1-2), 123-130.
- Rebollido, R., Martínez, J., Aguilera, Y., Melchor, K., Koerner, R., Stegmann, R. (2008). Microbia populations during composting process of organic fraction of municipal solid waste. *Applied ecology and environmental research*, 6 (3), 61-67.
- Reichardt, E., Ordoñez, G., Hernández, S., Castaño, L. (1997). Microbial communities of continuously cropped, irrigated reice fields. *Appl. Environ. Microbiol*, 63(1), 233-38.
- Rodríguez, C. (2000). Comunidades de lombrices de tierra ecosistemas con diferente grado de perturbación. *Rev. Biología*. 14(1), 147-150.
- Salazar, L. A. M., Ordoñez G. C. A., Hernández S. D., Castaño P. L. M., Peña P. K., Rodríguez N. J. R., Bueno L. L. (2014). Actinomicetos aislados del suelo del Jardín botánico de la Universidad Tecnológica de Pereira. *Scientia et Technica*, 19 (02), 223-229.
- Sanchez, L. R. (2006). *Manual del cultivo de cacao*. 1<sup>ra</sup> edición. Chanchamayo – Junín – Perú.
- Sanchez, R. (2007). *Edafología para la Agricultura y el Medio Ambiente*. 2<sup>da</sup>. ed. Editorial Mundi Prensa. Bilbao. España
- Sarukhán, J., Maass, J. M. (1990). Bases ecológicas para un manejo sostenido de los ecosistemas: el sistema de cuencas hidrológicas. *Medio ambiente y desarrollo en México*, 1(1), 81-114.
- Schlegeli, H. (1993). *General microbiology*. Cambridge University Press, Hojayo. 169 p
- Smith, R. L., Smith, T. M. (2001). *Ecología*. West Virginia University, Emeritus. Trad. Francesc Mezquita y Eduardo Aparici. 4 ed. Madrid, España, Pearson Educación, S. A.
- Steenhoudt, O., J. Vanderleyden. (2000). Azospirillum, a free-li-ving nitrogen-fixing bacterium closely associated with grasses; genetic, biochemical and ecological aspects. *FEMS Microbiology Reviews*, 24(1), 487-506.
- Suarez, R. (2010). *Efecto del estiércol de cuy, aserrín y microorganismo de montaña en la génesis de la estructura del suelo degradado en Tingo María*. Ingeniero en recursos naturales renovables mención en conservación de suelos y agua. [Tesis de pregrado inédita]. Universidad Nacional Agraria de la Selva.

- Sylvia, D. M., Fuhrmann, J., Hartel, P. G., Zuberer, D. A. (1999). *Principles and applications of soil microbiology*. United States of América. Hall. Inc.
- Tamhane, R., D. Motiramani Y., Bali. (1978). *Suelos: su química y fertilidad en zonas tropicales*. Diana. México, D. F.
- Thaler, J. O., Baghdiguan, S., Boemare, N. (1995). *Purification and characterization of Xenorhabdicolin, a phage tail-like bacteriocin, from the lysogenic strain F1 of Xenorhabdus nematophilus*. Applied and Environmental Microbiology. 61:2049-2052.
- Tisdale, S. L., Nelson, W. (1970). *Fertilidad de suelos y fertilizantes*. 2<sup>da</sup>. Ed. Montaner Simión. Barcelona, España.
- Tisdall, J. M., S. E. Smith, P. Rengasam, Y. (1997). Aggregation of soil by fungal hyphae. *Australian Journal of Soil Research*, 35(1), 55-60.
- Uribe, L. (1999). *Uso de indicadores microbiológicos de suelos: Ventajas y limitantes*. XI Congreso Naciotlal Agronomico liB Congreso Nacional de Suelos, Costa Rica.
- Verstraete, W., Voets, J. P. (1977). Soil microbial and biochemical characteristics in relation to soil manahement and fertility. *Soil Biol. Biochem*, 9(1), 253-258.
- Vickery, L., Margaret, M. (1991). *Ecología de Plantas Tropicales*. Edit. LIMUSA. México, D.F., México.
- Villalobos, F., Ortiz, C., Moreno, N., Pavón, H., Hernández, J., Bello, M. (2000). *Patrones de la macrofauna edáfica en un cultivo de Zea maiz durante la fase postcosecha en la "mancha", Veracruz, México*. [Tesis de pregrado, Universidad Autónoma del Estado de Morelos]. Repositirio instiruconal. <http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/667/cap3.pdf>
- Villota, H. (1991). *Geomorfología aplicada a levantamientos edafológicos y zonificación física de las tierras*. IGAC- Bogotá.
- Wild, A. (1992). *Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas según Rusell*, Ed. Mundi Prensa Madrid, España 1045 p.
- Zagal E, N., Rodríguez, I., Vidal, L., Quezada. (2002). Actividad microbiana en un suelo de origen volcánico bajo distinto manejo agronómico. *Agric Téc Chile*, 62(1), 297-309.
- Zavaleta, G. (1992). *Edafología del suelo en relación con la producción*. Edición Consejo Nacional de la Ciencia Tecnología. Lima, Perú.



**ANEXOS**

**Tabla 34.** Datos de los grupos taxonómicos y número total de individuos por bloques.

Grupo taxonómico	Bloques				Total
	I	II	III	IV	
Haplotaxida	58	13	38	46	155
Orthoptera	19	0	4	2	25
Lepidóptera	10	0	0	0	10
Blattodea	69	18	29	22	138
Hymenoptera	30	11	4	52	97
Dermáptera	11	2	21	25	59
Díptera	32	0	0	0	32
Hemíptera	9	2	1	0	12
Coleóptera	24	8	27	8	67
Isópoda	7	22	34	0	63
Geophilomorpha	7	93	186	67	353
Scolopendromorpha	60	2	10	10	82
Pseudoscorpiones	2	1	5	3	11
Araneae	13	10	7	18	48
<b>Total</b>	<b>351</b>	<b>182</b>	<b>366</b>	<b>253</b>	<b>1152</b>

**Tabla 35.** Datos de la cuantificación de especies presentes por bloques.

Especies	Número de individuos				Total
	Bloq I	Bloq II	Bloq III	Bloq IV	
Lombriz	58	13	38	46	155
Grillos	12	0	0	0	12
Saltamontes	1	0	0	1	2
Picuro	6	0	4	1	11
Larva de piralidae	7	0	0	0	7
Pupas de mariposa	1	0	0	0	1
larva de papilionidae	2	0	0	0	2
Termitas	9	0	0	0	9
Cucaracha	60	18	29	22	129
Hormigas	30	11	4	52	97
Tijeretas	11	2	21	25	59
Moscas negras	32	0	0	0	32
Chinches de corteza	1	2	0	0	3
chinches subterranas	5	0	1	0	6
Chinche asesina	3	0	0	0	3
Larva de Carabidae	3	7	14	2	26
Coleopteros	1	0	0	0	1
Larvas de passalidae	2	0	0	0	2
Vaquita	1	0	1	2	4
Insectos herbivoros	17	1	12	4	34
Crustaceos isopodos	7	22	34	0	63
Ciempiés	7	93	186	67	353
Milpies	60	2	10	10	82
seudoescopión	2	1	5	3	11
arañas araneomorfas	0	2	1	10	13
Araña	13	8	6	8	35
<b>Total</b>	<b>351</b>	<b>182</b>	<b>366</b>	<b>253</b>	<b>1152</b>

Tabla 36. Datos del número de microorganismos aerobios.

Trat.	Número de microorganismos aerobios (UFC/g de suelo)			
	R1	R2	R3	PROMEDIO
<b>RPCM+25</b>	28 x 10 <sup>3</sup>	30 x 10 <sup>3</sup>	46 x 10 <sup>3</sup>	35 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+50</b>	10 x 10 <sup>3</sup>	16 x 10 <sup>3</sup>	26 x 10 <sup>3</sup>	17 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+100</b>	16 x 10 <sup>3</sup>	26 x 10 <sup>3</sup>	34 x 10 <sup>3</sup>	25 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+EV+25</b>	20 x 10 <sup>3</sup>	36 x 10 <sup>3</sup>	44 x 10 <sup>3</sup>	33 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+EV+50</b>	13 x 10 <sup>3</sup>	23 x 10 <sup>3</sup>	32 x 10 <sup>3</sup>	23 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+EV+100</b>	52 x 10 <sup>3</sup>	58 x 10 <sup>3</sup>	98 x 10 <sup>3</sup>	69 x 10 <sup>3</sup>
<b>EV+25</b>	18 x 10 <sup>3</sup>	30 x 10 <sup>3</sup>	36 x 10 <sup>3</sup>	28 x 10 <sup>3</sup>
<b>EV+50</b>	12 x 10 <sup>3</sup>	16 x 10 <sup>3</sup>	24 x 10 <sup>3</sup>	17 x 10 <sup>3</sup>
<b>EV+100</b>	38 x 10 <sup>3</sup>	46 x 10 <sup>3</sup>	56 x 10 <sup>3</sup>	47 x 10 <sup>3</sup>
<b>CM+25</b>	28 x 10 <sup>3</sup>	34 x 10 <sup>3</sup>	50 x 10 <sup>3</sup>	37 x 10 <sup>3</sup>
<b>CM+50</b>	22 x 10 <sup>3</sup>	35 x 10 <sup>3</sup>	51 x 10 <sup>3</sup>	36 x 10 <sup>3</sup>
<b>CM+100</b>	16 x 10 <sup>3</sup>	20 x 10 <sup>3</sup>	28 x 10 <sup>3</sup>	21 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+CM+25</b>	21 x 10 <sup>3</sup>	31 x 10 <sup>3</sup>	32 x 10 <sup>3</sup>	28 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+CM+50</b>	10 x 10 <sup>3</sup>	12 x 10 <sup>3</sup>	18 x 10 <sup>3</sup>	13 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+CM+100</b>	8 x 10 <sup>3</sup>	15 x 10 <sup>3</sup>	37 x 10 <sup>3</sup>	20 x 10 <sup>3</sup>
<b>TESTIGO</b>	12 x 10 <sup>3</sup>	16 x 10 <sup>3</sup>	20 x 10 <sup>3</sup>	16 x 10 <sup>3</sup>

Tabla 37. Datos de la numeración de actinomicetos.

Trat.	Número de actinomicetos (UFC/g de suelo)			
	R1	R2	R3	PROMEDIO
<b>RPCM+25</b>	80 x 10 <sup>3</sup>	89 x 10 <sup>3</sup>	163 x 10 <sup>3</sup>	111 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+50</b>	36 x 10 <sup>3</sup>	58 x 10 <sup>3</sup>	70 x 10 <sup>3</sup>	55 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+100</b>	7 x 10 <sup>3</sup>	8 x 10 <sup>3</sup>	13 x 10 <sup>3</sup>	9 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+EV+25</b>	79 x 10 <sup>3</sup>	104 x 10 <sup>3</sup>	193 x 10 <sup>3</sup>	125 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+EV+50</b>	18 x 10 <sup>3</sup>	24 x 10 <sup>3</sup>	30 x 10 <sup>3</sup>	24 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+EV+100</b>	18 x 10 <sup>3</sup>	29 x 10 <sup>3</sup>	37 x 10 <sup>3</sup>	28 x 10 <sup>3</sup>
<b>EV+25</b>	10 x 10 <sup>3</sup>	12 x 10 <sup>3</sup>	26 x 10 <sup>3</sup>	16 x 10 <sup>3</sup>
<b>EV+50</b>	10 x 10 <sup>3</sup>	14 x 10 <sup>3</sup>	24 x 10 <sup>3</sup>	16 x 10 <sup>3</sup>
<b>EV+100</b>	10 x 10 <sup>3</sup>	26 x 10 <sup>3</sup>	28 x 10 <sup>3</sup>	21 x 10 <sup>3</sup>
<b>CM+25</b>	11 x 10 <sup>3</sup>	13 x 10 <sup>3</sup>	20 x 10 <sup>3</sup>	15 x 10 <sup>3</sup>
<b>CM+50</b>	14 x 10 <sup>3</sup>	16 x 10 <sup>3</sup>	26 x 10 <sup>3</sup>	19 x 10 <sup>3</sup>
<b>CM+100</b>	8 x 10 <sup>3</sup>	10 x 10 <sup>3</sup>	14 x 10 <sup>3</sup>	11 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+CM+25</b>	82 x 10 <sup>3</sup>	96 x 10 <sup>3</sup>	138 x 10 <sup>3</sup>	105 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+CM+50</b>	10 x 10 <sup>3</sup>	13 x 10 <sup>3</sup>	29 x 10 <sup>3</sup>	17 x 10 <sup>3</sup>
<b>RPCM+CM+100</b>	26 x 10 <sup>3</sup>	32 x 10 <sup>3</sup>	46 x 10 <sup>3</sup>	35 x 10 <sup>3</sup>

<b>TESTIGO</b>	$8 \times 10^3$	$15 \times 10^3$	$21 \times 10^3$	$15 \times 10^3$
----------------	-----------------	------------------	------------------	------------------

**Tabla 38.** Datos de la numeración de hongos.

<b>Trat.</b>	<b>Número de hongos (UFC/g de suelo)</b>			
	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>PROMEDIO</b>
<b>RPCM+25</b>	$1 \times 10^3$	$2 \times 10^3$	$5 \times 10^3$	$3 \times 10^3$
<b>RPCM+50</b>	$1 \times 10^3$	$3 \times 10^3$	$2 \times 10^3$	$2 \times 10^3$
<b>RPCM+100</b>	$0 \times 10^3$	$1 \times 10^3$	$7 \times 10^3$	$3 \times 10^3$
<b>RPCM+EV+25</b>	$1 \times 10^3$	$3 \times 10^3$	$5 \times 10^3$	$3 \times 10^3$
<b>RPCM+EV+50</b>	$3 \times 10^3$	$3 \times 10^3$	$5 \times 10^3$	$4 \times 10^3$
<b>RPCM+EV+100</b>	$1 \times 10^3$	$4 \times 10^3$	$8 \times 10^3$	$4 \times 10^3$
<b>EV+25</b>	$1 \times 10^3$	$4 \times 10^3$	$9 \times 10^3$	$5 \times 10^3$
<b>EV+50</b>	$1 \times 10^3$	$2 \times 10^3$	$4 \times 10^3$	$2 \times 10^3$
<b>EV+100</b>	$1 \times 10^3$	$3 \times 10^3$	$7 \times 10^3$	$4 \times 10^3$
<b>CM+25</b>	$2 \times 10^3$	$4 \times 10^3$	$6 \times 10^3$	$4 \times 10^3$
<b>CM+50</b>	$1 \times 10^3$	$2 \times 10^3$	$6 \times 10^3$	$3 \times 10^3$
<b>CM+100</b>	$1 \times 10^3$	$3 \times 10^3$	$5 \times 10^3$	$3 \times 10^3$
<b>RPCM+CM+25</b>	$1 \times 10^3$	$5 \times 10^3$	$4 \times 10^3$	$3 \times 10^3$
<b>RPCM+CM+50</b>	$1 \times 10^3$	$3 \times 10^3$	$5 \times 10^3$	$3 \times 10^3$
<b>RPCM+CM+100</b>	$2 \times 10^3$	$6 \times 10^3$	$9 \times 10^3$	$6 \times 10^3$
<b>TESTIGO</b>	$0 \times 10^3$	$1 \times 10^3$	$1 \times 10^3$	$1 \times 10^3$

**Tabla 39.** Datos de los promedios obtenidos de la respiración microbiana por tratamientos (al tercer día).

<b>Respiración microbiana (CO<sub>2</sub> mg/g/día) a los 3 días</b>					
	<b>BI</b>	<b>BII</b>	<b>BIII</b>	<b>BIV</b>	<b>Suma</b>
RPCM+25	0.7	0	0.1	0.2	1.01
RPCM+50	0.13	0	0	0.2	0.44
RPCM+100	0.09	0.1	0.1	0.1	0.4
RPCM+EV+25	0.7	0.4	0.1	0.4	1.58
RPCM+EV+50	0.09	0.5	0.8	0.2	1.58
RPCM+EV+100	0.18	0.2	0.2	1	1.58
EV+25	0.1	0.1	0.2	0.9	1.28
EV+50	1	0.1	0.5	0.7	2.33
EV+100	0.1	0.1	1.7	0.4	2.29
CM+25	0.3	0.2	0.1	0.1	0.7
CM+50	0.1	0.2	0.6	1.1	1.98
CM+100	0.8	0.1	0.1	2.8	3.78
RPCM+CM+25	0.1	0	0.8	0.5	1.54
RPCM+CM+50	0.2	0.2	0.1	1.6	2.02
RPCM+CM+100	1.7	0.6	0.1	1.1	3.48
TESTIGO	0.1	0	0.3	1.2	1.63

**Tabla 40.** Datos de los promedios obtenidos de la respiración microbiana por tratamientos (al séptimo día).

<b>Respiración microbiana (CO<sub>2</sub> mg/g/día) a los 7 días</b>					
	<b>BI</b>	<b>BII</b>	<b>BIII</b>	<b>BIV</b>	<b>Suma</b>
RPCM+25	2.26	0.62	1.33	0.72	4.93
RPCM+50	1.85	0.1	1.95	1.75	5.65
RPCM+100	0.21	3.29	1.03	3.49	8.01
RPCM+EV+25	3.29	1.23	1.44	3.7	9.65
RPCM+EV+50	2.57	0.21	1.95	0.92	5.65
RPCM+EV+100	1.75	1.44	3.39	2.67	9.24
EV+25	1.54	3.59	0.41	3.59	9.14
EV+50	0.1	0.1	2.26	3.9	6.37
EV+100	3.7	1.95	0.1	2.36	8.11
CM+25	3.08	0.92	3.29	3.29	10.57
CM+50	2.77	0.1	1.54	0.92	5.34
CM+100	2.16	1.44	0.92	2.36	6.88
RPCM+CM+25	2.98	4.93	3.7	2.77	14.37
RPCM+CM+50	0.51	0.82	0.1	1.75	3.18
RPCM+CM+100	2.16	1.85	3.59	1.64	9.24
TESTIGO	0.1	1.64	1.33	3.29	6.37

**Tabla 41.** Datos de los promedios de la velocidad de infiltración acumulada en los diferentes tratamientos por bloques.

<b>Infiltración acumulada</b>					
<b>Trat.</b>	<b>BI</b>	<b>BII</b>	<b>BIII</b>	<b>BIV</b>	<b>Suma</b>
RPCM+25	0.76	0.65	0.8	0.76	2.982
RPCM+50	0.57	0.68	0.69	0.76	2.704
RPCM+100	0.59	0.89	0.4	0.76	2.639
RPCM+EV+25	0.74	0.28	0.96	0.76	2.74
RPCM+EV+50	0.71	1.03	0.93	0.76	3.43
RPCM+EV+100	0.83	0.65	0.85	0.76	3.085
EV+25	1.03	0.47	0.71	0.76	2.979
EV+50	0.72	0.33	0.84	0.76	2.659
EV+100	0.56	1.03	0.54	0.76	2.902
CM+25	0.87	0.89	1.12	0.76	3.638
CM+50	0.33	0.73	0.89	0.76	2.714
CM+100	0.68	0.98	0.67	0.76	3.094
RPCM+CM+25	0.86	0.73	0.83	0.76	3.191
RPCM+CM+50	0.69	0.64	0.64	0.76	2.741
RPCM+CM+100	0.72	0.78	0.84	0.76	3.103

---

TESTIGO	0.66	0.58	0.69	0.76	2.694
---------	------	------	------	------	-------

**Tabla 42.** Análisis físico – químico de la muestra del suelo.

T0	Niveles	Análisis mecanico				CE	pH	M.O.	N	P	K disponible	Cd disponible	Cd total	CIC	CAMBIABLES Cmol(+)/Kg						CICe	%	%	%			
		Arena	Arcilla	Limo	Textura										Ca	Mg	K	Na	Al	H					Bas. Cam.	Ac. Cam.	Sat. Al
		%	%	%																							
RPCC	25	33.00	16.00	51.00	Franco Limoso	0.17	6.57	1.44	0.067	7.22	200.25	0.147	0.83	15.42	11.39	3.21	0.20	0.62	-	-	-	100	0	0			
RPCC	50	31.67	16.67	51.67	Franco Limoso	0.36	7.65	1.87	0.087	9.59	222.40	0.183	0.90	20.11	15.99	3.26	0.22	0.63	-	-	-	100	0	0			
RPCC	100	29.00	16.67	54.33	Franco Limoso	0.33	6.78	2.52	0.110	9.15	220.07	0.160	0.85	18.21	13.76	3.74	0.18	0.52	-	-	-	100	0	0			
RPCC+EV	25	31.67	16.67	51.67	Franco Limoso	0.20	6.79	1.78	0.080	7.87	153.60	0.193	0.95	16.46	12.34	3.36	0.20	0.56	-	-	-	100	0	0			
RPCC+EV	50	30.33	16.67	53.00	Franco Limoso	0.23	6.55	1.73	0.077	9.41	136.27	0.150	0.92	13.83	9.53	3.16	0.20	0.96	-	-	-	100	0	0			
RPCC+EV	100	27.67	16.67	55.67	Franco Limoso	0.39	7.23	2.18	0.100	32.12	128.11	0.177	0.93	15.96	11.96	3.07	0.21	0.72	-	-	-	100	0	0			
EV	25	29.00	18.00	53.00	Franco Limoso	0.25	6.85	1.64	0.073	8.28	98.46	0.177	0.90	13.49	9.78	2.96	0.17	0.58	-	-	-	100	0	0			
EV	50	34.33	12.67	53.00	Franco Limoso	0.21	6.87	1.51	0.067	9.73	139.77	0.123	0.85	13.25	9.60	2.86	0.16	0.63	-	-	-	100	0	0			
EV	100	30.33	16.00	53.67	Franco Limoso	0.35	7.16	2.77	0.123	15.19	349.84	0.200	0.92	13.83	9.45	3.10	0.53	0.75	-	-	-	100	0	0			
CM	25	28.33	16.67	55.00	Franco Limoso	0.34	7.41	1.76	0.080	14.03	480.62	0.163	0.95	15.71	11.21	3.21	0.51	0.79	-	-	-	100	0	0			
CM	50	35.67	8.67	55.67	Franco Limoso	0.34	7.45	2.21	0.100	14.15	435.64	0.187	0.90	14.70	10.36	2.98	0.69	0.66	-	-	-	100	0	0			
CM	100	32.33	9.33	58.33	Franco Limoso	0.46	7.31	2.16	0.097	11.96	678.70	0.150	0.95	16.55	11.21	3.42	1.16	0.75	-	-	-	100	0	0			
RPCC+CM	25	31.00	10.00	59.00	Franco Limoso	0.25	6.89	2.18	0.097	6.49	186.42	0.157	0.93	14.64	10.86	2.91	0.24	0.64	-	-	-	100	0	0			
RPCC+CM	50	37.67	8.00	54.33	Franco Limoso	0.27	6.98	1.92	0.087	19.05	317.52	0.170	2.00	13.65	9.49	3.10	0.38	0.68	-	-	-	100	0	0			
RPCC+CM	100	31.67	8.00	60.33	Franco Limoso	0.30	7.20	1.78	0.080	17.19	245.39	0.173	0.92	13.92	9.54	3.28	0.45	0.66	-	-	-	100	0	0			
TESTIGO	0	37.67	6.67	55.67	Franco Limoso	0.12	6.90	1.31	0.057	2.14	104.62	0.177	0.92	14.07	10.26	3.09	0.11	0.61	-	-	-	100	0	0			

**Tabla 43. Croquis del campo experimental**

