

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA  
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POST GRADO**

**PROGRAMA DE DOCTORADO EN AGRICULTURA  
SUSTENTABLE**



**ÍNDICES DE CALIDAD DEL SUELO Y PARÁMETROS DE  
CRECIMIENTO DE CULTIVOS DE COBERTURA EN UNA  
PLANTACIÓN DE CACAO (*Theobroma cacao* L.)**

Tesis para optar el grado de:

*Doctoris Philosophiae*

**FERNANDO VOLKER PUERTAS RAMOS**

Lima – Perú  
2009

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA  
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POST GRADO**

**PROGRAMA DE DOCTORADO EN AGRICULTURA  
SUSTENTABLE**

**ÍNDICES DE CALIDAD DEL SUELO Y PARÁMETROS DE  
CRECIMIENTO DE CULTIVOS DE COBERTURA EN UNA  
PLANTACIÓN DE CACAO (*Theobroma cacao* L.)**

Tesis para optar el grado de:

***Doctoris Philosophiae***

Presentado por:

**FERNANDO VOLKER PUERTAS RAMOS**

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

-----  
**Dr. Salomón Helfgott Lerner**  
**PRESIDENTE**

-----  
**Dr. Oscar Loli Figueroa**  
**PATROCINADOR**  
-----

-----  
**Dr. Hugo Soplín Villacorta**  
**MIEMBRO**

-----  
**Dr. Julio Alegre Orihuela**  
**MIEMBRO**

-----  
**Dra. Silvana Vargas Winstanley**  
**MIEMBRO EXTERNO**

## *DEDICATORIA*

*A Dios,  
Por ser el gran guía en mi vida*

*A mis padres Franklín y Arcelí,  
Por creer y confiar siempre en mí, por su ejemplo, cariño e impulso para  
los estudios y la superación*

*A mi esposa Niza,  
Por su amor, comprensión y valioso apoyo en mis esfuerzos de  
superación profesional*

*A mi hijo Fernando Józef,  
Por ser mi fuente de vida, mi esperanza y motivación para superarme  
cada día más*

*A mis hermanos Emíly, Franklín y Yeyní,  
Por su constante apoyo para seguir adelante*

*A la memoria de un gran amigo y colega, Freddy Arana Sánchez,  
Por su alegría contagiante y gran experiencia*

## **AGRADECIMIENTOS**

*Al Dr. Oscar Lolí, patrocinador de la Tesis, por su amistad, consejos y apoyo desde el inicio del doctorado hasta la finalización del documento.*

*A Enrique Arévalo y Luis Zúñiga, por su amistad, confianza, colaboración y oportunidades brindadas a mi persona desde que iniciamos nuestros estudios de doctorado.*

*A los miembros del comité consejero, doctores Julio Alegre, Hugo Soplin, Salomón Helfgott y Silvana Vargas, por su tiempo que le dedicaron a la Tesis, por las correcciones y consejos en beneficio del presente documento.*

*A la Universidad Nacional del Centro del Perú y a la Facultad de Agronomía, por permitirme realizar satisfactoriamente mis estudios de doctorado y dedicarme a la Tesis.*

*Al Instituto de Cultivos Tropicales (ICT) por haber financiado la fase de campo de la Tesis durante dos años.*

*Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología e Innovación Tecnológica (CONCYTEC) por haber financiado mis estudios de doctorado y la elaboración del presente documento.*

*Al Dr. Manuel Canto, Coordinador del doctorado, por su amistad, apoyo y orientación durante mis estudios.*

*A mis colegas y amigos de doctorado, Pablo Huerta, Vicente Pocomucha, Luz Espinoza, Santiago Sáenz, Jorge Llontop y Wilder Martínez por sus acertados aportes al proyecto y por los momentos vividos durante nuestros estudios.*

*A mis amigos del ICT, Ángel Luis, Kadir, Oscar, Rafael, Fredy, Carlos, Víctor, Rolando, Jaime, Juan, Abdul, Michael, Lucinda, Silvia, Raquel, Eva, Germán, Berni, con quienes compartí experiencias inolvidables durante dos años y por todo su apoyo.*

## INDICE GENERAL

	Página
DEDICATORIA.....	II
AGRADECIMIENTO.....	III
INDICE GENERAL.....	IV
INDICE DE CUADROS.....	VI
INDICE DE FIGURAS.....	VII
RESUMEN.....	1
ABSTRACT.....	2
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN.....	3
1.1. Problema.....	5
1.2. Objetivos.....	6
CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	7
2.1. Agricultura sustentable.....	8
2.2. Antecedentes.....	9
2.3. El manejo del suelo vivo.....	9
2.4. Calidad de suelos.....	11
2.5. Cultivos de cobertura.....	13
2.6. Requerimientos edafoclimáticos de los cultivos de cobertura.....	18
2.7. Beneficios de los cultivos de cobertura.....	19
2.8. Cultivo de cacao.....	25
2.9. Estudios realizados con cultivos de cobertura.....	27
2.10. Experiencias locales con cultivos de cobertura.....	30
2.11. Alcances sobre los cultivos de cobertura usados en este estudio.....	35
2.12. Alcances de la investigación a la población de interés.....	38
CAPÍTULO III. HIPOTESIS.....	47
CAPÍTULO IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	50
4.1. Descripción del área de estudio.....	50
4.2. Selección de tratamientos y parcelas en estudio.....	53
4.3. Indicadores de calidad de suelos seleccionados y épocas de muestreo.....	55
4.4. Evaluación de los cultivos de cobertura y plantas de cacao.....	57
4.5. Índice de Calidad de Suelos Aditivo (ICSA).....	58
4.6. Métodos estadísticos.....	59
4.6.1. Diseños y modelos.....	59
4.6.2. Análisis de datos.....	60
CAPÍTULO V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	61
5.1. Porcentaje de cobertura del suelo.....	61
5.2. Biomasa aérea.....	62
5.3. Biomasa radicular.....	63
5.4. Profundidad de raíces.....	64

5.5. Aporte potencial de nutrientes.....	65
5.6. Tasa de descomposición de la hojarasca.....	68
5.7. Indicadores químicos.....	70
5.8. Indicadores físicos.....	74
5.8.1. Capacidad de infiltración.....	76
5.8.2. Temperatura del suelo.....	81
5.9. Indicadores biológicos.....	87
5.10. Índice de Calidad de Suelos Aditivo (ICSA).....	101
5.11. Evaluación de las plantas de cacao.....	102
CAPÍTULO VI. CONCLUSIONES.....	105
CAPÍTULO VII. RECOMENDACIONES.....	109
CAPÍTULO VIII. LITERATURA CITADA.....	111
CAPÍTULO IX. ANEXOS.....	119

## ÍNDICE DE CUADROS

		Página
Cuadro 1.	Temperatura media mensual (°C) Estación Experimental "El Choclino", San Martín – Perú.	50
Cuadro 2.	Precipitación mensual (mm) Estación Experimental "El Choclino", San Martín – Perú.	50
Cuadro 3.	Análisis de caracterización del perfil del suelo (calicata) a diversas profundidades en el área experimental de la E.E. "El Choclino", San Martín –Perú.	51
Cuadro 4.	Análisis de caracterización del área experimental (prof. 0-20 cm). E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	53
Cuadro 5.	Indicadores químicos, físicos y biológicos utilizados para determinar la calidad de suelos en los 6 sistemas en estudio. E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	56
Cuadro 6.	Variables evaluadas en los cultivos de cobertura y la plantación de cacao, E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	57
Cuadro 7.	Cobertura (%) de cinco especies vegetales, evaluadas después de la siembra	62
Cuadro 8.	Biomasa aérea (materia seca) producida por cinco especies vegetales usadas como cobertura por dos años.	63
Cuadro 9.	Biomasa radicular (materia seca) producida por cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo por dos años.	64
Cuadro 10.	Profundidad radicular de cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo	65
Cuadro 11.	Extracción total de macronutrientes por cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo	66
Cuadro 12.	Extracción total de micronutrientes por cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo	67
Cuadro 13.	Medias y análisis de varianza de los indicadores químicos de los seis sistemas en estudio. E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	71
Cuadro 14.	Medias y análisis de varianza de los indicadores químicos en las dos épocas evaluadas. E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	73
Cuadro 15.	Medias y análisis de varianza de los indicadores físicos de los seis sistemas en estudio, E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	75
Cuadro 16.	Capacidad de infiltración promedio de los diferentes sistemas en estudio. E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	76
Cuadro 17.	Medias y análisis de varianza de los indicadores biológicos de los seis sistemas en estudio. E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	87
Cuadro 18.	Medias y análisis de varianza de los indicadores biológicos en las dos épocas evaluadas. E.E. "El Choclino", San Martín – Perú.	88

Cuadro 19.	Medias de abundancia absoluta (nematodos 100 cc <sup>-1</sup> suelos) y abundancia relativa (%) de 15 géneros de nemátodos en dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.	91
Cuadro 20.	Medias de frecuencia absoluta y frecuencia relativa (%) de 15 géneros de nemátodos en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.	92
Cuadro 21.	Medias de población (nematodos 100 cc <sup>-1</sup> suelo) y abundancia relativa (%) de nematodos fitoparásitos y no fitoparásitos en los diferentes sistemas. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.	94
Cuadro 22.	Medias de abundancia absoluta (UFC g <sup>-1</sup> suelo) y abundancia relativa (%) de 19 géneros de hongos en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.	96
Cuadro 23.	Medias de frecuencia absoluta y frecuencia relativa (%) de 19 géneros de hongos en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.	98
Cuadro 24.	Medias de abundancia absoluta (UFC g <sup>-1</sup> suelo) de bacterias en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.	99
Cuadro 25.	Índice de calidad de suelos aditivo (ICSA) de los seis sistemas en estudio. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.	102

## ÍNDICE DE FIGURAS

		Página
Figura 1	Proceso para llegar a una agricultura sustentable	8
Figura 2.	Elementos de la estrategia de desarrollo del Instituto de Cultivos Tropicales.	40
Figura 3.	Estudio del perfil del suelo (calicata) en el área experimental. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.	52
Figura 4.	Cinco especies vegetales usadas como coberturas en el sistema asociado con cacao y platano.	55
Figura 5.	Metodología para la determinación de biomasa foliar (materia seca) de las especies vegetales usadas como coberturas.	58
Figura 6.	Tasa de descomposición (%) de la hojarasca (coberturas) durante 180 días. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.	68
Figura 7.	Metodología utilizada para determinar la tasa de descomposición de la hojarasca de las coberturas.	70
Figura 8.	Promedio de velocidad de infiltración (cm h <sup>-1</sup> ) e infiltración acumulada (cm) en testigo.	77



Figura 9.	Promedio de velocidad de infiltración (cm h <sup>-1</sup> ) e infiltración acumulada (cm) en <i>Centrosema macrocarpum</i> .	78
Figura 10.	Promedio de velocidad de infiltración (cm h <sup>-1</sup> ) e infiltración acumulada (cm) en <i>Canavalia ensiformis</i> .	79
Figura 11.	Promedio de velocidad de infiltración (cm h <sup>-1</sup> ) e infiltración acumulada (cm) en <i>Callisia repens</i> .	79
Figura 12.	Promedio de velocidad de infiltración (cm h <sup>-1</sup> ) e infiltración acumulada (cm) en <i>Calopogonium mucunoides</i> .	80
Figura 13.	Promedio de velocidad de infiltración (cm h <sup>-1</sup> ) e infiltración acumulada (cm) en <i>Arachis pintoii</i> .	80
Figura 14.	Curvas de infiltración promedio (cm h <sup>-1</sup> ) en las parcelas sembradas con coberturas y las parcelas tratadas como testigo.	81
Figura 15.	Geotermómetros en el suelo colocados a dos profundidades.	82
Figura 16.	Promedio de temperatura del suelo (0-15 cm), hora 12:00 pm. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.	83
Figura 17.	Promedio de temperatura del suelo (0-15 cm), hora 6:00 pm. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.	84
Figura 18.	Promedio de temperatura del suelo (0-30 cm), hora 12:00 pm. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.	85
Figura 19.	Promedio de temperatura del suelo (0-30 cm), hora 6:00 pm. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.	86
Figura 20.	Diagrama de puntos de la interacción coberturas por años para nematodos 100 cc <sup>-1</sup> suelo. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.	90
Figura 21.	Diagramas de perfiles multivariados para la variable altura de planta (cm) registrada en seis oportunidades desde la siembra.	103
Figura 22.	Diagramas de perfiles multivariados para la variable diámetro de tallo (mm) registrado en ocho oportunidades desde la siembra.	104

# Índices de calidad del suelo y parámetros de crecimiento de cultivos de cobertura en una plantación de cacao (*Theobroma cacao* L.)

## RESUMEN

La calidad del suelo es el indicador primario del manejo sostenible de suelos y es considerado un componente crítico de la agricultura sustentable. Por lo tanto, es importante conocer los cambios en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo para lograr un mejor índice de calidad por el uso de coberturas. Para lograr este objetivo, se instaló un ensayo en la estación experimental “El Choclino”, del Instituto de Cultivos Tropicales, San Martín, Perú. Se seleccionaron cinco cultivos de cobertura: *Arachis pintoi* Krapov. & W.C. Greg, *Calopogonium mucunoides* (L.), *Callisia repens* (Jacq.) L., *Canavalia ensiformis* (L.) y *Centrosema macrocarpum* Benth, y se contrastaron con una parcela control sin cobertura. Al año de sembradas las coberturas se estableció la plantación de cacao. Los muestreos del suelo para los análisis de fertilidad y comunidad microbiana del suelo se realizaron antes de la siembra, al primer y segundo año de sembradas las coberturas. Se evaluó las características de crecimiento de las coberturas (biomasa aérea y radicular, aporte potencial de nutrientes, tasa de descomposición de la hojarasca), altura y diámetro de tallo de las plantas de cacao e indicadores de calidad del suelo. En base a estos indicadores se calculó el Índice de Calidad de Suelos Aditivo (ICSA) para los sistemas evaluados. En promedio, *Centrosema macrocarpum* produjo más cantidad de materia seca ( $12.70 \text{ t ha}^{-1}$ ) y logró la mayor capacidad extractiva de nutrientes. Los indicadores de calidad del suelo como densidad aparente, resistencia mecánica del suelo, infiltración, temperatura del suelo, contenido de materia orgánica, fósforo disponible, población de nemátodos, bacterias y hongos e índice de diversidad de Shannon fueron influenciados por los cultivos de cobertura a través de los años. Se concluye que el ICSA se incrementó significativamente debido a los cambios positivos de los indicadores del suelo por efecto de las coberturas *C. macrocarpum*, *C. ensiformis* y *C. repens*, cuyos cambios no favorecieron significativamente a las plantas de cacao en su primera etapa de crecimiento.

**Palabras claves:** calidad del suelo, cultivos de cobertura, fertilidad del suelo, comunidad microbiana, indicadores.

## **Soil quality index and growth parameters of cover crops in cacao (*Theobroma cacao* L.) plantation**

### **ABSTRACT**

Soil quality is the primary indicator of sustainable management of soils and is considered as a critical component of sustainable agriculture. Cover crops play crucial role in modification of soil quality factors. Therefore, it is important to evaluate the changes in soil quality factors (physical, chemical, biological) under cover crops grown in cacao plantation. Such an evaluation will assist in development of better soil quality indicators to monitor the changes in soil fertility under cover crops. Field experiment was installed at the Research Station of Choclino, San Martin, Peru, to evaluate soil quality factors under cover crops. Five cover crops selected for the study includes: *Arachis pintoii* Krapov. & W.C. Greg, *Calopogonium mucunoides* (L.) *Callisia repens* (Jacq.) L., *Canavalia ensiformis* (L.) and *Centrosema macrocarpum* Benth, and treatment with no cover crop was included as control. One year after planting of cover crops the cacao plantation was established. Before planting, one and second year after planting cover crops soil samples were obtained to determine soil quality factors. Growth and nutrient uptake parameters of cover crops (foliar and root biomass, nutrient uptake, decomposition rates of cover crop residues), plant height and stem diameter of cacao plants were evaluated. Based on soil quality factors Additive Soil Quality Index (ASQI) was calculated. Average, nutrient extraction capacity and dry biomass production ( $12.70 \text{ t ha}^{-1}$ ) by *Centrosema macrocarpum* were significantly higher than the other cover crops. Physical, chemical and biological indicators such as bulk density, soil resistance, infiltration, soil temperature, organic matter and phosphorous content, populations of nematodes, bacteria and fungi and the Shannon index were influenced by cover crops through the years. Based on the obtained results it was concluded that best ASQI was achieved under *C. repens*, *C. ensiformis* and *C. macrocarpum*. However these positive changes in soil quality indicators had no significant effects on development of cocoa plants in their early growth, however these ASQI could have significant effects on growth and development of cacao as time progresses.

**Keywords:** soil quality index, cover crops, soil fertility, microbial community, indicators.

## CAPÍTULO I

### INTRODUCCIÓN

La tala ilegal, la agricultura migratoria de rozo, tumba y quema para la siembra de cultivos y pastos, los factores de desarrollo socio económicos, como las nuevas carreteras de penetración y las migraciones en búsqueda de mejores oportunidades de vida, constituyen algunas de las fuerzas o procesos que conducen a la deforestación en la Amazonía. Estas actividades son practicadas por colonos, pobladores migrantes y nativos y como consecuencia de ellas se están destruyendo los bosques, posteriormente, estas áreas son abandonadas para seguir tumbando y quemando más foresta (Iturregui, 2007; Palm *et al.*, 2005). En forma paralela se debe considerar, el manejo inadecuado de los suelos tropicales sin las prácticas conservacionistas adecuadas y el uso de cultivos ilegales cuyo manejo están degradando los suelos de la región oriental del Perú, lo que redundará en la alteración de sus propiedades físicas, químicas y biológicas, las mismas que incrementan su deterioro por la falta de uso de los suelos de acuerdo a sus potencialidades (García y Durán, 2000).

El suelo es el recurso fundamental para la sostenibilidad de los agroecosistemas pues cumple tres funciones esenciales: actúa como medio para el crecimiento de plantas y desarrollo de la actividad biológica, regula la reserva y flujo de agua, y degrada compuestos contaminantes para el ambiente (Larson y Pearce 1994). Por lo que es de vital importancia analizar y/o monitorear la calidad de suelos, que es definida como la capacidad del suelo de funcionar dentro de los límites del ecosistema para sostener una productividad biológica, mantener la calidad del medio ambiente y promover la salud de las plantas y animales (He *et al.*, 2003).

Un estudio o monitoreo de la calidad del suelo permite detectar cambios en el suelo, especialmente en la parte biológica, provee los aspectos básicos para evaluar la sostenibilidad del manejo del sistema y tiene relación directa con la producción sostenible; por tales razones, la calidad del suelo es el indicador primario del manejo sostenible de suelos y se considera un componente crítico de la agricultura sustentable (Doran y Parkin 1994, Larson y Pearce 1994, Karlen *et al.* 1997, Herrick 2000).

En este sentido, la agroecología propone estrategias capaces de superar las limitaciones estructurales y funcionales inherentes a los sistemas de producción simplificados. Tales estrategias se dirigen hacia la estimulación y optimización de los procesos biológicos del suelo, favoreciendo el reciclaje de nutrientes. En ellas se prioriza la adopción de técnicas multifuncionales que puedan mantener o mejorar la fertilidad del suelo, contrarrestar procesos de erosión, favorecer la presencia de poblaciones de organismos benéficos y controlar el surgimiento de vegetación espontánea.

Entre estas estrategias está el empleo de cultivos de cobertura que son especies con características deseables, en rotación o asociación con cultivos de interés económico (Espindola *et al.*, 2005). Si estas especies son leguminosas –son las que tienen la tasa promedio de crecimiento más rápida y generalmente contienen una mayor cantidad de nutrientes en comparación con otras especies– se promueve el aporte de nitrógeno al suelo gracias a la simbiosis establecida entre ellas y las bacterias fijadoras de nitrógeno atmosférico. Esto reduce e incluso en algunos casos puede eliminar la necesidad de fertilizantes nitrogenados (Marinho *et al.*, 2007).

En condiciones de la Amazonía peruana el cultivo de cacao (*Theobroma cacao* L.) es una actividad de gran importancia social y económica que ha registrado durante los últimos años una dinámica comercial y productiva creciente que involucra un empleo intensivo de mano de obra, generación de empleo e ingresos familiares a los campesinos. Este cultivo permanente por sus características de crecimiento se adapta a un sistema de cultivo asociado con cultivos de cobertura, los mismos que se establecen antes o durante la primera etapa del cacao incrementando la cobertura vegetativa del suelo, además de reducir la erosión del suelo, la pérdida de nutrientes, suprimir el crecimiento de malezas, reducir los costos de producción principalmente por la reducción de jornales para el control de malezas y aplicación de fertilizantes (Baligar *et al.*, 2007). Sin embargo, estos cultivos en muchos casos no desarrollan más de tres a cuatro años porque son suprimidos por la reducción de la luz debido al incremento del dosel de cacao y la sombra permanente.

En consecuencia, es necesario seguir desarrollando tecnologías con coberturas que proporcionen beneficios ambientales y económicos en plantaciones de cacao en suelos de la Amazonía. Adaptar cultivos de cobertura para mejorar la productividad del suelo y acrecentar la sustentabilidad de los sistemas agroforestales basados en la producción de cacao (Baligar *et al.*, 2007).

Los resultados de este estudio servirán de base para el diseño de estrategias que nos permitan fomentar el uso de cultivos de cobertura como parte de un sistema integral de producción agrícola que ayude a manejar el suelo de acuerdo a sus potencialidades, mantener su productividad e incrementar la rentabilidad de las pequeñas fincas cacaoteras, la transferencia de tecnología es la base para llegar a quienes son el objetivo para lograr la adopción de estas estrategias, es decir a los agricultores que se interesan y se ocupan en construir sistemas más productivos y así, puedan mejorar sus condiciones socioeconómicas, encaminándonos hacia una agricultura sustentable.

### **1.1. Problema**

¿Qué efecto tienen los cultivos de cobertura seleccionados sobre los indicadores físicos, químicos y biológicos del suelo e índice de calidad en una plantación de cacao?

#### **Interrogantes de Investigación:**

¿Qué características de crecimiento presentan los cultivos de cobertura seleccionados y cuáles son los atributos más deseables que respalden su inclusión en los sistemas agrícolas?

¿De qué manera cambian las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo por efecto de las coberturas a través de los años?

¿Cuáles son las coberturas que más influyen en los indicadores del suelo que permiten lograr el mejor índice de calidad de suelos y que beneficien el desarrollo de las plantas de cacao en su primera etapa de crecimiento?

## 1.2. Objetivos

- Evaluar las características de crecimiento de cinco cultivos de cobertura y determinar los atributos más deseables que respalden su inclusión en los sistemas agrícolas.
- Evaluar los cambios que originan los cultivos de cobertura sobre los indicadores físicos, químicos y biológicos del suelo a través de los años.
- Determinar el índice de calidad de suelos aditivo (ICSA) en los sistemas evaluados y compararlos en función a las coberturas e indicadores de calidad del suelo.
- Determinar si los cambios generados en los indicadores de calidad del suelo influyen en el desarrollo de las plantas de cacao en su primera etapa de crecimiento.

## CAPÍTULO II

### REVISIÓN DE LITERATURA

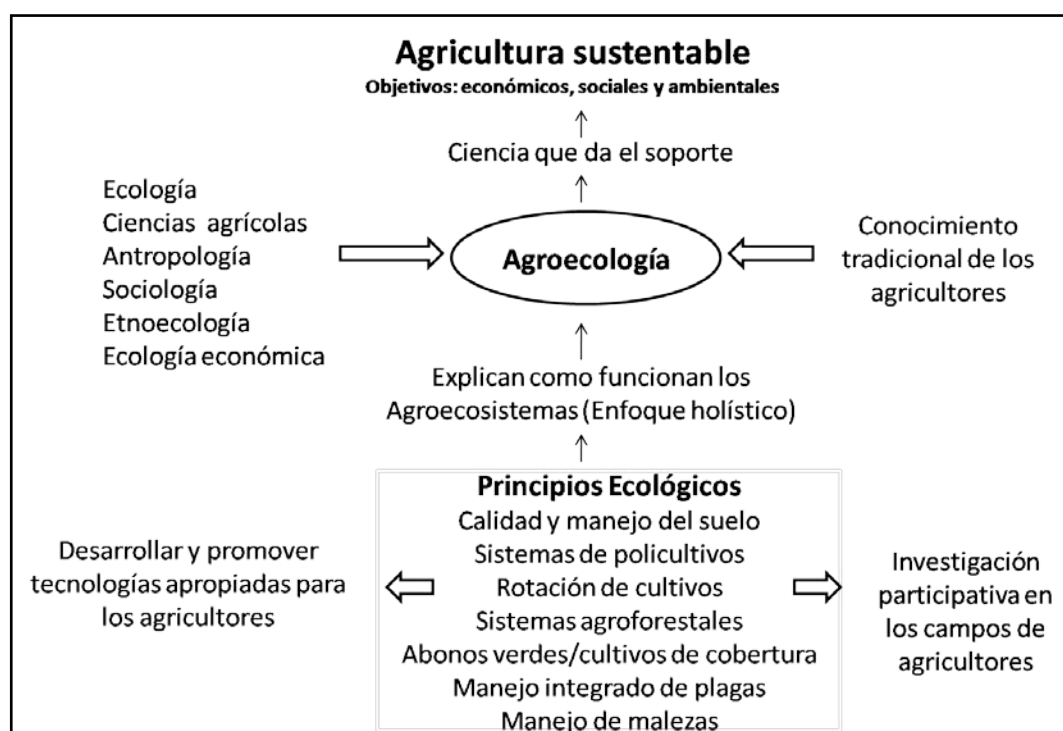
#### 2.1. Agricultura sustentable

El desarrollo del concepto de Agricultura Sustentable es una respuesta a la preocupación por la degradación de los recursos naturales asociada a la agricultura moderna. Hoy en día, la problemática contemporánea de la producción agrícola ha evolucionado de una dimensión meramente técnica a una de dimensiones más sociales, económicas, políticas, culturales y ambientales. El concepto de sustentabilidad es útil porque captura un conjunto de preocupaciones sobre la agricultura concebida como un sistema tanto económico, como un sistema social y ecológico. La comprensión de estos tópicos más amplios sobre la agricultura requiere entender la relación entre la agricultura y el ambiente global, ya que el desarrollo agrícola depende de la interacción de subsistemas biofísicos, técnicos y socioeconómicos. Este concepto ha provocado mucha discusión y ha promovido la necesidad de realizar ajustes en la agricultura convencional para que esta se vuelva ambiental, social y económicamente viable y compatible (Edwards y Col, 1990). Por su parte, Altieri (1987) sugiere que la idea es desarrollar agroecosistemas con mínima dependencia de altos insumos agroquímicos y energéticos y que enfatizan las interacciones y sinergismos entre los varios componentes biológicos de los agroecosistemas, mejorando así la eficiencia biológica y económica y también la protección del medio ambiente.

La sustentabilidad en la agricultura esencialmente significa el equilibrio armónico entre el desarrollo agrario y los componentes del agroecosistema. Este equilibrio se basa en un adecuado uso de los recursos localmente disponibles (tales como: clima, tierra, agua, vegetación, cultivos locales y animales, habilidades y conocimiento propio de la localidad) para poner adelante una agricultura que sea económicamente factible, ecológicamente protegida, culturalmente adaptada y socialmente justa, sin excluir los insumos externos que se pueden usar como un complemento al uso de recursos locales.



En la Figura 1, se detalla el proceso para llegar a una agricultura sustentable, tomando en cuenta los principios ecológicos, se desarrollan y promueven tecnologías para luego ser transferidas a los agricultores y lograr su adopción y por otro lado, se desarrollan estas tecnologías mediante la investigación participativa con los mismos agricultores. Se entiende que la agroecología necesita de las contribuciones de otras disciplinas y del conocimiento tradicional de los agricultores para poder abordar el estudio de los agroecosistemas bajo un enfoque holístico, señalando el camino para llegar a la sustentabilidad de la agricultura y cumplir sus objetivos económicos, sociales y ambientales.



Fuente: Elaboración propia sobre la base de Altieri, 2006.  
 Figura 1. Proceso para llegar a una agricultura sustentable

Como parte de este proceso, se fundamenta que la presente investigación se basa en el estudio de los principios ecológicos como calidad y manejo del suelo y cultivos de cobertura, promoviendo tecnologías apropiadas para los agricultores, centrándonos en la dimensión ambiental, con la finalidad de recuperar y/o mantener la fertilidad del suelo, recurso fundamental para la sostenibilidad de los agroecosistemas. Se ha generado información técnica-científica bajo un enfoque de investigación cuantitativa acerca de las características deseables de este recurso como parte de un sistema de producción agrícola y de esta manera combinar medidas de

estabilidad productiva con medidas de aceptación social y mejora económica por parte de los agricultores.

## **2.2. Antecedentes**

El Instituto de Cultivos Tropicales (ICT), comprometido con la investigación agronómica y basado en la experiencia del manejo de cultivos tropicales, firmó un Convenio con el USDA-ARS para desarrollar un programa de investigación conjunto, denominado “Feasibility of Estabilishing Mixed Tropical Tree Crops and Cropping Systems”, cuyos trabajos relacionados a los Sistemas de Manejo del Cultivo de Cacao se vienen ejecutando en la Estación Experimental “El Choclino”, que cuenta con un área aproximada de 8.40 ha. A la fecha, se tiene instalado 03 macro ensayos relacionados al cultivo de cacao, abarcando aproximadamente el 50% de la superficie total. Asimismo, aproximadamente el 35% del área total se encuentra instalado con cultivos de plátano, cacao, yuca, papayo, entre otros, permitiendo diversificar el área productiva con cada uno de ellos, realizando para cada uno evaluaciones relacionadas a su crecimiento y productividad, con la finalidad de determinar su rentabilidad bajo las condiciones desarrolladas. En términos generales, podría indicarse, que más del 85% del área predial se encuentra plenamente instalado con cultivos tropicales de significativo valor económico para el poblador rural, buscando alternativas de desarrollo que permitan mantener una productividad sostenida en el tiempo y el espacio (ICT, 2005).

## **2.3. El manejo del suelo vivo**

Suelo, un concepto evidente para todos los que cotidianamente desarrollamos nuestra vida sobre él y que nos alimentamos de lo que produce la agricultura en esta delgada capa que cubre la superficie de la tierra, que sustenta la vida vegetal y animal del planeta. Ahora, más allá de la función del suelo como sustrato de los cultivos agrícolas y forestales, se debe abordar el tema desde el concepto del suelo como ente vivo –nace, crece, muere– cuya existencia y funcionamiento depende de la vida que alberga y de las funciones físicas, químicas y biológicas que cumple para la sostenibilidad de los ecosistemas, si es manejado con un enfoque no meramente físico y químico, sino entendiendo su biología y la importancia de las múltiples

relaciones dinámicas que se establecen entre los organismos de arriba y debajo del suelo a lo ancho y largo del planeta. Un gramo de suelo contiene millones de organismos de gran diversidad, que cumplen la función de reciclar la materia orgánica, haciendo del suelo un recurso natural capaz de mantener vida y, a la vez, de mantenerse vivo. Mucho tiempo ha prevalecido la tendencia de considerar al suelo solo como un sustrato receptor de insumos para que las plantas que en él se cultivan nos proporcionen una buena cosecha. Pero, aunque el proceso natural de su formación toma varios años, un inadecuado manejo y la contaminación pueden perderlo en menor tiempo del que tomó formarlo (Anónimo, 2008).

Para mantener la vida en el suelo, las tres tareas más importantes son: 1) alimentar a los micro y macroorganismos; 2) proveerles de humedad y 3) disminuir la cantidad de químicos que aplicamos al suelo, incluyendo los llamados no tóxicos. La materia orgánica cumple una función valiosa en la conservación de la humedad (retención de agua). Juntas –materia orgánica y humedad– propician que millones de organismos vivan en el suelo: un indicador de que está vivo (Bunch, 2008).

Hoy, hemos encontrado que para cumplir con la alimentación del suelo y, por ende, de los cultivos en el trópico, nos ayudan más que nada cinco principios: 1) maximizar la producción de biomasa a través de la asociación de cultivos, los árboles dispersos y los abonos verdes/cultivos de cobertura, 2) maximizar la biodiversidad de esta biomasa, evitando el monocultivo y el cultivo “en limpio”, 3) mantener cubierto el suelo, para no dejar que el sol queme la materia orgánica, 4) a través de la cobertura muerta alimentar a las plantas y no tanto al suelo, y 5) utilizar la labranza cero (Bunch, 2008).

Hacia un suelo viviente: restaurar y preservar la productividad y resiliencia de los suelos con respecto al equilibrio de funciones físicas y biológicas interrelacionadas y al balance de nutrientes. En una situación ideal, las prácticas de manejo se dirigen hacia el logro de un sistema autosostenible mediante la protección del suelo, alimentándolo con materia orgánica, y estimulando las funciones beneficiosas de sus organismos. El objetivo es lograr y mantener las condiciones óptimas del suelo –en términos físicos, químicos, biológicos e hidrológicos– para el

crecimiento de las raíces, la retención y el uso eficiente del agua y nutrientes, así como el control biológico de plagas y enfermedades (Pulleman, *et al.*, 2008).

El mejoramiento de los agroecosistemas comienza por el suelo (Valdés *et al.*, 2008).

Un indicador de la degradación del suelo puede verse en los niveles decrecientes de los contenidos de materia orgánica y por lo tanto en la estabilidad de su estructura y el contenido de nutrientes. Por lo tanto es más apropiado hablar de la “rehabilitación” que de la “conservación” de este recurso. Naturalmente, el primer paso por tomar en cuenta en un proceso de rehabilitación es observar los cambios necesarios en las prácticas locales, tomando en cuenta lo que se sabe sobre los buenos efectos de la materia orgánica y reconociendo los usos y beneficios de los cultivos de cobertura y los abonos verdes (Ochoa y Oyarzun, 2008).

En años recientes, el alto costo de los agroquímicos y la preocupación sobre la degradación del suelo y la contaminación ambiental demanda la adopción de prácticas de manejo alternativo para revertir estos problemas. El futuro de la sustentabilidad en la producción de cultivos depende grandemente de la recuperación del recurso suelo basado en un manejo efectivo ambientalmente favorable (Singh *et al.*, 2004). El uso de cultivos de cobertura en sistemas productivos es una de las prácticas de manejo para mejorar la salud del suelo, reducir la contaminación ambiental e incrementar el rendimiento del cultivo (Fageria *et al.*, 2005).

#### **2.4. Calidad de suelos**

Un suelo sano o de buena calidad es un suelo del que se pueden obtener cultivos, sanos y de alto rendimiento, con un mínimo de impactos negativos sobre el medio ambiente. Es un suelo que también brinda propiedades estables al crecimiento y salud de los cultivos haciendo frente a condiciones variables de origen humano y natural (principalmente las relacionadas con el clima) (Magdoff, 1999).

La calidad del suelo consiste de componentes físicos, químicos y biológicos. La textura, profundidad efectiva, infiltración, capacidad retentiva del agua son los atributos físicos de la

calidad del suelo. Los componentes químicos de la calidad del suelo incluyen carbono orgánico total, pH, capacidad de intercambio catiónico, conductividad eléctrica, nitrógeno, fósforo y potasio extractable. Los métodos más usados para medir los atributos físicos y químicos de la calidad del suelo están bien establecidos y disponibles en la mayoría de laboratorios de suelos (He, *et al.*, 2003).

Además del término “calidad de suelos” también está el término “salud de suelos”. Varios autores han optado por utilizarlos como sinónimos porque incluyen los mismos componentes: productividad, ambiente y salud (Acton y Gregorich, 1995). En este trabajo se utiliza el término “calidad de suelos” porque se asocia más con la capacidad productiva de un suelo para un uso específico (Doran y Zeiss 2000) y describe características físicas, químicas y biológicas (Doran *et al.* 1996).

Existe interés por desarrollar un «índice» de calidad del suelo para ayudar a comparar diferentes suelos. Como parte del desarrollo de tal método de comparación, sería necesario otorgarle importancia relativa a las diversas propiedades que son evaluadas como contribuyentes importantes para el índice. La forma como se presenten los diversos factores para asignarles un valor generará bastante discusión y controversia. Sin embargo, la materia orgánica influye en casi todas las propiedades importantes que contribuyen a la calidad del suelo. De esta forma, resulta decisivo comprender y acentuar la importancia clave del manejo de los cultivos y los suelos para mantener e incrementar los contenidos de materia orgánica, con el propósito de desarrollar suelos de buena calidad (Magdoff, 1999).

Para determinar la calidad de suelos es necesario usar tres tipos de indicadores: físicos, químicos y biológicos; todos son importantes para analizar en forma conjunta las características y funciones de un suelo. Los indicadores físicos y químicos se consideran relativamente estables, ya que los cambios en un sistema tardan en modificar apreciablemente ese tipo de propiedades y por tal razón no justifica medirlos en intervalos cortos; en cambio, los indicadores biológicos son más sensibles y por eso se consideran los primeros y mejores para detectar cambios rápidos en un suelo (García y Hernández, 2003). Es importante evaluar el estado actual de todos esos indicadores y compararlos con valores conocidos o deseados (Karlen *et al.* 1997). Además, es

necesario caracterizar los sistemas para analizar las influencias que el manejo y componentes de los mismos pueden tener en el suelo; las prácticas culturales pueden afectar significativamente la calidad de suelos al cambiar los parámetros físicos, químicos y biológicos (Fauci y Dick, 1994).

Existen diferentes criterios para elegir los indicadores de calidad de suelos más adecuados. En general, se deben seguir 5 criterios: que los indicadores sean sensitivos a variaciones en el manejo, que estén correlacionados con las funciones del suelo, que sean útiles para esclarecer procesos del agroecosistema, que sean útiles y comprensibles para los que manejan el suelo, y que sean fáciles y accesibles de medir (Doran y Zeiss 2000). También hay que considerar que se pueden usar indicadores que no sean tan precisos pero que la información que proporcionen sea generalizable y pueda ser extrapolada a diferentes escalas o regiones (Karlen *et al.* 1997).

Para comparar la calidad de suelos entre agroecosistemas se utilizan índices de calidad de suelos, que combinan los diferentes tipos de indicadores. Uno de los índices que puede ser usado para comparar calidad de suelos es el “Índice de Calidad de Suelos Aditivo” (ICSA) que es básicamente una sumatoria de todos los índices (con valores entre 0-1) obtenidos de todos los indicadores medidos en un suelo. Se considera que a mayor valor del ICSA, mejor es la calidad de un suelo (Andrews *et al.* 2002).

## **2.5. Cultivos de cobertura**

Ochoa y Oyarzun (2008), mencionan que por “cultivos de cobertura” nos referimos a cultivos adicionales que se integran junto con el cultivo principal, o para cubrir la tierra cuando se la deja en barbecho, a fin de proteger al suelo de los efectos erosivos del viento, la lluvia y las altas temperaturas. De manera similar los “abonos verdes” son cultivos cuyo fin es mantener o incrementar el contenido de materia orgánica del suelo y elevar su nivel general de fertilidad. Estas especies de crecimiento rápido que se cortan y entierran en el mismo lugar en el que crecen, antes de florecer, lo que desviaría la concentración de nutrientes a las semillas o el fruto. Los cultivos de cobertura y los abonos verdes tienen ventajas similares y complementarias, incluyendo:

- proteger al suelo de la erosión y de que se seque, mejorando los niveles de humedad y la circulación del agua;
- impedir el desarrollo de plantas invasoras, ya sea directamente (al bloquear la luz) o indirectamente (se sabe que hay algunas especies alelopáticas);
- enriquecer el suelo con nitrógeno (abonos verdes de plantas leguminosas) y otros nutrientes;
- crear nuevos hábitats para los enemigos naturales de plagas y otros organismos que causan enfermedades;
- contribuir a mejorar la estructura del suelo como resultado de su mayor actividad biológica y de la acción mecánica de las raíces;
- contribuir a acrecentar el contenido orgánico y el humus del suelo, activando su fauna y microorganismos; y
- proporcionar un entorno más húmedo que contribuya a degradar los rastrojos resistentes, balanceando la proporción entre carbón y nitrógeno.

A nivel mundial, los abonos verdes y los cultivos de cobertura han demostrado ser una tecnología exitosa para mantener la fertilidad del suelo y controlar las malezas. Las numerosas ventajas de estos cultivos han hecho que sean adoptados en muchas partes del mundo. En otras áreas, sin embargo, los agricultores han sido renuentes a su adopción. Incluso, se sabe que algunos agricultores han abandonado los sistemas tradicionales. La pregunta que cabe aquí es ¿por qué la introducción de abonos verdes y cultivos de cobertura ha sido un éxito en un área determinada, mientras que programas similares han fallado en otras? ¿Bajo qué condiciones podemos esperar que los pequeños agricultores se interesen en cultivarlos? (Bunch, 2004). El mismo autor menciona algunas conclusiones sobre el uso de los cultivos de cobertura: los cultivos de cobertura deben cultivarse en predios que ofrecen a los agricultores algunas otras oportunidades tales como ingresos, alimentos, forraje, etc. Generalmente, los agricultores no tienen interés en sembrar algo que sólo sirve para la fertilización del suelo cuando el mismo terreno lo pueden usar para cultivos para el autoconsumo o para cultivos que puedan venderse. El cultivar plantas para abono verde o como cultivos de cobertura no debe significar altos costos y menos aún, gastos en efectivo. Esto implica que los agricultores deben ser capaces de producir su propia semilla año tras año, y que estos cultivos sean resistentes a las enfermedades o a los

problemas de insectos. Es conveniente que la utilización de los abonos verdes y los cultivos de cobertura representen un ahorro para los agricultores, además de contribuir a reducir la cantidad de dinero que los agricultores gastan en fertilizantes químicos. Además, esto puede llevar a una reducción o incluso a una total eliminación de herbicidas y los cultivos de cobertura seleccionados no deben incrementar la cantidad de trabajo que los agricultores deban realizar. De hecho, cuando se intercalan los cultivos, el abono verde o el cultivo de cobertura pueden hacer que el esfuerzo físico disminuya ya que pueden dar sombra a las malezas. Esta reducción en trabajo requerido para controlar las malezas puede en algunos casos compensar el trabajo requerido para plantar y cortar los cultivos de cobertura. Las experiencias con proyectos que introducen abonos verdes y cultivos de cobertura muestran que aquellos sistemas que además de la mejora del suelo producen otros beneficios distintos, tienden a perdurar y continúan aún después que los proyectos han concluido. Esto se puede explicar en parte por el hecho de que el mejoramiento del suelo es un proceso de largo plazo, que no es notado inmediatamente por los agricultores. El largo tiempo que hay que esperar para observar los resultados positivos es una limitación para una mayor adopción de los abonos verdes y cultivos de cobertura. Por lo tanto, es preferible promocionar su adopción señalando razones distintas a la fertilidad del suelo.

La utilización de abonos verdes y coberturas constituyen una de las diferentes prácticas de manejo de suelos que pueden ser usadas para mejorar las condiciones físicas, químicas y biológicas de suelos tropicales en proceso de degradación, permitiendo el mantenimiento o conservación de los niveles de materia orgánica y nutrientes. Además del nitrógeno, el abono verde o cultivos de cobertura acumulan en la capa arable del suelo, otras sustancias nutritivas al igual que los demás abonos orgánicos enterrados, reduciendo en cierto grado la acidez del suelo, disminuyendo la movilidad del aluminio, elevando la capacidad buffer y la capacidad de absorción, de retención de humedad, la infiltración del agua y mejorando la estructura del suelo (Fassbender, 1993).

Los cultivos de cobertura son componentes importantes de un sistema de producción sustentable. Pueden ser usados en plantaciones como cacao, café, plátano, caucho, palma aceitera, etc. Su uso en los sistemas de producción es principalmente beneficioso para el suelo, la conservación del agua, reciclaje de nutrientes, control de plagas y mejorar la actividad



microbiológica. Sin embargo, los efectos benéficos dependen de la selección apropiada del cultivo de cobertura y su manejo. En consecuencia, entender su agronomía y fisiología es fundamental para su uso en los sistemas agrícolas. El crecimiento y desarrollo de un cultivo (aspectos fisiológicos) se determina genéticamente y es influenciado por variables ambientales (Baligar y Fageria, 2007).

Los cultivos de cobertura son claves para una exitosa inclusión en los sistemas agrícolas por presentar un rápido crecimiento, ser de fácil multiplicación, ser fáciles de controlar, presentar un excelente desarrollo de raíces y servir como *mulch* vivo; dentro de sus funciones están las de cubrir al suelo durante o parte del año, previniendo la erosión, controlar las malezas a través de la sombra o alelopatía, reducir la evaporación durante el ciclo del cultivo principal, eliminar las variaciones de la temperatura del suelo y favorecer la estructura del suelo, facilitar la infiltración del agua, mejorar la nutrición del cultivo incrementando la actividad biológica y la movilización de nutrientes, reciclar y extraer el agua y los nutrientes de profundidades mayores y adicionar nitrógeno al sistema por su relación simbiótica con bacterias fijadoras de nitrógeno (Altieri, 1999).

Los cultivos de cobertura permiten eliminar o reducir la remoción mecánica del suelo, presentándose como una alternativa para recuperar suelos de áreas tropicales húmedas que se encuentran sometidas a altas temperaturas, a un exceso de lluvia y meteorización, lo que resulta en una acidificación constante y baja fertilidad (Gliessman, 2002).

El valor del cultivo de cobertura para mantener la fertilidad del suelo en los diversos sistemas agrícolas depende de la producción razonable de materia seca y su concentración de nutrientes (Altieri, 1999). Una buena planta para cultivo de cobertura mantiene o mejora las condiciones del suelo al mismo tiempo que satisface las necesidades de manejo, y requerimientos del suelo de un sistema agrícola en particular. Para asegurar el éxito del cultivo de cobertura en cualquier sistema agrícola, como primera opción se debe considerar las especies leguminosas bien adaptadas a las condiciones climáticas y de manejo (Baligar *et al*, 2007).

Las especies más comúnmente usadas como cultivos de cobertura o abonos verdes son generalmente las leguminosas, pastos y algunos cultivos de la familia de las cucurbitáceas. Estas especies deben poder crecer en suelos de mala calidad, producir grandes volúmenes de biomasa verde en corto tiempo, necesitar poca agua y tener un denso sistema de raíces. Por otro lado, también deben ser de erradicación fácil, para que no se conviertan en plantas invasivas. Su uso está sujeto a diversas restricciones y demandas, que no solo están vinculadas a la especie, sino también a las particulares condiciones agrícolas (Ochoa y Oyarzun, 2008).

Muchos estudios han detallado las ventajas de las leguminosas como cultivos de cobertura para asegurar la productividad sostenible de las plantas: incremento de la materia orgánica del suelo, incremento de los rendimientos de los cultivos, mejora del régimen hídrico de los suelos y la disminución de la escorrentía y la erosión. Sin embargo los mecanismos responsables de estas modificaciones no están totalmente entendidos. La caracterización de la actividad biológica y la diversidad en un suelo puede ayudar a entender la dinámica de la estructura del suelo y el flujo de nutrientes, además de asegurar el contenido de carbono y nitrógeno en el suelo (Blanchart *et al.*, 2006)

El uso de las leguminosas en el mejoramiento de la sustentabilidad agrícola es muy reconocida (Fageria *et al.*, 2005). Además, este mismo autor menciona que los beneficios de las leguminosas son atribuidos a la adición de nitrógeno al sistema, control de malezas y capacidad retentiva del agua en el suelo. Asimismo, Drinkwater *et al.* (1998), indican que las leguminosas pueden ser usadas también para reducir la pérdida de carbono y nitrógeno en el sistema agrícola e incrementar el secuestro de carbono en el suelo.

Las funciones principales del uso de leguminosas como coberturas en un sistema de cultivo son la fijación simbiótica de nitrógeno, control de la erosión del suelo, control de plagas y supresión de malezas. Especies de coberturas podrían ser identificadas para producir satisfactoriamente biomasa aérea para cubrir la superficie del suelo y proporcionar otros beneficios para incrementar el rendimiento y el ingreso económico del cultivo (Odhaiambo y Bomke, 2001).

## 2.6. Requerimientos edafoclimáticos de los cultivos de cobertura

Las condiciones climáticas son determinantes para el crecimiento y desarrollo de los cultivos de cobertura. La radiación solar, temperatura y precipitación, son los factores climáticos que más influyen en el crecimiento y desarrollo de las leguminosas tropicales. Las leguminosas anuales típicamente son más sensibles a pequeños cambios en el fotoperiodo y temperatura. Una comprensión de la influencia fototérmica sobre la fenología de las coberturas anuales ayudaría mucho a la selección de especies apropiadas para lograr mayor eficiencia en un sistema de plantación dado.

Las coberturas se han adaptado a un amplio rango de altitudes (100 a 2600 m) y a condiciones de precipitación de 300 a 5000 mm. La precipitación en el trópico es variable en cantidad e incidencia. Plantas que tienen tolerancia a la sequía podrían desarrollarse en la mayoría de regiones aptas para cacao, incidencia de enfermedades pueden limitar el uso de los cultivos de cobertura en regiones de mayor precipitación.

La acidez es el factor más degradante del suelo, aunque las coberturas crecen en un rango de pH 4.5–8.0, *Calopogonium mucunoides*, *Centrosema macrocarpum*, *Arachis pintoii*, *Vigna unguiculata*, *Desmodium heterocarpon*, *Sesbania sesban*, *Flemingia macrophylla* pueden crecer en suelos ácidos infértiles y tener tolerancia a niveles tóxicos de Al.

La deficiencia de P es uno de los factores más limitantes para el establecimiento, persistencia y producción de las coberturas en muchos suelos. Sin embargo, solo pocos estudios han determinado el rol exacto del P para mejorar el potencial productivo de las coberturas en plantaciones de cacao.

Es necesario tener más información acerca de los requerimientos ambientales específicos de las leguminosas perennes para desarrollar una tecnología eficiente con cultivos de cobertura para plantaciones agrícolas como cacao que crecen en diferentes ecosistemas en el trópico.

## **2.7. Beneficios de los cultivos de cobertura**

### **A. Control de la erosión del suelo**

Suelos empinados, sin protección de una cobertura vegetativa, conlleva a la pérdida del suelo por escorrentía. La erosión del suelo ha contribuido al deterioro de las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo y reduce la productividad del suelo. En la Amazonía los bosques son talados y quemados con la finalidad de sembrar cultivos anuales y perennes, práctica que expone al suelo a su pérdida gradual por erosión. En estas nuevas áreas deforestadas el establecimiento de cultivos como el cacao se siembran con un amplio espacio entre hileras y dentro de estas hileras con o sin árboles de sombra. La cobertura vegetal toma de 4 a 5 años en desarrollarse nuevamente, bajo estos patrones de plantación, el suelo está desprotegido durante la primera etapa de crecimiento del cultivo y sujeto a la pérdida de nutrientes y a la erosión. Sembrar un cultivo de cobertura inmediatamente después del rozo y en el establecimiento de la nueva plantación de cacao es una buena práctica para mantener y restaurar la fertilidad y productividad del suelo (Baligar *et al.*, 2007).

Shanks *et al.* (1998), resumen los efectos de los cultivos de cobertura en el control de la erosión del suelo como: los cultivos de cobertura protegen la superficie del suelo del impacto de las gotas de lluvia. Un cultivo de cobertura que crece rápidamente, establece una buena densidad radicular y produce gran cantidad de biomasa (residuos vegetales) tiene una gran ventaja en controlar la erosión del suelo. La reducción de la densidad aparente del suelo y pérdida por erosión ha sido reportada en mucuna establecido como cultivo de relevo. La información aún es carente sobre los beneficios de varios cultivos de cobertura para reducir la erosión del suelo en plantaciones de cacao.

### **B. Mejoramiento de las características físicas del suelo y capacidad retentiva de humedad**

Las propiedades físicas del suelo son importantes para describir la salud del suelo. La actividad biológica del suelo es una función de las propiedades físicas (porosidad, capacidad retentiva de agua y estructura). Los cultivos de cobertura mejoran significativamente la calidad

del suelo a través del secuestro de carbono, además incrementan el contenido de materia orgánica en el suelo mejorando sus propiedades físicas. La materia orgánica estimula la formación y estabilización de los agregados del suelo incrementando la infiltración, la capacidad retentiva del agua, aireación y reduciendo la densidad aparente y la resistencia a la penetración radicular (Fageria *et al.*, 2005)

La formación de agregados en el suelo engloba reacciones químicas complejas, interacciones físicas y actividades bióticas. Los polisacáridos producidos por las raíces y microorganismos incrementan la formación y estabilización de agregados (Dick *et al.*, 2001).

Los residuos de cultivos presentes en la superficie del suelo conservan la humedad del suelo e incrementan la infiltración y reducen la pérdida de humedad por evaporación. En Ghana, plantaciones agrícolas retuvieron significativamente la humedad del suelo y disminuyeron la temperatura del suelo. Incrementar la producción de biomasa en mucuna fue directamente relacionada al aumento de la porosidad y rangos de infiltración disminuyendo la resistencia del suelo (Baligar *et al.*, 2007).

La temperatura del suelo influye en la descomposición de la materia orgánica, actividad biológica, crecimiento y nutrición de los cultivos. La temperatura del suelo durante el crecimiento de las coberturas fue determinada en campos experimentales en Perú y Brasil. En Perú, suelos sin cobertura vegetal fueron de 1 a 4°C más cálidos que suelos con cobertura vegetal, *Centrosema* fue la cobertura que mantuvo la menor temperatura del suelo, mientras que en Brasil fue *Canavalia*. En otro ensayo conducido en Ilheus (Bahia, Brasil), *Arachis*, *Canavalia* y *Desmodium* fueron establecidos en una plantación rehabilitada de cacao y los parámetros físicos fueron determinados al inicio y después de un año de sembradas las coberturas. En el primer año, la densidad aparente, porosidad total y diámetro promedio de agregados disminuyeron, demostrando que en las regiones tropicales el uso de coberturas han mejorado las propiedades físicas del suelo. Sin embargo, información de las mejoras en las propiedades físicas del suelo bajo plantaciones agrícolas con leguminosas tropicales es insuficiente (Baligar *et al.*, 2007).

### **C. Incremento del contenido de materia orgánica en el suelo**

El potencial de producción continua de los suelos está directamente relacionado con su contenido de materia orgánica. La hojarasca, residuos vegetales y descomposición de las raíces de las coberturas contribuyen a incrementar el contenido de materia orgánica. La producción de materia seca por los cultivos de cobertura varía de 3 a 20 t ha<sup>-1</sup>. La materia orgánica tiene mayor impacto sobre las propiedades químicas del suelo como es el pH, capacidad de intercambio catiónico, capacidad buffer y disponibilidad de nutrientes. Las coberturas, maní forrajero y kudzu establecidos en un Ultisol en Brasil, no cambiaron el contenido total de C orgánico en el suelo, pero si promovieron la acumulación de ácidos húmicos en los primeros 10 cm de la superficie del suelo. La tasa de descomposición de los residuos vegetales y la persistencia de la materia orgánica en el suelo está muy influenciada por las condiciones de humedad y temperatura, y la actividad de microorganismos y fauna del suelo. El rol exacto de los cultivos de cobertura en la dinámica de la materia orgánica en plantaciones agrícolas aún no está muy claro (Baligar *et al.*, 2007).

### **D. Incremento de nitrógeno y fertilidad del suelo**

Los cultivos de cobertura influyen la fertilidad del suelo alterando la composición de la materia orgánica, mejorando la agregación y porosidad del suelo y la fijación de N. Las leguminosas fijan el N atmosférico, siendo el beneficio primario más común que se observa en estas especies, la cantidad de N fijado varía de 50 a 450 kg ha<sup>-1</sup> y está en función del potencial genético de la especie, la cantidad de N disponible en el suelo y la afinidad con la bacteria *Rhizobium*, este proceso también está influenciado por factores del suelo como el pH, contenido de humedad y temperatura. En condiciones de trópico, la sequía, altas temperaturas, alta concentración de Al<sup>+3</sup> intercambiable, acidez del suelo y baja fertilidad son los factores principales que impiden la fijación de N. La descomposición de los residuos vegetales también proporciona otros nutrientes esenciales al cacao, estos nutrientes varían de acuerdo a la cantidad de materia seca acumulada por los cultivos de cobertura y la concentración de estos elementos en sus tejidos (Baligar *et al.*, 2007)

Otra característica conocida de los cultivos de cobertura es mejorar la disponibilidad de P para los cultivos en suelos ácidos convirtiendo el P no-disponible a formas disponibles de P orgánico. La descomposición de P orgánico en los residuos vegetales podría ser una fuente relativa de P lábil haciéndolo más disponible para las plantaciones agrícolas. En suelos donde hay mayor fijación de P, los compuestos orgánicos formados durante el proceso de descomposición puede incrementar la disponibilidad de P bloqueando los sitios de adsorción y los complejos de aluminio en suelos ácidos. Suelos con cultivos de cobertura contienen mayor concentración de nutrientes. En Tarapoto, Perú, dos años después de sembrado los cultivos de cobertura, el pH, %MO, N, P, K y % de saturación de bases se incremento significativamente (Baligar *et al.*, 2007).

#### **E. Incremento de la actividad biológica del suelo**

La comunidad de organismos (fauna y microorganismos) en el suelo juegan un rol crucial en mantener la calidad y fertilidad del suelo, debido a su participación en el ciclo de nutrientes a través de la descomposición de la materia orgánica, mejorando los procesos físicos del suelo y almacenamiento de nutrientes (Tian y Badejo, 2001).

Las propiedades biológicas del suelo incluyen la cantidad, actividad y diversidad de la fauna del suelo, microflora y enzimas. Estos componentes regulan los procesos microbiológicos y bioquímicos del suelo, los ciclos de carbono y de los nutrientes, la degradación de contaminantes orgánicos e inorgánicos que afectan las propiedades físicas y químicas del suelo, influenciando la dirección del cambio de la calidad del suelo (He *et al.*, 2003). Según el mismo autor, la comunidad microbiana del suelo es un factor importante de su calidad y recientemente parámetros de diversidad microbiana han sido identificados como importantes indicadores de la calidad del suelo, y pueden ser medidos por diferentes técnicas fisiológicas, bioquímicas y moleculares. Es importante conocer cómo van variando las poblaciones microbianas en el suelo sobre todo cuando se tiene tanta variabilidad como son los suelos del trópico y también con respecto a los diferentes manejos que se dan en estos suelos.

La dimensión biológica del suelo está regulada por condiciones edáficas fundamentales para la vida (temperatura, humedad, salinidad, oxígeno, coloides orgánicos, exudados y otros), que resultan de la interacción entre las condiciones propias del suelo con las características climáticas estacionales y la vida vegetal y animal presente en el ecosistema (Leguia *et al.*, 2008).

La diversidad biológica del suelo, es parte importante de la salud y estabilidad del agroecosistema. Una amplia mezcla de organismos crea un sistema en el cual la competencia por las fuentes alimenticias, nichos y dinámicas depredador-presa, ayudan a limitar las poblaciones de bacterias y hongos que causan enfermedades, nemátodos parásitos de las plantas y problemas insectiles (Magdoff, 1999).

Las plantas y los microorganismos interactúan de muchas maneras. La más simple es la que tiene lugar cuando hongos y bacterias se dan a la tarea de descomponer el material vegetal. Los hongos, en particular, cumplen un papel muy importante en la descomposición de los vegetales: mediante la producción de enzimas extracelulares, estos organismos desdoblan moléculas orgánicas complejas (como lignina y celulosa) y las convierten en moléculas más simples. De esa forma, los hongos transforman en nutrientes material estructuralmente complejo y lo ponen a disposición de las plantas (Gilbert, 2002).

La actividad de los microorganismos es muy importante para la transformación y la vida de los suelos. Las bacterias y los hongos participan en los ciclos de carbono, nitrógeno, azufre, fósforo y la incorporación del potasio y el magnesio, entre otros, para su asimilación por los vegetales. Los procesos biológicos más importantes que se desarrollan en el suelo son: humificación (descomposición de la materia orgánica por hongos, bacterias, actinomicetos, etc.), transformaciones del nitrógeno (amonificación, nitrificación, fijación) y mezcla-desplazamiento (lombrices y termitas principalmente) (Arévalo, 2005).

Es cierto que en los suelos hay enfermedades que causan la aparición de bacterias y hongos como también de insectos y nemátodos parásitos. Sin embargo, la enorme cantidad de grupos de organismos del suelo se alimentan de los cultivos, de residuos orgánicos o de otros organismos del suelo y no causan problemas a las plantas. De hecho, sus actividades que ayudan a reciclar



los nutrientes, a mantener baja las poblaciones de plagas, a producir sustancias que ayudan a la formación de agregados del suelo y a producir sustancias húmicas, hacen que una gran mayoría de estos organismos sean importantes para la calidad del suelo (Magdoff, 1999).

La mayor parte de los organismos del suelo utilizan los compuestos orgánicos complejos como fuente de energía y carbono a los que se clasifica como heterótrofos; mientras que hay un pequeño grupo de microorganismos que usan al bióxido de carbono como única fuente de carbono denominadas autótrofos. Los hongos son los principales agentes de descomposición de la materia orgánica en todos los ambientes ácidos; poseen una red de filamentos o hifas en el suelo y su micelio puede subdividirse en células individuales por medio de paredes transversales o septos, observándose fácilmente en el humus, compost, etc. una de las principales actividades de los hongos es la descomposición de la celulosa, hemicelulosa, pectinas, almidón, grasas y compuestos de lignina; participan en la formación del humus y contribuyen al reciclaje de nutrientes y a la estabilidad de agregados mediante la degradación de residuos vegetales y animales (Ulacio *et. al.*, 1998).

Los cultivos de cobertura influyen directamente la comunidad microbiana del suelo por medio de su crecimiento radicular, exudados radiculares (aminoácidos, azúcares simples y ácidos orgánicos) además de los residuos vegetales. La cobertura vegetativa sobre la superficie del suelo crea condiciones favorables de humedad y temperatura para los organismos del suelo. Las coberturas también pueden ejercer efectos significativos sobre los hongos micorrizicos, raíces de cacao y de las coberturas forman simbiosis con estos hongos, en esta simbiosis las micorrizas pueden facilitar la absorción agua y nutrientes por las plantas y las plantas abastecen de carbono a los hongos. La simbiosis incrementa la habilidad de las plantas para absorber los nutrientes menos móviles como el P y los micronutrientes (Baligar *et al.*, 2007).

## **F. Supresión de malezas**

El manejo y control de malezas en las fincas agrícolas es un aspecto importante para la productividad de los cultivos, ya que ayuda a mantenerlos limpios de hierbas indeseables que perjudiquen su buen desarrollo. La decisión de controlar malezas o no depende del estado de la

maleza y la época. En la época lluviosa, las malezas desarrollan más, en términos de altura total y cobertura del suelo, debido a la mayor humedad presente en el suelo, por lo que es necesario manejarlas para garantizar la producción del cultivo. El método de control de malezas depende de la disponibilidad de mano de obra, capital y tiempo, del estado de las malezas y la época del año. Generalmente, los agricultores en la época seca tienen una mayor disponibilidad de mano de obra y la aprovechan para realizar cortes manuales; en contraste, en la época lluviosa, cuando tienen mayor trabajo, recurren al control químico por su rapidez y menor frecuencia de aplicación. Otro elemento que toman en cuenta los agricultores es la disponibilidad de capital para la compra de herbicidas. El control químico se emplea en caso de tener capital y limitación de tiempo (López, 2007).

La infestación de malezas es una de las mayores dificultades en la producción de cacao en pequeñas fincas agrícolas. Muchos agricultores no tienen la posibilidad de invertir en herbicidas para el control de malezas. Las malezas compiten por agua y nutrientes y son hospederos de insectos plagas y patógenos o interceptores de insecticidas/fungicidas reduciendo su efectividad. Los cultivos de cobertura sembrados después del rozo y tumba y en el establecimiento de la plantación de cacao pueden suprimir el crecimiento de malezas debido al sombreado y competencia por nutrientes y agua. Se reporta también que las coberturas tienen efectos alelopáticos al exudar compuestos tóxicos que impiden la germinación de las semillas. Además, los residuos vegetales crean una barrera mecánica que impide el crecimiento de malezas (Baligar *et al.*, 2007).

## **2.8. Cultivo de cacao**

El cacao (*Theobroma cacao* L.), es una especie originaria de los bosques tropicales húmedos de América del sur. Sus almendras constituyen el insumo básico para la industria del chocolate, cosmética, farmacéutica y otros derivados. La Amazonía es uno de los centros de mayor variabilidad genética de esta especie, su dispersión ha sido originada por influencia del hombre y animales, por diversos lugares, generando cruzamientos o híbridos espontáneos; así como posibles mutaciones que han creado numerosos fenotipos de cacao comercial que hoy se cultivan (ICT, 2005).

La superficie actual de cacao en el Perú alcanza 54,038 ha (Ministerio de Agricultura – Dirección General de Información Agraria, 2005). No obstante el gran potencial de cacao en los mercados nacionales e internacionales, el panorama cacaotero presenta grandes limitaciones, tales como: el problema de calidad, bajos rendimientos, inapropiada densidad de plantaciones, presencia de enfermedades como “escoba de bruja” (*Moniliophthora perniciosa*), “moniliasis” (*Moniliophthora roreri*), “pudrición parda” (*Phytophthora sp.*) entre otras y recursos genéticos limitados (IICA, 2007).

A esto, se suma la baja capacidad organizacional por parte de los productores, que no permite generar volúmenes de oferta suficiente para satisfacer la demanda de los compradores de cacao internacional. Sin embargo, la producción nacional de cacao en los últimos siete años ha tenido un crecimiento medido, pasando de 21,947 t a 29,950 t (36.46%) a consecuencia del incremento de áreas sembradas. Así mismo, la mejora en la conducción del cultivo ha permitido un mayor rendimiento promedio (554 kg/ha), siendo esto insuficiente, respecto a las expectativas económicas del pequeño productor en la selva de nuestro país (IICA, 2007).

En el departamento de San Martín, en los últimos siete años el cultivo de cacao se ha incrementado en un 581% lo que demuestra que es una opción cada vez más aceptada y que garantiza una agricultura sustentable en esta parte de la amazonia peruana. Actualmente existen aproximadamente 7,905 ha sembradas con rendimientos promedios de 640 kg/ha. Sin embargo, la capacidad de uso mayor de los suelos de la región San Martín, según APODESA y APECO (MINAG, 2004) indican que habrían potencialmente entre 155,000 a 190,000 ha aptas para el cultivo, que de ser cubiertas ubicarían a San Martín como el primer productor de cacao en el Perú y al Perú como el tercer productor a nivel de Latinoamérica (IICO, 2003).

En el Perú, existe gran diversidad de genotipos de cacao provenientes del cruce entre amazónicos, criollos y trinitarios que presentan atributos agronómicos superiores, sin embargo su potencial se ve disminuido por el manejo inadecuado, que puede corregirse mediante las técnicas del manejo integrado del cultivo, una de las técnicas de este paquete es el uso de cultivos de cobertura para proteger el suelo, evitar la erosión y la pérdida de nutrientes contenidos en el suelo (ICT, 2004).

## 2.9. Estudios realizados con cultivos de cobertura

En el catálogo publicado por CIDICCO (2003) sobre abonos verdes y cultivos de cobertura (AVCC) empleados por pequeños productores de los trópicos, se recopiló y documentó diferentes formas en que agricultores, técnicos y científicos están empleando cultivos de cobertura o abonos verdes en países tropicales. El objetivo fue el de explorar y a su vez promover el manejo integrado de nutrientes para mantener la fertilidad y mejorar la productividad de los sistemas agrícolas de miles de pequeños productores ubicados en regiones ecológicamente frágiles. La lectura de los casos muestra que para que un sistema de cultivos de cobertura sea adoptado es necesario que los productores perciban que pueden obtener más de un beneficio de su cultivo; de allí que existe una rica diversidad de innovaciones desarrolladas por los agricultores manipulando y adaptando los sistemas de abonos verdes a sus realidades. Por otra parte, la mayoría de los compiladores de casos en el catálogo, señalan el predominio de una agricultura de subsistencia en laderas; baja utilización de insumos, dependencia en fertilizantes sintéticos para obtener rendimientos satisfactorios y escaso acceso a sistemas de riego y/o contaminación de las fuentes de agua; muchos productores no cuentan con tierras propias ni con créditos agrícolas que amparen la producción. En los casos se menciona con frecuencia los problemas con plagas y enfermedades en los cultivos sumado a una grave pérdida de la capa arable debido a la erosión provocada por un mal manejo del suelo así como problemas de limitada educación, desnutrición infantil y enfermedades. Los agricultores que han adoptado algún tipo de sistema de AVCC es dueño de su tierra, siendo un factor importantísimo para su adopción. Una buena proporción de agricultores alquilan la tierra, y en la mayoría de los casos sucede que no se sienten estimulados para invertir tiempo trabajando en mejoras a la parcela, porque piensan que no tienen motivo para mejorar tierras ajenas ya que deben aprovecharlas para producir alimento para la familia. Después de la cosecha, los dueños de las tierras permiten que el ganado pastoree en los rastrojos del cultivo, disminuyendo así la cantidad de biomasa que se recicla en el suelo y provocando compactación. En América Latina la tenencia de tierra es clara; la mayoría de agricultores que han adoptado los sistemas son dueños de sus tierras. En cuanto a la contribución ambiental, todos los sistemas de AVCC descritos mencionan su aporte importante a la conservación y disminución del daño al ambiente así como su importancia para recuperar la fertilidad de los suelos, la productividad de los cultivos, conservar las fuentes de

agua, mantener el germoplasma de especies nativas y promover la diversidad de las especies vegetales y que conviven en estos ecosistemas: reducir la erosión creando un efecto estabilizador para la función natural del ciclo del agua y para mantener los niveles básicos de los micro elementos dentro del suelo. Los casos hacen relación al hecho que el empleo de AVCC contribuye a estabilizar las poblaciones en una zona agrícola, reduciendo la agricultura migratoria. Esto tiene un impacto positivo en el restablecimiento natural de los bosques, si bien con vegetación secundaria, estas áreas pueden forestarse con maderables de más alto valor económico.

Sobre los arreglos temporales y espaciales empleados se observa que la forma en que se asocian los cultivos principales y los AVCC están muy relacionados con las condiciones y forma de vida de los agricultores. Los AVCC se utilizan en diversos arreglos: relevos, rotaciones, barbecho, cultivos bajo sombra, cultivos permanentes, manejo selectivo de malezas, etc.

En su gran mayoría, los casos reportan el uso de AVCC entre pequeños agricultores. Las razones por las cuales hay adopción de los sistemas es porque los abonos verdes y cultivos de cobertura tienen muchos propósitos: se produce semilla comestible tanto para humanos como animales, generan ingresos, reducen los costos de producción, hay un buen control de malezas, control de erosión, mejoran los suelos, conservan la humedad, y contribuyen a disminuir la contaminación de las fuentes de agua. En la mayoría de los casos la adopción se da por parte de pequeños agricultores, esto es debido al esfuerzo y promoción que las instituciones de investigación y gobiernos hacen para difundir y adoptar sistemas como alternativa para el mejoramiento de suelos, alimento y obtención de ingresos.

Por el momento, los sistemas de AVCC adoptados por grandes agricultores son aquellos que incorporan cultivos de alto valor de mercado como la producción de café, de cultivos de exportación y plantaciones perennes. Las causas de esta adopción son principalmente: disminución de los costos de producción por reducción de mano de obra empleada en el control de malezas, retención de humedad en época seca manteniendo húmedas las raíces permitiendo mejor absorción de nutrientes y agua, control de erosión y/o control de sombra en plantaciones de café. Otra razón por la que los agricultores usan los sistemas de AVCC asociado a la

producción de leche es para mejorar la disponibilidad de proteínas lo que les permite mejorar los rendimientos. El ganado, por su parte, proporciona abono por medio del estiércol que depositan en las parcelas logrando un reciclaje efectivo de nutrientes. Debido a la diversidad de formas y especies que se pueden utilizar, el uso de AVCC ha ido incrementándose permitiendo adaptar innovaciones y descubrir los usos de nuevas especies. Por otra parte, las razones más comúnmente señaladas para que haya disminuido el uso de uno o más sistemas han sido los bajos rendimientos y la escasez de semilla. La situación de la disponibilidad de semillas es incierta porque muchos casos reportados no respondieron a esta pregunta.

Dentro de los aspectos de investigación hay una infinidad de temas interesantes que los agricultores e investigadores demandan saber. Algunos de ellos son: producción de semillas de AVCC, información técnica de variedades de AVCC, efecto de los AVCC sobre la producción de cultivos perennes, análisis y evidencia técnica de mejoramiento de suelos con el uso de los AVCC, tipos de asocio que permitan el control de plagas y enfermedades del suelo, efectos de la densidad y arreglo de los AVCC sobre los cultivos con que se asocian, cualidades alimenticias de los AVCC y desarrollo de variedades locales.

Las conclusiones del documento de CIDICCO (2003) fueron las siguientes:

- Las especies de AVCC son versátiles producen biomasa, forraje, alimento, ingresos económicos, madera y semilla. Se disminuyen los costos de control de malezas y reduce el uso de insumos externos como fertilizantes y herbicidas. Estas ventajas anteceden a las razones meramente agronómicas (mejoramiento del suelo).
- Al usar por varios años un sistema de producción con AVCC se puede diferenciar bien los cambios en la estructura y la cantidad de materia orgánica que se encuentra y se traduce a mejores rendimientos. Estos sistemas son ambientalmente sostenibles y humanamente necesarios.
- Muchos de los casos no contaban con información acerca de quién respondía las preguntas sobre: rendimientos, calendario de lluvias, personas involucradas en las labores agrícolas, uso y adopción, así como del ambiente humano y ambiente físico de la región.

- De igual forma, en muchos de los casos falta información sobre el número de personas utilizando el sistema y la descripción del sistema se queda pobre y limitada para poder sacar conclusiones generales sobre los casos.
- Falta de datos agronómicos, producción de biomasa y beneficios económicos debido a que no han sido documentados apropiadamente. Esta deficiencia es más evidente en los sistemas tradicionales que son usados por una gran cantidad de agricultores.
- El rol de los géneros en los sistemas no es claro. En muchos casos no se describen las labores y no se define cuáles miembros de la familia participan en la producción agrícola ni el papel de la mujer.

## **2.10. Experiencias locales con cultivos de cobertura**

En la Región Amazónica, existen muchas plantaciones de pijuayo (*Bactris gasipaes*) que son manejadas por el agricultor sin una cobertura o pastura adecuada, pero con exceso de carga animal. Esto determina que el suelo se degrade, causando la muerte de las raíces por el pisoteo de los animales, así como la reducción significativa de la producción de frutos. En investigaciones preliminares se encontró que en la asociación de pijuayo con el centrosema (*Centrosema macrocarpum*) y el manejo de animales con rotación de potreros ofrecía una alternativa en los trópicos húmedos del Perú. Sin embargo, la productividad del sistema estuvo afectada probablemente por el déficit de nutrientes en el suelo, sobre todo del P. Una de las ventajas que presentan las leguminosas como centrosema es su establecimiento como cobertura en áreas degradadas. Una de las formas de acelerar su establecimiento y mejorar su calidad para su uso como forraje es mediante la aplicación de P al suelo. En ese sentido, Alegre *et. al.*, (2003), evaluaron el efecto del fósforo en el establecimiento de *Centrosema macrocarpum* en una plantación de pijuayo (*Bactris gasipaes*), en el Centro de Investigación Yurimaguas (IIAP), a una elevación de 184 msnm, el clima es húmedo tropical, con una temperatura promedio de 26°C, con una precipitación promedio anual de 2200 mm. Se utilizaron niveles crecientes de fósforo a razón de 0, 20, 40 y 80 kg ha<sup>-1</sup> lográndose los siguientes resultados: con una aplicación de 20 kg de P ha<sup>-1</sup>, a los 120 días después de la siembra (DDS) se logra el porcentaje de cobertura al 100%. Por otro lado, la producción de materia seca fue mayor con la aplicación de 20 kg de P ha<sup>-1</sup> que llega a 3.95 t ha<sup>-1</sup>, a los 150 días DDS, en comparación con la aplicación de

80 kg de P ha<sup>-1</sup>, que alcanza el 100% de cobertura a los 150 DDS y la producción materia seca de 3.90 t ha<sup>-1</sup>. A los 150 DDS, ambos tratamientos tuvieron una producción mayor de materia seca (1.05 y 1.0 t ha<sup>-1</sup>) con respecto al tratamiento control, respectivamente. Por otro lado, hubo un incremento en la producción de materia seca, por efecto fisiológico en el crecimiento del centrosema entre 120 y 150 DDS. Este incremento fue de 184, 198, 203 y 241% para las dosis de 0, 20, 40 y 80 Kg de P ha<sup>-1</sup>, respectivamente, confirmándose el efecto que tiene el P, sobre el crecimiento del centrosema, concluyendo que la adición de P como roca fosfórica, incrementó su concentración tanto en el suelo como en los tejidos del *Centrosema macrocarpum* así como también en los tejidos del pijuayo.

En el (ICT) se realizó un experimento en la Estación Experimental “El Choclino”, San Martín, para evaluar el establecimiento y desarrollo de cinco cultivos de cobertura y una plantación de cacao, bajo condiciones de suelos ácidos. La siembra de los cultivos de cobertura se realizó el 23 de noviembre y 08 de diciembre del 2004 utilizando distanciamientos de 0.50 x 0.50 m para todas las coberturas en estudio. Los tratamientos fueron: *Arachis pintoi*, *Commelina* sp., *Callisia repens*, *Canavalia ensiformis*, *Centrocema macrocarpum* y una plantación de cacao en producción. El tamaño de la parcela fue de 10 x 48 m. Las variables evaluadas fueron: biomasa total (aérea y radicular), biomasa radicular a 0 – 10 cm y aporte potencial de nutrientes (kg ha<sup>-1</sup>) determinados a través de los análisis foliares de las muestras de biomasa. A fin de determinar la cantidad de biomasa aportada por el cultivo de cacao, se seleccionaron 03 plantaciones de cacao en plena producción. Dentro de los resultados se observa que la acumulación de biomasa en una plantación de cacao en plena producción llega a 13.03 t ha<sup>-1</sup>, superando significativamente el aporte de las coberturas en estudio, cuyos aportes fueron: *Centrosema macrocarpum*, 9.76 t ha<sup>-1</sup>, *Arachis pintoi*, 5.89 t ha<sup>-1</sup>, *Callisia repens* 5.73 t ha<sup>-1</sup>, y *Canavalia ensiformis* 5.32 t ha<sup>-1</sup>. Las cantidades potenciales de macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg y S) a aportarse a través de cinco coberturas de suelos y los rastrojos de una plantación de cacao en producción son muy diversos, es así que *Centrocema macrocarpum* es el cultivo que aporta más nutrientes en comparación con las demás coberturas, pero que no difiere del aporte de los rastrojos de la plantación de cacao. Los mayores aportes de biomasa y de nutrientes a través de algunas coberturas, aunados a la tasa de mineralización, constituyen características favorables cuando se pretende mejorar o poner a disposición de las plantas, nutrientes que se aprovechen



rápida. Domínguez *et al.* (1994), indicaron que el potencial benéfico de las coberturas no sólo repercutirá como una práctica cultural que ayude al manejo de las malezas en zonas tropicales húmedas, sino que aportará grandemente a la protección física del suelo y a la mejora o sostenibilidad de sus características biológicas. Del mismo modo, Heal *et al.* (1997) y Drinkwater *et al.* (1998) mencionan que la agricultura con cobertura viva o muerta es una práctica concreta del manejo del suelo que permite al mismo tiempo el cubrimiento del suelo con plantas que dan protección contra la erosión y que proveen además residuos de biomasa para aumentar la materia orgánica. Existen una gran variedad de plantas que pueden ser usadas como cobertura del suelo y la calidad de los residuos de las plantas también es un factor importante.

A pesar de la adaptación de la leguminosa *C. macrocarpum* a condiciones de Pucallpa, no se dispone aún de una tecnología recomendable en cuanto a tasas de siembra y fertilización con P para un crecimiento inicial satisfactorio. Este estudio fue conducido para determinar la tasa óptima de siembra y el nivel de fertilización con P más adecuado para el establecimiento de *C. macrocarpum* como cultivo de cobertura o como forrajera. Tres tasas de siembra (5, 10 y 15 kg ha<sup>-1</sup> de semilla) y tres niveles de fertilización a la siembra (0, 20, y 40 kg ha<sup>-1</sup> de P) fueron ensayados de diciembre de 1997 a abril de 1998 en un diseño de Bloques Completos al Azar con arreglo de Parcelas Divididas sobre un suelo Ultisol ácido e infértil de la Estación IVITA-Pucallpa. Las variables de respuesta evaluadas fueron número de plántulas y cobertura de *C. macrocarpum* a las 4, 12 y 20 semanas y biomasa seca a las 12 y 20 semanas. La tasa de siembra incrementó significativamente el número de plántulas, pero no hubo diferencias entre las diferentes semanas de evaluación después de la siembra. La fertilización con P no afectó esta variable de respuesta. Tanto la cobertura como la biomasa seca fueron incrementadas significativamente por la tasa de siembra y por la fertilización con P, actuando estas dos variables en forma separada como interactivamente. El análisis de la respuesta en cobertura y biomasa seca, a las 20 semanas después de la siembra y el efecto combinado de tasas de siembra y fertilización sugiere que pueden obtenerse coberturas de *C. macrocarpum* superiores a 80% con 5 kg ha<sup>-1</sup> de semilla y 20 kg ha<sup>-1</sup> de P. Si la respuesta de interés es rendimiento de biomasa, las dosis más altas de fertilización (40 kg ha<sup>-1</sup>) y una tasa de siembra de 10 kg ha<sup>-1</sup> de semilla parecen ser las más recomendables (Reyes y Ara, 1999).

La tecnología de establecimiento de pasturas en Ucayali no ha sido adecuadamente transferida, debido en parte a la ausencia de ensayos demostrativos de tamaño comercial. Con el objetivo de demostrar el potencial de la siembra mecanizada y la necesidad de la fertilización con P y el control de malezas, se estimó el efecto de los tratamientos (A) establecimiento mecanizado convencional, (B) establecimiento mecanizado más fertilización con P y (C) establecimiento mecanizado más fertilización con P y control de malezas con glifosato, sobre la velocidad de emergencia de las plántulas, crecimiento en altura y cobertura y acumulación de biomasa seca de una pastura asociada de *Brachiaria brizantha* con *Centrosema macrocarpum* a escala comercial. Contrariamente a lo esperado, los efectos de la fertilización con P y la aplicación de herbicida sobre la emergencia, el crecimiento y la acumulación de biomasa no fueron significativos; incluso, en algunos casos, el tratamiento (C) fue marginalmente inferior a los otros dos. La emergencia (plantas/m<sup>2</sup>) fue notablemente pobre para todos los tratamientos, condición atribuible a la baja calidad de la semilla, al acarreo por insectos o a la pérdida por escorrentía. A pesar de la pobre emergencia, la acumulación de biomasa por *B. brizantha* - *C. macrocarpum* en 189 días alcanzó a representar el 30% de la vegetación total (Reyes *et al.*, 2004).

Se evaluó el efecto de barbechos con árboles leguminosos y con coberturas vivas sobre el control de malezas, la producción de biomasa y el rendimiento de cultivos anuales en la Provincia de Alto Amazonas, distrito de Yurimaguas (Loreto, Perú). También fueron comparados desde el punto de vista económico. Los tratamientos evaluados fueron: 1) barbecho natural; 2) *Inga edulis* (Inga) plantado a 1.5 x 1.5 m; 3) Inga asociado con *Centrosema macrocarpum* (centrosema); 4) *Colubrina glandulosa* (colubrina) plantado a 3 x 3 m; 5) colubrina asociado con centrosema y 6) centrosema sola. Colubrina (3 m/año) e Inga (2.2 m/año) crecieron mucho más rápido que los árboles en el barbecho natural (promedio 1.3 m/año) y acumularon mayor cantidad de biomasa durante los tres años de barbecho. La incorporación de la cobertura de centrosema dentro de los barbechos con árboles aumentó la biomasa total de los barbechos y redujo las malezas. Durante los tres años del ensayo, los barbechos de Inga produjeron leña (34.5 t ha<sup>-1</sup>) y frutos (33000 frutos/ha), mientras que con colubrina se produjeron 1111 fustes/ha que se utiliza para madera de construcción de techos o cercos. El aumento en el valor de los productos de los árboles en los barbechos mejorados los hicieron más rentables para

el agricultor; los barbechos naturales solo produjeron madera suave (< 2.5 cm dap) utilizada como leña. Los rendimientos de maíz (*Zea mays*) aumentaron después de un barbecho de colubrina combinada con centrosema y de Caupi (*Vigna unguiculata*) después de un barbecho de centrosema (Alegre *et al.*, 2000).

La producción agrícola en los “bajiales” del río Marañón en la Amazonía Peruana, vecinos a la zona de amortiguamiento de la Reserva Nacional Pacaya Samiria, Loreto, se encuentra en grave crisis. Aunque los suelos inundables son fértiles, los precios para los productos han bajado fuertemente. Las estrategias para mejorar la producción del campesinado en las zonas inundables tienen que enfocarse en la reducción de la necesidad de mano de obra y el incremento de la producción, sin costos adicionales y sin hacer daño a la mega-biodiversidad de la selva baja y su ecosistema correspondiente. Es así que el uso de la cobertura y el abono verde de la mucuna (*Mucuna pruriens*) puede dar un nuevo impulso a la producción de maíz en esta zona. Se hicieron varios experimentos con campesinos en los alrededores de la localidad de Nauta, para así determinar si el sistema de cobertura y abono verde con mucuna se podría aplicar en Loreto. En varias chacras se sembró la mucuna después del rozo y tumba de la vegetación existente. En las zonas no-inundables “la altura”, la mucuna no tuvo el crecimiento esperado debido a la baja fertilidad del suelo, la abundante infestación de hormigas “curuhinse” (*Atta cephalotes*), y por el ganado que invade la chacra. Pero en las zonas inundables (“los bajiales”), la mucuna respondió muy bien y la cobertura cubrió agresivamente la parcela dos meses después de la siembra. La mucuna se sembró al voleo en un terreno rozado sin quemar. Después de cuatro meses de sembrado se rozó la mucuna y luego el sembró de maíz, para cosecharlo cuatro meses después. Todos los experimentos se realizaron en chacras de productores con la participación de ellos, para ver si el nuevo sistema corresponde con la realidad del productor local. Después de un primer experimento se comprobó que la mucuna tiene la capacidad de reducir las malezas de manera excelente. Si la mucuna crece durante cuatro meses, las hojas grandes y vigorosas no permiten que otras plantas broten, y de esta manera la cobertura mantiene la parcela limpia de malezas. El maíz se siembra dentro de la hojarasca de la mucuna rozada, y germina dentro de esta capa de materia orgánica. Sembrándolo de esta manera, no fue necesario labrar la chacra durante todo el período del cultivo del maíz, lo que significa un ahorro de 20 a 25 jornales por hectárea. Esto, junto a la reducción de 14 jornales de días laborables por no quemar, representa

un ahorro del 25% de la necesidad total de mano de obra. La mucuna puede fijar entre 200 kg y 350 kg de nitrógeno por hectárea por año, lo que resulta en un incremento notable del potencial productivo del suelo y de la producción del maíz. En el experimento realizado en Nauta, la producción aumentó de manera considerable (pasando de 1,000 kg por hectárea a 2,200 kg por hectárea), doblando los rendimientos que se obtienen generalmente en las zonas inundables del río Marañón. Los resultados son promisorios: la producción aumentó sin mayores costos, y la necesidad de mano de obra disminuyó. Esto quiere decir que usando la mucuna en la producción de maíz en los bajiales, la rentabilidad mejora y el campesino amazónico puede aumentar sus ingresos y así mejorar su economía familiar. Considerando estos resultados, es necesario que los organismos no gubernamentales y las instituciones del Estado que trabajan en el desarrollo del agro en la Selva tomen en cuenta el potencial que tiene la mucuna como cobertura y abono verde, e incluyan la promoción de esta tecnología en sus actividades (Reinders, 2004).

## **2.11. Alcances sobre los cultivos de cobertura usados en este estudio**

### **a. *Arachis pintoi* Krapov. & W.C. Greg**

*Arachis pintoi* es una especie que resiste bien la sombra y es relativamente tolerante al déficit hídrico. Se adapta bien a suelos ácidos con alta saturación de hierro, aluminio y de mediana fertilidad. Se desarrolla bien a altitudes de 1400 m, suelos con pH: 4.5 a 7.2 son óptimos para esta especie, crece bien en zonas donde la precipitación varía entre 1000 a 2000 mm y rangos de temperatura de 22 a 20°C. Puede usarse como cultivo de cobertura, evitando erosión dentro de cultivos perennes (Fisher y Cruz, 1995). Presenta floración indeterminada y continua, las inflorescencias son axilares y en espigas. La semilla se produce en los clavos que tienen de 1 a 27 cm de longitud y penetran el suelo oblicuamente, la mayoría hasta una profundidad menor de 7 cm; generalmente se produce una sola vaina con una semilla. Aproximadamente el 90% de las semillas de esta leguminosa se encuentran en los primeros 10 cm del perfil del suelo, independientemente de la textura, la edad del cultivo y el rendimiento de semillas. Los mejores rendimientos de semilla se obtienen cuando el cultivo se establece por semillas. Los rendimientos son menores cuando se utiliza material vegetativo (Ferguson, 1995).

## **b. *Calopogonium mucunoides* (L.)**

*C. mucunoides* es nativo de América tropical y el oeste de la India. Fue introducido a África tropical y Asia en los inicios de 1900s y a Australia en los 1930s. Es una leguminosa de gran valor como cobertura para proteger al suelo de la erosión, fijación atmosférica de nitrógeno, reduce la temperatura del suelo, mejora la fertilidad del suelo y controla el crecimiento de malezas. Es un cultivo de cobertura muy importante para plantaciones de caucho y palma aceitera y también se usa como forraje. Es un cultivo de climas tropicales y crece bien en zonas donde la precipitación excede los 1250 mm. Es moderadamente tolerante a la sequía pero prolongados periodos secos puede reducir significativamente el rendimiento. Puede crecer en un amplio rango de suelos que varían de areno-limosos a arcillosos, tolera la acidez del suelo y crece en rangos de pH: 4.5 a 5.0, es una especie pobremente adaptada a la sombra y su crecimiento se ve reducido significativamente a bajas intensidades lumínicas.

Aunque esta especie es tolerante a suelos ácidos, el uso de enmiendas dolomíticas mejora su crecimiento en suelos Oxisoles y Ultisoles. Si las semillas son inoculadas con un apropiado strain de rhizobium, puede fijar suficiente nitrógeno atmosférico para asegurar su crecimiento y dejar cantidades sustanciales de nitrógeno en el suelo para los cultivos sucesiónales, la aplicación de P generalmente mejora el crecimiento de este cultivo en suelos ácidos. Análisis químicos de los tejidos de la planta muestran 38 g kg<sup>-1</sup> N, 2.4 g kg<sup>-1</sup> P, 20 g kg<sup>-1</sup> K, 10 g kg<sup>-1</sup> Ca y 2.5 g kg<sup>-1</sup> Mg. Se reporta que el peso de 1000 semillas es de 13 a 15 g.

Es la leguminosa más común entre los productores y semillistas en Brasil, siendo actualmente la de mayor comercialización entre las especies de leguminosas forrajeras tropicales. En nuestro medio es un cultivo que se está empezando a utilizar en sistemas agrícolas con cacao principalmente. Es necesario señalar que esta especie, a pesar de ser considerada por varios investigadores como una leguminosa de ciclo perenne, su comportamiento agronómico es semejante al de una leguminosa de ciclo anual o bianual, dependiendo de las condiciones climáticas predominantes en cada estación. Para el éxito de su establecimiento, es necesario, primero, realizar la siembra al inicio del periodo lluvioso y, segundo, permitir que cada año o

cada dos años el cultivo florezca y fructifique. La resiembra natural de esta especie es fácil y eficiente (Pizarro *et al.*, 2000)

**c. *Callisia repens* (Jacq.) L.**

*Callisia repens* es originaria de América Central y del Sur, es una planta herbácea perenne de largos tallos menudos, primero erguidos o rastreros y luego colgantes cuando alcanzan unos 20 cm. de largo. Tiende a perder sus hojas a los 2 ó 3 años, por lo que se recomienda renovar la planta esquejando los tallos. Esta especie no tolera la luz directa, por eso es necesario sembrarla bajo sombra, requiere riegos regulares, para alcanzar su completo desarrollo, el trasplante se realiza de preferencia con el inicio de las lluvias, para un mejor prendimiento, su multiplicación es muy fácil por esquejes de fragmentos de tallos.

**d. *Canavalia ensiformis* (L.)**

*C. ensiformis* es nativo de América Central y ahora ha sido ampliamente distribuido por todo el trópico. Es usado como abono verde, cultivo de cobertura, forraje para animales y las vainas verdes y semillas inmaduras son usadas como vegetales principalmente en Asia tropical. Las semillas inmaduras contienen cerca de 7% de proteínas y 13% de carbohidratos. Sin embargo, las semillas maduras contienen cerca de 22% de proteínas. Esta especie crece en un amplio rango de condiciones climáticas y de suelos, desarrolla en zonas donde la temperatura media anual es de 14 a 30°C, y precipitaciones tan altas como 4200 mm y tan bajas como 700 mm. Una vez establecida la cobertura, la profundidad del sistema radicular permite a la planta sobrevivir a condiciones de sequía, requiere alta intensidad lumínica para su crecimiento aunque puede crecer bajo sombra. Es una leguminosa anual. Su utilización como cultivo de cobertura está tomando mayor importancia en una variedad de sistemas agrícolas en donde se aprovecha como abono verde o cultivo de cobertura durante temporadas de sequía. Hasta ahora la mayor cantidad de experiencias en Honduras se están llevando con plantaciones de café. Han habido muchos agricultores y organizaciones de desarrollo que están llevando a cabo ensayos para ver los resultados de intercalar canavalia con café, pero no se cuenta todavía con datos concretos sobre estos trabajos (Alemán y Flores, 1993).

En literatura del Cenicafé de Colombia se encontró que una de las ventajas de la utilización de canavalia como cultivo de cobertura en café ha sido el control de malezas donde las limpiezas se redujeron a cuatro comparado con seis limpiezas en monocultivo. Algunos estudios muestran que la canavalia contribuye hasta 231 kg de nitrógeno al suelo, superando a otras leguminosas como mucuna y pueraria.

#### **e. *Centrosema macrocarpum* (Benth)**

*C. macrocarpum* es una especie que se reporta como originaria de América Central y del Sur. Es una de las leguminosas que está ampliamente distribuida en los trópicos húmedos. Se utiliza como cultivo de cobertura en plantaciones de caucho y palma aceitera y también como forraje. Esta especie crece en el trópico húmedo hasta los 1650 m de altitud, con una precipitación anual que varía desde 1000 a 2000 mm, para su óptimo crecimiento requiere rangos de temperatura que oscilan entre 20 a 30°C, se desarrolla bien en un amplio rango de suelos que van desde franco arenosos a arcillosos, crece en suelos de mediana fertilidad, es tolerante a la acidez y alta saturación de aluminio, rangos de pH: 4.5 a 8.0, la fijación de nitrógeno atmosférico es adversamente afectado por toxicidad de Al y Mn. Aplicaciones de P y K en suelos con baja disponibilidad de estos nutrientes puede mejorar el desarrollo y rendimiento de este cultivo.

Es una leguminosa muy utilizada en diversos sistemas agrícolas, como cultivo de cobertura o como forraje, se ha utilizado con palma aceitera en Palmas del Espino, Tocache; en pijuayo en Yurimaguas, en asociaciones con otros pastos en Pucallpa, logrando buenos resultados en cada sistema que es utilizado, principalmente reduciendo la población de malezas en estos sistemas y contribuyendo con el nitrógeno al suelo.

### **2.12. Alcances de la investigación a la población de interés**

El equipo de investigación del ICT como generador de las fuentes de información tecnológicas primarias, constituye el inicio del cambio en la conducta para la adopción o adaptación por parte del agricultor, que incluye el énfasis en la selección, organización y

priorización del contenido de los mensajes tecnológicos a ser transmitidos o difundidos a la población de interés.

La población de interés se caracteriza por tener serias limitaciones de recursos, son reacios a asumir riesgos en cultivos lícitos y utilizan recursos mínimos de dinero en efectivo y frecuentemente su economía es de subsistencia, no todos los productores son iguales, sin embargo difieren en gran medida aún dentro de su zona por factores como: características socio-económicas, percepción del riesgo, limitaciones de recursos, actitudes hacia el cambio, gestión de su predio, disposición para aceptar nuevas tecnologías, fuentes de información que consideran creíbles, calidad de las tierras que conducen y situación legal de sus tierras.

La experiencia actual en las áreas cacaoteras ha demostrado que la transferencia y extensión tecnológica puede ser personalizada, segmentada y dirigida a grupos o segmentos de agricultores y alcanzar a importantes sub grupos con información persuasiva y relevante. La estrategia se basa en un plan de extensión y transferencia, hacia perspectivas de impulso de gestión productiva y comercial insertando a la población de interés en una economía lícita rentable y sostenible.

Estas estrategias han sido organizadas e implementadas para enfrentar los problemas de baja productividad de cacao de forma sostenible, estableciendo la articulación de los principales componentes del escenario agrícola: investigación, extensión y población objetivo. Cada uno de éstos a su vez se apoya en diversas actividades que van consolidando el objetivo principal, esta estrategia contempla la intervención en el desarrollo de tres ejes fundamentales que interactúan perfectamente, de manera que facilite el proceso de adopción o adaptación de tecnologías, permitiendo incrementar los niveles de producción y productividad del cacao como actividad lícita en el área de acción.

Partiendo de las necesidades de la población de interés, se identifica la línea de base mediante grupos focales de diagnóstico, las fuentes de innovación desarrollan tecnologías que son transferidas constantemente al cuerpo de extensión, éste a su vez las difunde a la población de interés observando la adopción o adaptación, la interacción de los componentes es de doble vía, estableciendo funciones de retroalimentación que pueden ser corregidas en el proceso.



En la Figura 2, se muestra los tres ejes fundamentales de desarrollo que interactúan perfectamente: población de interés (fuente constante de necesidades sociales, tecnológicas, etc.), equipo de investigación y de generación de tecnología propia (fuente de generación, adaptación y desarrollo de tecnología) y cuerpo de extensión (fuente de enlaces, tecnología, extensionistas, promotores, etc.). El objetivo de este esquema es prioritariamente hacer competitivo tecnológicamente al productor para luego fortalecer también la competitividad del producto.



**Figura 2.** Elementos de la estrategia de desarrollo del ICT

El siguiente paso en este proceso es comenzar a trabajar con una red de agricultores innovadores dedicados al cultivo de cacao a lo largo de la cuenca del Huallaga y entender que el uso de estos cultivos está sujeto a diversas restricciones y demandas, que no solo están vinculadas a la especie, sino también a las particulares condiciones agrícolas de cada zona. Debido a la diversidad de ecosistemas presentes en la Amazonía, es necesario experimentar con cultivos de cobertura en diferentes zonas ecológicas, tratando de probar sus beneficios sobre el suelo y sus efectos positivos sobre los cultivos principales en estas zonas. Trabajar en diferentes ecosistemas generará experiencias e información que podrán adaptarse luego en otras regiones.

Entonces, para lograr este proceso de transferencia de tecnología o difusión de la innovación y la consecuente adopción de los cultivos de cobertura por parte de los agricultores e incluir estos cultivos en los sistemas agrícolas, se propone abordar la teoría de Rogers (1995), quien menciona que la difusión es el proceso por el cual una innovación es comunicada a través de ciertos canales en el tiempo y entre los miembros de un sistema social. La difusión es un tipo especial de comunicación comprometido con la distribución de mensajes que son percibidas como nuevas ideas. La comunicación es el proceso en el cual los participantes crean y comparten información uno al otro de acuerdo al alcance de su mutuo entendimiento. La difusión tiene una especial connotación por las novedades que la idea contiene en el mensaje. Los principales elementos en la difusión de nuevas ideas son: la innovación, la comunicación a través de ciertos canales, el tiempo y los miembros de un sistema social. Una innovación es una idea práctica u objeto percibido como nuevo por un individuo u otra unidad de adopción.

Señala también que el proceso de innovación es un proceso que consiste en cinco etapas o estados y basándonos en ello, se detallan en relación a los cultivos de cobertura: 1) conocimiento, en esta etapa se da a conocer la existencia de una innovación a los agricultores y se obtiene una comprensión inicial sobre los cultivos de cobertura; 2) persuasión, los agricultores se van formando una actitud favorable o desfavorable hacia la innovación, buscando y accediendo a la información y evaluando las posibles ventajas y desventajas de los cultivos de cobertura; 3) decisión, proceso que resulta en escoger adoptar o rechazar la innovación, generalmente se prueba la innovación en pequeña escala, se observa resultados de los que adoptaron primero en parcelas demostrativas; 4) implementación, los agricultores ponen a prueba la innovación, se incluyen los cultivos de cobertura en las fincas cacaoteras y se logra resultados favorables, se generan varias interrogantes que se deben resolver eficientemente; y 5) confirmación, los agricultores buscan reforzar su decisión de adoptar o rechazar la innovación.

Por su parte Engel (1997), considera que la innovación agrícola es un proceso social complejo y no una transferencia o difusión de tecnologías, conocimientos o ideas. Una proposición esencial menciona al “enredamiento” o creación y mantenimiento de las relaciones con los actores sociales relevantes. Para comprender plenamente la innovación, un concepto estático y unidimensional del conocimiento no resulta útil; por el contrario, la innovación es un fenómeno

que surge de la interacción al interior de las prácticas sociales y entre ellas. También hace referencia a las coordinaciones, liderazgo y poder, enfatizando que la innovación no es un proceso planificado; por el contrario, se guía por sí mismo, es un proceso social, interactivo y difuso de indagación interactiva en el que toman parte los actores sociales, quienes se organizan para mejorar sus prácticas: el enredamiento, dando importancia al liderazgo institucional, el consenso estratégico y las articulaciones de recursos. La organización, la calidad de la interacción y el modelo mental determinan el curso y la calidad de la innovación. La institucionalización de modelos de organización inadecuados puede dificultar seriamente la innovación agrícola.

Tomando en cuenta el párrafo anterior, se propone una formación de la red (enredamiento) de todos los actores relevantes en la innovación:

**Asociación de agricultores:** Agricultores y Asociación Peruana de Productores de Cacao (APPCACAO).

**Organismos de Apoyo Públicos y Privados:** Ministerio de Agricultura, SENASA, INIEA, Gobierno Regional de San Martín, Municipalidad Provincial de San Martín, Universidad Nacional de San Martín, Gobiernos locales, Instituto de Cultivos Tropicales.

**Cooperativas:** ACOPAGRO, Naranjillo,

**Programas Nacionales:** Programa de Desarrollo Alternativo (PDA), Comisión Nacional para el Desarrollo y Vida sin Drogas (DEVIDA).

**Acopiadores y comercializadores:** Romero trading SA, APROCAV, INDACO, Agroindustrias Mayo, Machu Picchu Coffee Trading SAC, ACATPA, NEGUSA CORP. SA. y otros intermediarios.

Entonces, con el desarrollo de las relaciones interinstitucionales se concreta un claro ejemplo de enredamiento, red que trabaje en conjunto sumando esfuerzos y capacidades para lograr un sistema de producción sostenible de cacao y que genere fuentes de trabajo permanente y además dinamice la economía de la región. Dentro de los aspectos de organización y gerencia, los agricultores son los principales actores de la alianza y los beneficiarios directos.

Dentro de este proceso, se espera tener los siguientes logros: la inclusión de los cultivos de cobertura como parte de los sistemas de cultivo de cacao en diferentes zonas agroecológicas, que los agricultores perciban la eficacia (ventaja relativa) que presentan los cultivos de cobertura en sus fincas, que los agricultores descubran la compatibilidad de la información sobre los cultivos de cobertura con el conocimiento previo que ellos tenían acerca de estos cultivos, que los cultivos de cobertura sean percibidos como una innovación de relativa facilidad de entender y manejar, además, que ayuda a enfrentar varios problemas en la finca, que los resultados benéficos de las coberturas sean visibles para todos los agricultores y que entiendan que no se necesita mayor disponibilidad de recursos económicos para su adopción. Se menciona también, que la adopción de los cultivos de cobertura está enmarcado dentro de los objetivos del agricultor y su familia, porque ellos dependen de la actividad agrícola, entonces tienen mayor interés para innovar en esta actividad si se perciben ventajas claras, las mismas que son: contribuyen a evitar la erosión del suelo, reducen los costos de producción, mejoran las propiedades físicas y químicas del suelo, incrementan la actividad biológica del suelo, suprimen el crecimiento de malezas, disminuyen la necesidad de mano de obra, reducen y en algunos casos eliminan el uso de fertilizantes sintéticos y de herbicidas, incrementan el potencial productivo del suelo, de preferencia, no deben competir en términos de trabajo y tiempo con los cultivos comerciales o de subsistencia, otro aspecto fundamental e importante es comparar ambos sistemas en términos económicos y así mejorar la rentabilidad de los cultivos de interés económico.

Bajo estos enfoques, se puede facilitar los diferentes pasos del proceso de adopción de tecnología y así apoyar a muchos agricultores que se interesan y se ocupan en construir sistemas más productivos y sostenibles con base en mejores técnicas no solo para el manejo del suelo y en la generación *in situ* de materia orgánica para incrementar el potencial productivo del suelo sino producir otros beneficios, y de esta manera mejorar la productividad y rentabilidad de la finca, aumentar sus ingresos económicos, mejorar su nivel de vida y el de su familia.

Para detallar mejor estas ventajas, se toma un ejemplo de los resultados obtenidos por don Ramón Alcívar y su familia. Él es uno de los agricultores experimentadores de EcoAmbuquí, una organización de agricultores. Su granja está en un valle conocido como Chota el distrito de Ambuquí – Ecuador, a una altitud de 1500 a 2000 msnm. Hace dos años don Ramón comenzó a

experimentar con los cultivos de cobertura, sembró seis tipos diferentes de frijol entre sus árboles de mango. Los cultivos de cobertura crecieron bien. Fue necesario quitar la mala hierba del campo una sola vez después de la siembra. Al mismo tiempo, sin embargo, apareció el primer problema: don Ramón y su familia comenzaron a entrar en pánico cuando vieron cómo los frijoles subían por los crecientes árboles de mango: “¿Sofocarán los frijoles a los mangos?”. La solución fue controlar la manera en que crecían las enredaderas, cortándolas con tijeras. No hubo más dificultades y don Ramón continuó con sus cultivos. Ahora, luego de dos temporadas, afirma:

*“Los cultivos de cobertura son maravillosos. Solo necesito sembrarlos una sola vez. Lo primero que notas es que las malas hierbas dejan de aparecer, así que no tengo que gastar dinero en deshierbar, luego me di cuenta que estos frijoles producen un montón de semillas. Coseché muchos frijoles que compartí con mis vecinos y también con otros miembros de EcoAmbuquí. Mantuve parte de los cultivos de cobertura sobre la tierra y continúan creciendo por su cuenta, así que no necesito volver a sembrar. Ahora tengo un cojín de veinte centímetros de materia orgánica y un montón de lombrices y animales del suelo, todos los cuales descomponen la materia orgánica. Lo más increíble es que el suelo se mantiene húmedo por más tiempo, de manera que la frecuencia de riego también ha cambiado. ¡Ahora no necesito regar mi campo todas las semanas, sino cada tres a cuatro semanas!”*

Luego de haber tenido cultivos de cobertura y abono verde durante dos años, los cambios que se están dando en el suelo son visibles a simple vista: hay una nueva capa formada por la materia orgánica en descomposición. La capa arable en la granja de don Ramón ahora tiene un color diferente y también hay una clara diferencia en el contenido de nutrientes del suelo. Durante estos últimos dos años, don Ramón y sus colegas tomaron una serie de muestras de suelo. Comparando los campos donde cultivaban dos tipos de mucuna, de dólico o zarandaja (*Lablab purpureus*) y de canavalia encontraron un cambio importante en la proporción de nitrógeno del suelo: hasta de 35%. Ninguna de las otras propiedades medidas mostraba diferencias importantes.

Don Ramón tiene más que decir en relación con el rendimiento y el desempeño de los cultivos, respaldando trabajos similares hechos previamente con cultivos de cobertura y abonos verdes:

*“Ahora tengo más tiempo para dedicarlo a otras cosas, como es a mi propia familia. Lo que más me sorprendió fue que las plantas que crecen al lado de los abonos verdes son más grandes y más verdes que aquellas que crecen si ellos. Comencé a cosechar y encontré que estos cultivos producen casi el doble más que aquellos sin los abonos verdes. Coseché mis mangos todas las semanas durante dos meses y el dinero llegó cada semana. Mi esposa está feliz y también reconoce ahora los beneficios que los abonos verdes y los cultivos de cobertura. Personas de otras comunidades vienen a ver mi campo y hasta personas de otras provincias han venido. Cuando ven mis hermosos mangos me preguntan: ¿Qué hizo? Les contesto, ‘Nada, los cultivos de cobertura hicieron todo’”*

Se planea continuar esta extensión utilizando un modelo de agricultor a agricultor en diferentes zonas ecológicas, la cual debe ser llevado a cabo de manera coherente con las estrategias de vida de los agricultores. Esto ayudará a aumentar la rentabilidad de la producción agroecológica local (Ochoa y Oyarzun, 2008).

Por consiguiente, dentro de los factores que influyen a favor de la adopción de esta innovación, podemos mencionar que el conocimiento y la información son consistentes, relevantes y que se han generado en la misma zona, esta información debe llegar con facilidad a los agricultores a través de los mecanismos de difusión anteriormente descritas. Con asistencia técnica y capacitación permanente, los agricultores cacaoteros seguirán dedicándose a este cultivo e incrementarán su área agrícola, debido a que este cultivo es una buena alternativa económica, llevando mejorías a sus hogares, especialmente a las comunidades más alejadas, además de lograr organizarse y ser competitivos a la exigencia del mercado internacional.

Cabe señalar que las experiencias en el manejo de cultivos de cobertura en diferentes sistemas agrícolas y en diferentes regiones tropicales, han generado resultados relevantes que se orientan a recuperar el potencial productivo del suelo e interaccionar eficientemente con los demás

componentes del sistema, es por ello que en el presente documento se detallan algunos conceptos, ideas básicas y experiencias sobre estos cultivos, sus características de crecimiento y efectos en las propiedades del suelo, información que va en beneficio de todos aquellos que están comprometidos con el quehacer agrario, principalmente en la región tropical de nuestro país y así estructurar y formalizar un documento que guíe futuros estudios e investigaciones.

## CAPÍTULO III

### HIPÓTESIS

De acuerdo al problema de investigación, a los objetivos y en base a la revisión de literatura, se han planteado tres hipótesis las cuales buscan establecer las relaciones entre las variables: cultivos de cobertura, indicadores de calidad de suelos (físicos, químicos y biológicos), índice de calidad de suelos y plantación de cacao.

#### 1. Los cultivos de cobertura seleccionados generan cambios benéficos en los indicadores de calidad del suelo.

Para respaldar esta hipótesis nos basamos en diversos autores como ICT (2005), Altieri (1999), Baligar *et al.*, (2007) entre otros, quienes plantean que los cultivos de cobertura son componentes importantes de un sistema de producción sustentable y que constituyen una de las diferentes prácticas de manejo de suelos que pueden ser usadas para mejorar las condiciones físicas, químicas y biológicas de suelos tropicales en proceso de degradación, permitiendo el mantenimiento o conservación de los niveles de materia orgánica y nutrientes, la inclusión en los sistemas agrícolas es clave por presentar un rápido crecimiento, ser de fácil multiplicación, ser fáciles de controlar, presentar un excelente desarrollo de raíces y servir como *mulch* vivo.

Asimismo, lo que menciona Altieri (1999), nos sirve para sostener que las características deseables de los cultivos de cobertura para mantener la fertilidad del suelo en los diversos sistemas agrícolas son la producción razonable de materia seca y su concentración de nutrientes.

Por su parte, Ochoa y Oyarzun (2008), mencionan que los cultivos de cobertura cubren la superficie del suelo impidiendo el desarrollo de plantas invasoras, ya sea directamente (al bloquear la luz) o indirectamente (se sabe que hay especies alelopáticas), lo cual nos sirve para seleccionar las especies que cubran el suelo en menor tiempo, que contribuyan a mejorar la estructura del suelo debido a su mayor actividad biológica y mantengan la humedad del mismo.



De igual modo Gliessman (2002), menciona que al incluir los cultivos de cobertura en los sistemas agrícolas nos permiten eliminar o reducir la remoción del suelo, presentándose como una alternativa para recuperar suelos de áreas tropicales húmedas que se encuentran sometidas a altas temperaturas, a un exceso de lluvia y meteorización, lo que resulta en una acidificación constante y baja fertilidad, el mismo autor establece que el crecimiento frondoso de las coberturas da sombra al suelo disminuyendo por lo tanto su temperatura.

Shanks *et al.* (1998), resumen que un cultivo de cobertura que crece rápidamente, establece una buena densidad radicular y produce gran cantidad de biomasa (residuos vegetales) tiene una gran ventaja en controlar la erosión del suelo y mejorar la infiltración del agua reduciendo la densidad aparente y la resistencia del suelo.

## 2. Los cambios benéficos en los indicadores de calidad del suelo a través de los años explican el valor más alto del índice de calidad de suelos.

Esta hipótesis se genera en relación a la anterior, es decir si los cultivos de cobertura afectan positivamente los indicadores de calidad del suelo en función al tiempo, estos cambios permiten mejorar el índice de calidad del suelo.

Basándonos en García y Hernández (2003) y He *et al.* (2003), que señalan que para determinar la calidad de los suelos es necesario usar tres tipos de indicadores: físicos, químicos y biológicos, todos son importantes para analizar en forma conjunta las características y funciones de un suelo. Asimismo, Doran y Zeiss (2000) y Doran *et al.* (1996), utilizan el término calidad de suelos porque se asocia más con la capacidad productiva del suelo para un uso específico y describe características físicas, químicas y biológicas.

Magdoff (1999), menciona que existe un interés en desarrollar un índice de calidad de suelos para ayudar a comparar diferentes suelos. Como parte del desarrollo de tal método de comparación, es necesario otorgarle importancia relativa a las diferentes propiedades del suelo que son evaluadas como contribuyentes importantes para lograr el índice, es decir, evaluamos los indicadores de calidad del suelo y determinamos el índice de calidad.

Por su parte, Andrews *et al.* (2002), propone que para comparar la calidad de suelos entre agroecosistemas se utilizan índices de calidad de suelos, que combinan los diferentes tipos de indicadores del suelo. Uno de los índices que puede ser usado para comparar calidad de suelos es el “Índice de Calidad de Suelos Aditivo” (ICSA) que es básicamente una sumatoria de todos los índices (con valores entre 0-1) obtenidos de todos los indicadores medidos en un suelo. Se considera que a mayor valor del ICSA, mejor es la calidad de un suelo

### 3. El mejor índice de calidad de suelos explica las condiciones favorables generadas para el crecimiento de las plantas de cacao en su primera etapa.

Esta hipótesis es consecuencia de las dos anteriores, es decir, si por efecto positivo de los cultivos de cobertura se mejora el índice de calidad de suelos, esto repercute en que se están generando condiciones favorables en el suelo para un adecuado crecimiento de las plantas de cacao en su establecimiento inicial.

Como mencionan Baligar *et al.* (2007), que el cultivo de cacao se trasplanta con un amplio espacio entre hileras y entre estas hileras con o sin árboles de sombra, bajo estos patrones de plantación, el suelo está desprotegido durante la primera etapa de crecimiento del cultivo y sujeto a la pérdida de nutrientes y a la erosión, en tal sentido, sembrar un cultivo de cobertura inmediatamente después del rozo y en el establecimiento de la nueva plantación de cacao, es una buena práctica para mantener y restaurar la fertilidad y productividad del suelo.

## CAPÍTULO IV

### MATERIALES Y MÉTODOS

#### 4.1. Descripción del área de estudio

El ensayo se ejecutó en la Estación Experimental “El Choclino” del Instituto de Cultivos Tropicales, ubicado a 06° 28’ 37.3” de Latitud sur y 76° 19’ 54.6” de Longitud oeste, a una altitud de 506 msnm, distrito de La Banda de Shilcayo, provincia y región de San Martín, Perú. Las actividades del ensayo se iniciaron en abril del 2006 y finalizaron en junio del 2008.

**Clima.** El clima es húmedo tropical, la temperatura media anual oscila entre 24-27°C y la precipitación anual está alrededor de 1400 mm.

En los Cuadros 1 y 2 se muestran los registros de temperatura media ambiental (°C) y precipitación mensual (mm), evaluados durante los años que se llevó a cabo el estudio.

**Cuadro 1.** Temperatura media mensual (°C) Estación Experimental "El Choclino", San Martín – Perú.

Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic	Promedio anual	Año de datos
24.6	24.5	24.7	24.5	25.0	24.4	23.8	24.1	25.3	25.8	25.2	25.8	24.8	2006
25.9	26.3	24.5	24.5	24.5	24.7	24.3	25.6	24.6	25.7	26.7	26.1	25.2	2007
25.3	24.7	25.1	23.7	25.8	25.2							24.9	2008

**Cuadro 2.** Precipitación mensual (mm) Estación Experimental "El Choclino", San Martín – Perú.

Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic	Total	Año de datos
172.4	172.8	148.7	146.5	62.1	121.6	140.9	29.9	61.3	178.5	169.0	133.5	1537.2	2006
122.2	47.3	244.4	141.2	155.0	28.0	58.7	23.1	108.8	187.0	237.3	43.5	1396.5	2007
84.8	182.6	127.0	79.7	54.6	74.8							603.5	2008

**Suelos.** Los suelos son derivados de depósitos aluviales compuestos por rocas sedimentarias, volcánicas e intrusivas erosionadas; el relieve es ondulado con abundantes pendientes. En general, estos suelos se caracterizan por su poco desarrollo pedogenético, poca profundidad efectiva, texturas medias a gruesas, con presencia de gravas y piedras, bajo contenido de bases, drenaje moderado a pobre y con riesgo de inundación; son de moderada fertilidad natural.

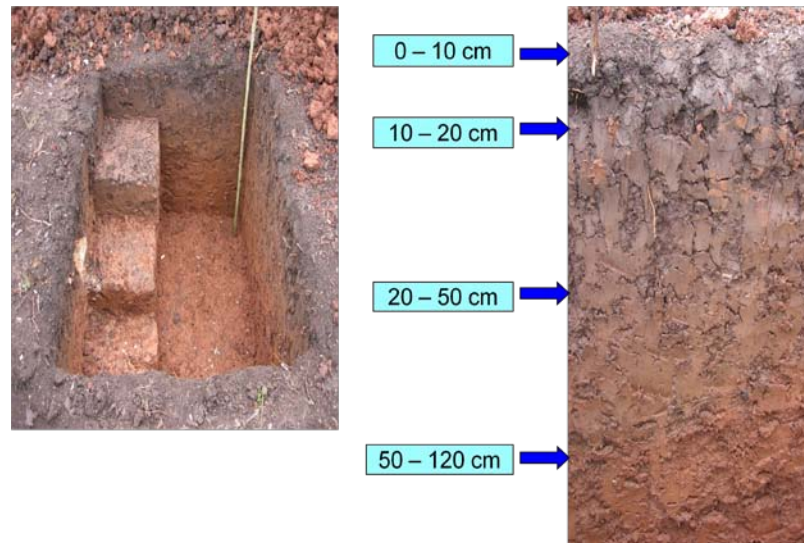
En el Cuadro 3, se detalla los resultados del análisis de caracterización del perfil del suelo (calicata), la primera capa del suelo (0-10 cm) es ligeramente ácido pasando a una reacción ligeramente alcalino a mayores profundidades. La materia orgánica, el fósforo y potasio disponible, decrecen según aumenta la profundidad, la CIC es mayor en la primera capa y el % de saturación de bases es menor en las dos primeras capas del suelo, llegando a 100% a una profundidad mayor de 20 cm.

**Cuadro 3.** Análisis de caracterización del perfil del suelo (calicata) a diversas profundidades en el área experimental, E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

Análisis de suelos	2006			
	0-10 cm	10-20 cm	20-50 cm	>50 cm
Clase textural	Fr.Ar.	Fr.Ar.	Ar.	Fr
pH	6.40	6.20	7.20	7.50
C.E. dS/m	0.10	0.05	0.21	0.18
M.O. (%)	4.20	3.30	1.90	1.00
P (ppm)	5.00	4.10	2.10	1.20
K (ppm)	395.00	265.00	168.00	136.00
CIC (cmol(+)/kg)	51.20	41.28	41.92	46.40
Ca <sup>+2</sup>	26.15	20.50	40.21	45.14
Mg <sup>+2</sup>	2.37	1.28	1.23	0.75
K <sup>+</sup>	0.44	0.29	0.33	0.29
Na <sup>+</sup>	0.10	0.14	0.15	0.22
Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>	0.00	0.00	0.00	0.00
% Sat. Bases	57.00	54.00	100.00	100.00

Fuente: Laboratorio de análisis de suelo, plantas, aguas y fertilizantes – UNALM.

En la Figura 3, se observa la calicata hecha en el campo experimental (1.2 m de profundidad) y los horizontes del perfil del suelo en sus respectivas profundidades.



**Figura 3.** Estudio del perfil del suelo (calicata) en el área experimental.  
E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

El perfil de dicho suelo presentó las siguientes características:

Ao: 0-10 cm: marrón muy oscuro (7.5 YR 2/4) en seco, franco arcilloso; pH 6.4; estructura en bloques subangulares granular moderada; poco friable, moderadamente plástico; raíces abundantes; resistencia mecánica  $1.39 \text{ kg cm}^{-2}$ ; permeabilidad alta.

A: 10-20 cm: marrón oscuro (7.5 YR 3/4) en seco, franco arcilloso; pH 6.2; estructura en bloques subangulares laminar, moderadamente plástico, raíces comunes, resistencia mecánica  $2.28 \text{ kg cm}^{-2}$ ; permeabilidad alta.

Bt: 20-50 cm: marrón oscuro (7.5 YR 3/2) en seco, arcilloso; pH 7.2; estructura en bloques angulares irregulares moderados; fuertemente plástico, raíces comunes, resistencia mecánica  $2.44 \text{ kg cm}^{-2}$ ; permeabilidad moderada.

C: 50-120 cm: marrón rojizo (7.5 YR 5/4) en seco, franco arcilloso; pH 7.5; estructura en bloques angulares irregulares gruesos y moderados; fuertemente plástico, raíces escasas;

resistencia mecánica  $3.20 \text{ kg cm}^{-2}$ , permeabilidad moderada, concreciones de oxido de hierro hidratado.

En el Cuadro 4, se detalla las características del suelo donde se desarrolló el experimento. Se trata de un suelo arcilloso, ligeramente ácido, nivel medio en materia orgánica, bajo en fósforo disponible, alto en potasio disponible, alta capacidad de retención de cationes y 99% de saturación de bases, el mismo que estaba invadido en su mayor parte con gramíneas.

**Cuadro 4.** Análisis de caracterización del área experimental (prof. 0-20 cm). E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

Análisis de suelos	2006
	0-20 cm
Clase textural	Ar.
pH	6.10
C.E. dS/m	0.07
M.O. (%)	3.30
P (ppm)	5.00
K (ppm)	261.00
CIC (cmol(+)/kg)	40.64
Ca <sup>+2</sup>	36.56
Mg <sup>+2</sup>	2.69
K <sup>+</sup>	0.78
Na <sup>+</sup>	0.20
Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>	0.00
% Sat. Bases	99.00

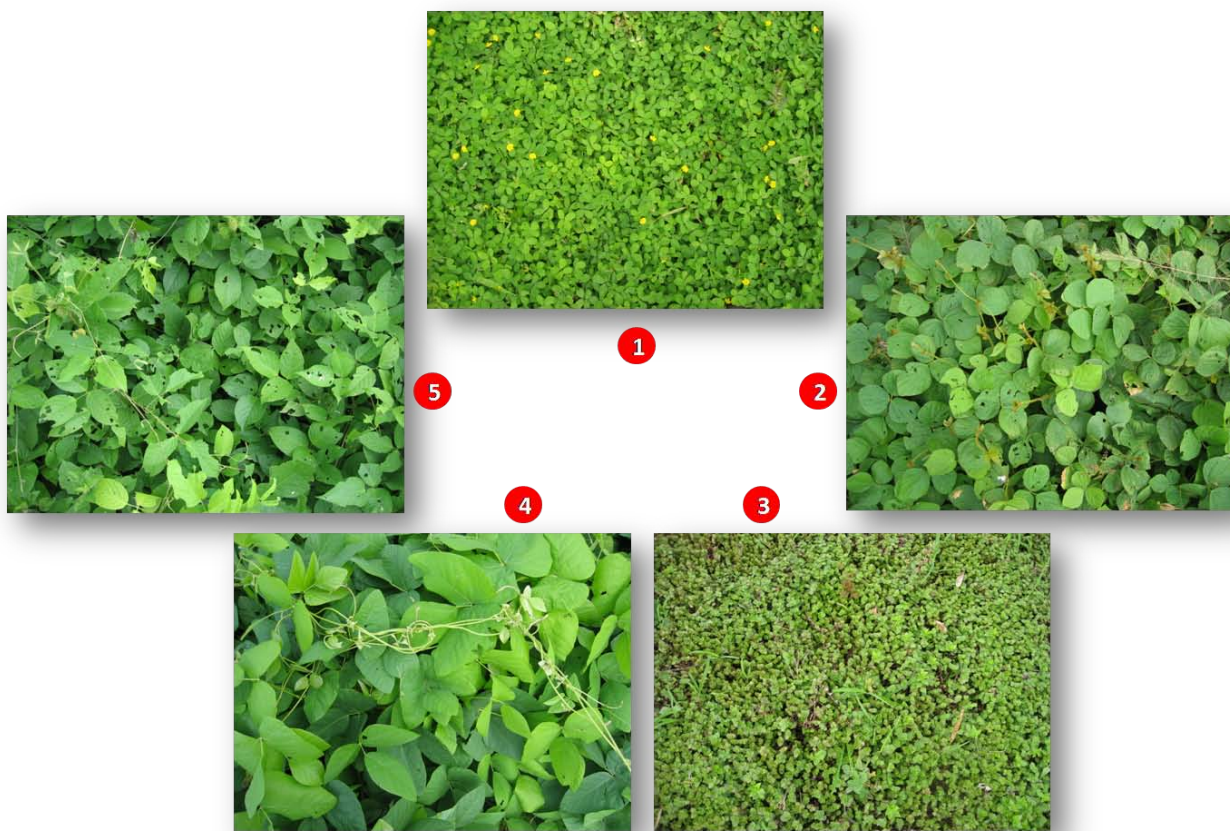
Fuente: Laboratorio de análisis de suelo, plantas, aguas y fertilizantes – UNALM

#### 4.2. Selección de tratamientos y parcelas en estudio

Dentro del lote 3 de la E. E. “El Choclino”, se marcó el área experimental de 21 m x 28 m (588 m<sup>2</sup>) y se delimitaron las parcelas en estudio, en las que se hicieron los muestreos de suelo a una profundidad de 0 – 20 cm, con un muestreador tipo barreno de 2.5 cm de diámetro interior. Seguidamente, se procedió a sembrar como cultivos de cobertura cinco especies vegetales a un distanciamiento de 0.50 m x 0.50 m, siendo la densidad de siembra igual en los cinco cultivos. A un año de haber sembrado las coberturas (mayo, 2007) se estableció la plantación de cacao a un

distanciamiento de 2 x 2 m bajo el diseño de plantación de tres bolillo. Así mismo, se utilizó el plátano como sombra temporal, sembrado a un distanciamiento de 4 x 4 m. Las especies utilizadas como cobertura del suelo son: *Arachis pintoii* Krapov. & W.C. Greg; *Calopogonium mucunoides* (L.); *Callisia repens* (Jacq.) L.; *Canavalia ensiformis* (L.); *Centrosema macrocarpum* Benth., las que se compararon con las parcelas sin cobertura designadas como testigo.

En la Figura 4, se muestra las cinco especies vegetales usadas como coberturas del suelo en el sistema asociado con cacao y plátano.



**Figura 4.** <sup>1</sup>*Arachis pintoi*, <sup>2</sup>*Calopogonium mucunoides*, <sup>3</sup>*Callisia repens*, <sup>4</sup>*Canavalia ensiformis*, <sup>5</sup>*Centrosema macrocarpum*.

#### 4.3. Indicadores de calidad de suelos seleccionados y épocas de muestreo (Cuadro 5)

El análisis de la calidad de suelos de los 6 sistemas en estudio se realizó en base a la medición de indicadores físicos, químicos y biológicos (variables de respuesta). Los indicadores físicos (densidad aparente  $\text{g cc}^{-1}$  y resistencia mecánica del suelo  $\text{kg cm}^{-2}$ ) se evaluaron al primer año del ensayo (mayo, 2007), la infiltración se evaluó en junio, 2008; los indicadores biológicos se evaluaron al primer año (mayo, 2007), al segundo año de sembradas las coberturas (Cuadros 9,10, 13,14 y 17 del Anexo 2) y a su vez, primer año del trasplante del cultivo de cacao y plátano como sombra temporal (mayo, 2008); los indicadores químicos se evaluaron al inicio, primer y segundo año del ensayo (Cuadros 18 y 19 del Anexo 2).



**Cuadro 5.** Indicadores químicos, físicos y biológicos utilizados para determinar la calidad de suelos en los 6 tratamientos en estudio. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

	INDICADORES	PROF* (cm)	METODOLOGÍA
QUÍMICOS <sup>1</sup>	pH	0-20	Medida en el potenciómetro de la suspensión suelo: agua relación 1:1 (LASPAF).
	Conductividad Eléctrica dS/m		Medida de la conductividad eléctrica (CE) del extracto acuoso en la relación suelo:agua 1:1 (LASPAF).
	Materia Orgánica (%)		Método de Walkley y Black, oxidación del carbono orgánico con dicromato de potasio. %MO=%Cx1.724 (LASPAF).
	P (ppm)		Método de Olsen modificado, extracción con NaHCO <sub>3</sub> =0.5M, pH 8.5
	K (ppm)		Extracción con acetato de amonio (CH <sub>3</sub> -COONH <sub>4</sub> )N; pH 7.0 (LASPAF)
	CIC (cmol (+)/kg)		Saturación con acetato de amonio (CH <sub>3</sub> -COONH <sub>4</sub> )N; pH 7.0 (LASPAF)
	Ca <sup>+2</sup> (cmol (+)/kg)		Reemplazamiento con acetato de amonio (CH <sub>3</sub> -COONH <sub>4</sub> )N; pH 7.0 cuantificación por fotometría de llama y/o absorción atómica (LASPAF).
	Mg <sup>+2</sup> (cmol (+)/kg)		
	K <sup>+</sup> (cmol (+)/kg)		
	Na <sup>+</sup> (cmol (+)/kg)		Método de Yuan. Extracción con KCl, N (LASPAF).
Al <sup>+3</sup> +H <sup>+</sup> (cmol (+)/kg)			
FÍSICOS	Densidad Aparente (DA) g cc <sup>-1</sup>	0-10 11-20 21-30 31-40	Extracción de suelo no disturbado con cilindros de volumen conocido a cuatro profundidades. Secado en estufa a 105°C x 24 horas (ICT, 2005).
	Infiltración		La capacidad de infiltración se estimó a través del método de doble cilindro infiltrómetro (externo e interno) y una regla graduada, medidos con intervalos de tiempo de 1, 2, 3, 4, 5, 10, 20, 30, 45, 60, 90 y 120 minutos (ICT, 2005).
	Resistencia mecánica (kg cm <sup>-2</sup> )	0-10 11-20 21-30 31-40	Evaluaciones realizadas con un penetrómetro de bolsillo (Pocket penetrometer N° 77114 Forestry Suppliers, INC.)
	Textura del suelo	0-20	% de arena, limo y arcilla; método del hidrómetro (LASPAF).
	Temperatura del suelo	0-15 0-30	Se colocó dos geotermómetros a dos profundidades y se registró la temperatura del suelo al medio día y a las 6:00 pm durante un año.
BIOLOGICOS <sup>2</sup>	UFC Hongos g <sup>-1</sup>	0-20	Se utilizó el método de determinación de poblaciones de microorganismos del suelo mediante técnicas de recuento (ICT, 2005).
	UFC Bacterias g <sup>-1</sup>		
	Nemátodos 100 cc <sup>-1</sup> - NF (100 cc <sup>-1</sup> suelo) - NNF (100 cc <sup>-1</sup> suelo)		Extracción de nemátodos con tamizado y método de la bandeja (ICT, 2005).
	Índices de Diversidad de Shannon (H) para hongos y nemátodos.		n H = - ∑ (pi) (ln pi) (Somarriba, 1999). i = 1

\*PROF: profundidad a la que se muestreo el suelo para el respectivo análisis. UFC: Unidades Formadoras de Colonias. NF: nemátodos fitoparásitos. NNF: nemátodos no fitoparásitos. Analizados en: <sup>1</sup> Laboratorio de análisis de suelo, plantas, aguas y fertilizantes LASPAF – UNALM; <sup>2</sup> Laboratorio de Fitopatología del Instituto de Cultivos Tropicales (ICT).

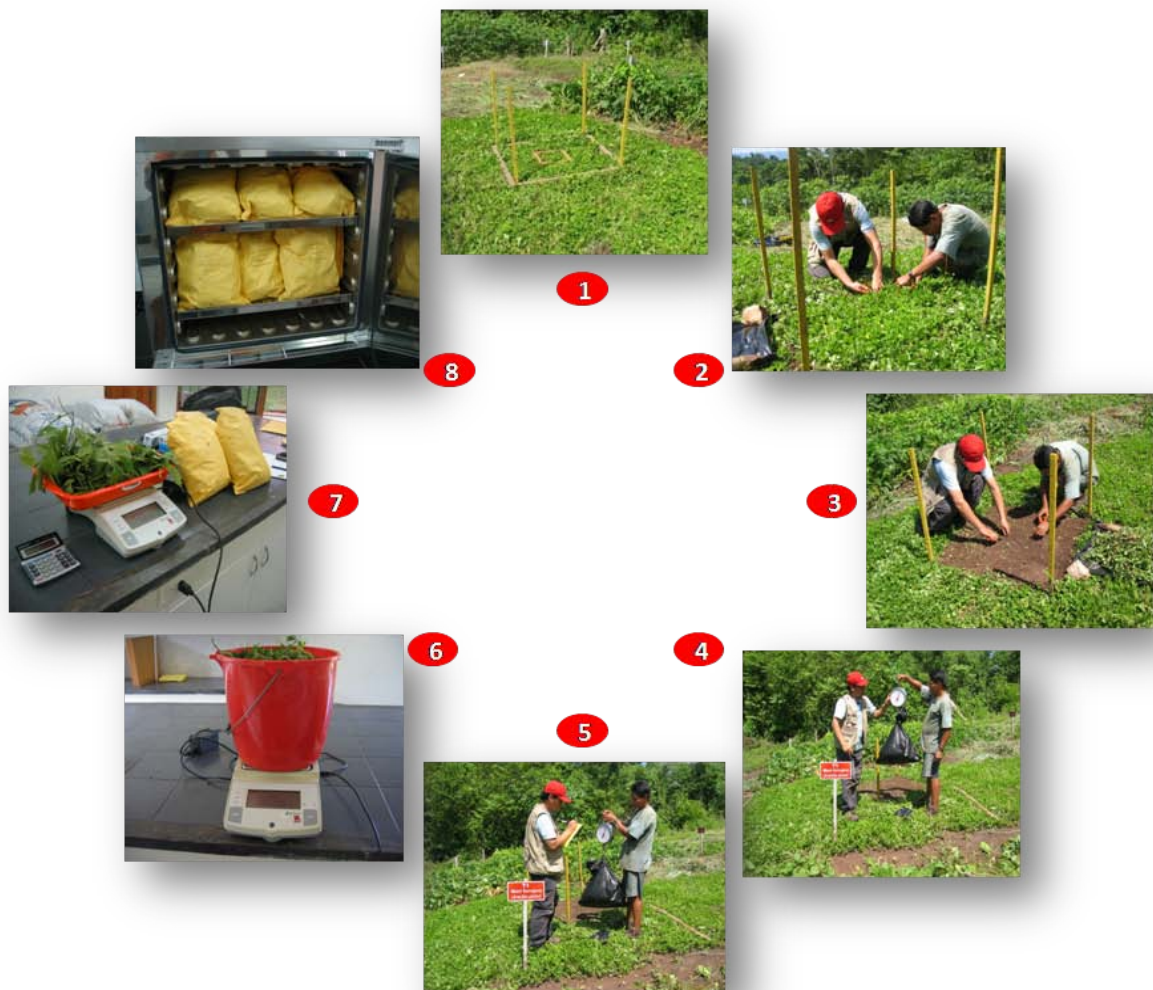
#### 4.4. Evaluación de los cultivos de cobertura y plantas de cacao (Cuadro 6)

**Cuadro 6.** Variables evaluadas en los cultivos de cobertura y la plantación de cacao. E.E. “El Chocllino”, San Martín - Perú.

	Evaluaciones	PROF. (cm)	METODOLOGÍA
COBERTURAS	Porcentaje de cobertura del suelo (%)	-	Tomas fotográficas (4 por parcela) contrastadas y procesadas en el Software ASSESS, se evaluó cada 30 días (ICT, 2005).
	Biomasa aérea (t ha <sup>-1</sup> )	-	Cuadrante de madera de 1 m <sup>2</sup> . Se recolectó todo el material vegetal dentro del cuadrante, para pesarlo en fresco y luego se seleccionó dos sub-muestras de cada parcela y se llevaron a estufa a una temperatura de 72°C por 72 horas para determinar su peso seco (ICT, 2005).
	Biomasa radicular (t ha <sup>-1</sup> )	50	Dentro de los cuadrantes de madera de 0.25 m x 0.25 m cada uno, se recolectó las raíces de cada cobertura hasta una profundidad de 50 cm. y luego de lavarlas y orearlas a temperatura ambiente se llevaron a estufa a una temperatura de 72°C por 72 horas para determinar su peso seco (ICT, 2005).
	Profundidad de raíces (cm)	50	Se realizó calicatas de 0.50 m (ancho) x 0.80 m (largo) x 0.50 m (profundidad) en cada parcela (ICT, 2005)
	Aporte potencial de nutrientes (kg ha <sup>-1</sup> )	-	Después de determinar el peso seco de la biomasa foliar, las muestras de cada parcela fueron molidas, envasadas, etiquetadas y enviadas al laboratorio para su análisis foliar. Se determinó N, P, K, Ca, Mg, S (%) y Zn, Mn, Cu, Fe, B (ppm) (LASPAF).
	Tasa de descomposición de las coberturas (hojarasca)	-	Se recolectó hojarasca de las coberturas para ser secadas en estufa a 72°C por 24 horas, se pesó 30 g de materia seca de cada cobertura y fueron colocados en las mallas de “celosilla” confeccionadas para este fin, las mallas fueron retiradas de campo cada 30 días para determinar por diferencia de peso el porcentaje que se va descomponiendo con respecto al peso inicial (Alegre, comunicación personal).
PLANTAS DE CACAO	Altura de planta (cm)	-	Se evaluó la altura de planta con intervalos de 45 días desde el trasplante hasta que el 50% de las plantas de cada parcela formen su horqueta.

Diámetro de tallo (mm)	-	Se evaluó el diámetro de tallo con intervalos de 45 días desde el trasplante hasta el año de edad de las plantas, estas evaluaciones se hicieron a los 10 cm del tallo desde la superficie del suelo.
------------------------	---	---

En la Figura 5, se detalla la metodología para la determinación de biomasa foliar (materia seca) de las especies vegetales usadas como coberturas del suelo.



**Figura 5.** <sup>1</sup>Selección al azar de un m<sup>2</sup> dentro de la parcela. <sup>2,3</sup>Corte del material vegetal dentro del m<sup>2</sup>. <sup>4,5</sup>Pesado del material vegetal en campo e identificación correspondiente. <sup>6</sup>Pesado del material vegetal en una balanza de precisión en laboratorio. <sup>7</sup>Selección de dos sub-muestras de cada cobertura para ser llevados a estufa. <sup>8</sup>Sub-muestras en la estufa por 72 horas a 72°C para determinar el peso seco y realizar los análisis foliares.

#### 4.5. Índice de calidad de suelo aditivo (ICSA)

Se calculó este índice con la metodología propuesta por Andrews *et al.* (2002). Se clasificaron los indicadores en dos grupos. Los indicadores cuyos valores altos son considerados como “buenos”

constituyeron el grupo “**mayor es mejor**” y los indicadores cuyos valores menores son considerados como “buenos” constituyeron el grupo “**menor es mejor**”. Para cada indicador de cada parcela de estudio se calculó un índice de calidad de suelo (ICS) mediante fórmulas que hacen que el resultado tenga un valor de 0-1, y al final se calculó el ICSA para cada parcela de estudio (sistema), se presentan las formulas a continuación:

- **Para los indicadores del grupo “mayor es mejor”:**

$$\text{ICS} = \text{valor de cada indicador} / \text{valor más alto del indicador}$$

- **Para los indicadores de “menor es mejor”:**

$$\text{ICS} = \text{valor más bajo del indicador} / \text{valor de cada indicador}$$

Finalmente, El **ICSA** para cada parcela de estudio (sistema) fue la **sumatoria de los ICS** de todos sus indicadores. Se supone que mientras más alto es el valor del **ICSA** mejor es la calidad de suelo del sistema de uso de la tierra (Cuadro 20 del Anexo 2)

## **4.6. Métodos estadísticos**

### **4.6.1. Diseños y modelos**

Se utilizó el Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA) con seis tratamientos y tres repeticiones, realizándose la prueba de Duncan con un nivel de confianza de 95%, para comparar los promedios. El modelo fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + B_i + T_j + \epsilon_{ij}$$

Donde:  $Y_{ij}$  = una observación cualquiera;  $\mu$  = media;  $B_i$  = efecto del i-ésimo bloque;  $T_j$  = efecto del j-ésimo tratamiento;  $\epsilon_{ijk}$  = error experimental.

Para los indicadores químicos y biológicos se utilizó un DBCA bifactorial con 6 tratamientos (coberturas) y 2 épocas (años 2007 y 2008), con 3 repeticiones. El modelo fue el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + B_i + C_j + A_k + (CA)_{jk} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:  $Y_{ijk}$  = una observación cualquiera;  $\mu$  = media;  $B_i$  = efecto del  $i$ -ésimo bloque;  $C_j$  = efecto principal de coberturas;  $A_k$  = efecto principal de años;  $(CA)_{jk}$  = efecto de interacción de coberturas por años;  $\epsilon_{ijk}$  = error experimental.

#### **4.6.2. Análisis de datos**

Se realizaron análisis de varianza según los diseños experimentales para evaluar las diferencias estadísticas de las variables en estudio. Cuando los análisis de varianza fueron significativos ( $p < 0.05$ ) se llevaron a cabo comparaciones de medias por medio de la prueba de Duncan ( $p < 0.05$ ) con el programa InfoStat (InfoStat, 2008).

## CAPÍTULO V

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 5.1. Porcentaje de cobertura del suelo

A los 30 DDS el porcentaje de cobertura de *Canavalia ensiformis* fue significativamente superior al de los otros cultivos. A los 60 DDS hubo un incremento en el porcentaje de cobertura de los cultivos, alcanzando valores entre 14 y 94% existiendo diferencias estadísticas entre ellos. A los 90 DDS *Canavalia ensiformis* alcanzó el 100% de cobertura, mientras que los demás tratamientos alcanzaron entre 22 a 85% de cobertura. A los 120 DDS *Calopogonium mucunoides* alcanzó el 100% de cobertura, superando estadísticamente a *Centrosema macrocarpum*, *Callisia repens* y *Arachis pintoii* que alcanzaron 83, 53 y 29% de cobertura, respectivamente. A los 150 y 180 DDS *C. macrocarpum* y *C. repens*, lograron el 100% de cobertura en comparación con *Arachis pintoii* que a los 210 DDS de sembrado logra un 98% de cobertura, siendo el cultivo más tardío en lograr el completo cubrimiento. Una de las consideraciones importantes que se debe tener en cuenta para elegir una cobertura es el tiempo o la velocidad con la que cubre y protege la superficie del suelo. Bajo esta premisa, *Canavalia ensiformis*, fue la cobertura que cubrió el suelo en menor tiempo logrando así reducir el crecimiento de vegetación espontánea, proteger al suelo de la erosión y reducir la lixiviación de nutrientes en el suelo. Para el caso de *C. mucunoides* y *C. macrocarpum*, principalmente para este último, estudios realizados por Alegre *et al.* (2003), coinciden también que *C. macrocarpum* logra el 100% de cobertura del suelo a los 150 DDS.

En el Cuadro 7, se detallan las especies vegetales usadas como cobertura del suelo y el tiempo en que logran cubrir la superficie del suelo, se muestra también la tasa de crecimiento por día de cada cobertura.

**Cuadro 7.** Cobertura del suelo (%) de cinco especies vegetales, evaluadas después de la siembra.

Especies	Porcentaje de cobertura (DDS*)							Tasa de crecimiento (%/día)
	30	60	90	120	150	180	210	
<i>Arachis pintoii</i>	7.13 <sup>c</sup>	14.5 <sup>c</sup>	22.1 <sup>e</sup>	29.2 <sup>d</sup>	69.2 <sup>c</sup>	82.6 <sup>b</sup>	98.9 <sup>b</sup>	0.49
<i>Calopogonium mucunoides</i>	22.0 <sup>b</sup>	45.5 <sup>b</sup>	84.3 <sup>b</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	0.87
<i>Callisia repens</i>	11.8 <sup>c</sup>	24.8 <sup>c</sup>	40.5 <sup>d</sup>	53.5 <sup>c</sup>	77.3 <sup>b</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	0.55
<i>Canavalia ensiformis</i>	44.8 <sup>a</sup>	94.0 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	1.16
<i>Centrosema macrocarpum</i>	9.03 <sup>c</sup>	19.0 <sup>c</sup>	63.4 <sup>c</sup>	83.8 <sup>b</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	0.73

Letras distintas en columnas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

\*Días después de la siembra

## 5.2. Biomasa aérea

En el Cuadro 8, se muestra la cantidad de materia seca producida por *Centrosema macrocarpum* (9.61 t ha<sup>-1</sup> en el 2007 y 15.78 t ha<sup>-1</sup> en el 2008) que fue estadísticamente superior a las producidas por los otros tratamientos en los dos años de evaluación, las coberturas *Canavalia ensiformis* y *Callisia repens* son las que produjeron menor materia seca en ambos años. Resultados similares se lograron en un estudio realizado por el ICT (2005) en la cual, las coberturas *C. macrocarpum*, *A. pintoii*, *C. repens*, *C. ensiformis*, produjeron una biomasa aérea de 9.76 t ha<sup>-1</sup>, 5.89 t ha<sup>-1</sup>, 5.73 t ha<sup>-1</sup> y 5.32 t ha<sup>-1</sup>, respectivamente, evaluadas a un año después de sembradas.

Como menciona Altieri (1999), el valor del cultivo de cobertura para mantener la fertilidad del suelo en los diversos sistemas agrícolas depende de la producción razonable de materia seca y su concentración de nutrientes. En este sentido, *C. macrocarpum* fue la cobertura que logró producir mayor cantidad de materia seca que las otras coberturas.

**Cuadro 8.** Biomasa aérea (materia seca) producida por cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo por dos años.

Especies	Producción de materia seca (t ha <sup>-1</sup> )	
	2007	2008
<i>Arachis pintoii</i>	5.07 <sup>b</sup>	10.42 <sup>b</sup>
<i>Calopogonium mucunoides</i>	5.93 <sup>b</sup>	6.95 <sup>bc</sup>
<i>Callisia repens</i>	4.45 <sup>b</sup>	6.32 <sup>c</sup>
<i>Canavalia ensiformis</i>	4.59 <sup>b</sup>	5.89 <sup>c</sup>
<i>Centrosema macrocarpum</i>	9.61 <sup>a</sup>	15.78 <sup>a</sup>

Letras distintas en columnas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

### 5.3. Biomasa radicular

En el Cuadro 9, se observa que las biomásas radiculares de las coberturas para la evaluación del 2007 y 2008 fueron significativamente diferentes. La biomasa radicular de *Arachis pintoii* (3.17 t ha<sup>-1</sup> en el 2007 y 3.55 t ha<sup>-1</sup> en el 2008) y *Centrosema macrocarpum* (2.76 t ha<sup>-1</sup> en el 2007 y 3.08 t ha<sup>-1</sup> en el 2008) fueron superiores a las producidas por las otras coberturas en ambos años. La biomasa radicular es una parte importante de la biomasa de la planta que crece dentro del perfil del suelo, absorbe los nutrientes y el agua para ser transportados a la parte aérea y proporciona el soporte físico para la planta (Sainju *et al.*, 2005). Investigaciones referidas al tema señalan que existe gran variabilidad en la producción de raíces finas y gruesas, según sea el tipo de clima donde se desarrollan, tipo de especie, estado de desarrollo o edad de las plantas. También, factores del suelo son determinantes para explicar las diferencias en productividad, especialmente aquellos que afectan la elongación de las raíces, el abastecimiento de agua y la



aireación del suelo. Guerra *et al.* (2005) mencionan que los factores como textura y estructura condicionan las características de la porosidad y drenaje interno, las cuales son importantes al momento de evaluar la fertilidad del suelo para la producción de biomasa subterránea. Además, una de las claves para una exitosa inclusión de los cultivos de cobertura dentro de los sistemas agrícolas es presentar un excelente desarrollo de raíces (Altieri, 1999) y crecer en suelos de baja fertilidad (Ochoa y Oyarzun, 2008).

**Cuadro 9.** Biomasa radicular (materia seca) producida por cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo por dos años.

Especies	Producción de materia seca radicular (t ha <sup>-1</sup> )	
	2007	2008
<i>Arachis pintoi</i>	3.17 <sup>a</sup>	3.55 <sup>a</sup>
<i>Calopogonium mucunoides</i>	2.14 <sup>b</sup>	2.06 <sup>b</sup>
<i>Callisia repens</i>	1.93 <sup>b</sup>	1.98 <sup>b</sup>
<i>Canavalia ensiformis</i>	1.78 <sup>b</sup>	1.76 <sup>b</sup>
<i>Centrosema macrocarpum</i>	2.76 <sup>a</sup>	3.08 <sup>a</sup>

Letras distintas en columnas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

#### 5.4. Profundidad de raíces

Para las condiciones en las que se desarrolló el experimento *Arachis pintoi* alcanzó la mayor profundidad radicular (36.5 cm), superando significativamente a las profundidades alcanzadas por las demás coberturas, tal como se detalla en el Cuadro 10.

Seleccionar y manejar esta leguminosa como cultivo de cobertura que produce raíces profundas y mayores cantidades de biomasa radicular son características deseables para incrementar la materia orgánica de suelo, mejorar la estructura del suelo, aumentar la capacidad retentiva de humedad del suelo y mejorar la infiltración. La significancia funcional de la

profundidad radicular y su contribución a todos los procesos del ecosistema todavía no están bien entendidos. Sin embargo, este campo que muestra el radicular, particularmente en carbono y de nutrientes

**Cuadro 10.** Profundidad vegetales usadas como

Especies	Profundidad radicular (cm)
<i>Arachis pintoi</i>	36.50 <sup>a</sup>
<i>Centrosema macrocarpum</i>	26.78 <sup>b</sup>
<i>Canavalia ensiformis</i>	14.73 <sup>c</sup>
<i>Calopogonium mucunoides</i>	13.72 <sup>c</sup>
<i>Callisia repens</i>	4.45 <sup>d</sup>

hay un creciente avance en rol de la profundidad el flujo hídrico, ciclo del (Canadell *et al.*, 1996). radicular de cinco especies cobertura del suelo.

Letras distintas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

### 5.5. Aporte potencial de nutrientes

En el Cuadro 11, se muestra la cantidad de macronutrientes extraídas por las diversas especies vegetales usadas como cobertura del suelo en función a la materia seca producida por estas especies. La cantidad de nitrógeno aportado potencialmente por *Centrosema macrocarpum*, que fue estadísticamente superior a lo aportado por las otras coberturas. El nitrógeno suele ser un factor limitante en ciertas comunidades vegetales. Además, las plantas no tienen la capacidad de adquirirlo de la atmósfera. Para suplir esa necesidad, las especies de la familia Leguminosae desarrollan simbiosis mutualistas con bacterias del género *Rhizobium*. En dicha relación, las plantas constituyen una fuente de carbono para las bacterias y estas les ofrecen a las plantas el nitrógeno que fijan de la atmósfera. Esa capacidad de fijación es lo que hace que las leguminosas sean empleadas como fuente de fertilizante en los sistemas agrícolas y agroforestales. Las bacterias infectan las raíces e inducen la formación de nódulos. Allí, el nitrógeno atmosférico ( $N_2$ ) es transformado en iones de amonio ( $NH_4^{+1}$ ) que son absorbidos por

la planta de la solución suelo. La simbiosis puede ser de carácter específico y la eficiencia en la fijación de nitrógeno atmosférico varía entre diferentes combinaciones de hospederos y bacterias (Gilbert, 2002).

En este sentido, *Centrosema macrocarpum* desarrolla con mayor eficiencia la capacidad fijadora de nitrógeno por ser un cultivo que está bien adaptado a la zona de trópico y por tener mayor especificidad con las bacterias que fijan nitrógeno. El aporte potencial de *C. macrocarpum* con respecto al fósforo ( $24.97 \text{ kg ha}^{-1}$ ) fue significativamente superior a los de los otros cultivos. Este efecto se debe a la mayor producción de biomasa foliar y a la concentración de este elemento en sus tejidos. Esto sucede porque *Centrosema* responde a bajos niveles de fósforo en el suelo y tiene otros medios de absorción o exploración de un mayor volumen del suelo mediante la asociación con hongos tipo micorrizas (Alegre *et al.*, 2003). *C. ensiformis*, también es una leguminosa de alta sensibilidad para establecer relaciones con los hongos micorrizicos, los mismos que tienen la función de ampliar la zona de exploración radicular, logrando alcanzar al elemento P alejado del sistema radicular natural, por ser un elemento de baja movilidad en el suelo.

**Cuadro 11.** Extracción total de macronutrientes por cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo.

Especies	Macronutrientes ( $\text{kg ha}^{-1}$ )					
	N	P	K	Ca	Mg	S
<i>Arachis pintoi</i>	130.38 <sup>bc</sup>	7.61 <sup>c</sup>	83.20 <sup>b</sup>	109.58 <sup>a</sup>	17.25 <sup>a</sup>	6.09 <sup>bc</sup>
<i>Calopogonium mucunoides</i>	189.16 <sup>b</sup>	12.45 <sup>bc</sup>	95.47 <sup>b</sup>	59.30 <sup>b</sup>	11.27 <sup>bc</sup>	8.89 <sup>b</sup>
<i>Callisia repens</i>	67.22 <sup>c</sup>	10.24 <sup>bc</sup>	146.45 <sup>a</sup>	103.72 <sup>a</sup>	14.24 <sup>ab</sup>	4.9 <sup>c</sup>
<i>Canavalia ensiformis</i>	173.68 <sup>b</sup>	15.86 <sup>b</sup>	68.46 <sup>b</sup>	29.41 <sup>b</sup>	7.81 <sup>c</sup>	8.73 <sup>b</sup>
<i>Centrosema macrocarpum</i>	311.21 <sup>a</sup>	24.97 <sup>a</sup>	155.61 <sup>a</sup>	81.65 <sup>a</sup>	17.29 <sup>a</sup>	14.41 <sup>a</sup>

Letras distintas en columnas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

Las cantidades de potasio extraído por *C. macrocarpum* ( $155.61 \text{ kg ha}^{-1}$ ) y *C. repens* ( $146.45 \text{ kg ha}^{-1}$ ), son estadísticamente superiores a las extraídas por los otros tratamientos. Estos

resultados pueden explicarse si se considera que cada planta tiene sus propios requerimientos de K, pudiendo desarrollar mecanismos adecuados para solubilizar y absorber el K del suelo.

Las concentraciones de calcio en los tejidos de *A. pintoii* y *C. repens* son de 2.16% y 2.33%, lo que permite aportar potencialmente en promedio 109.58 y 103.72 kg de Ca ha<sup>-1</sup>, respectivamente. Los aportes potenciales de magnesio son mayores con *C. macrocarpum*, *A. pintoii* y *C. repens*, que contribuyen con 17.29, 17.25 y 14.24 kg ha<sup>-1</sup>, respectivamente, mientras que *C. ensiformis* aporta la menor cantidad de este elemento (7.81 kg de Mg ha<sup>-1</sup>). Del mismo modo, el aporte de azufre es mayor con *C. macrocarpum* que contribuye con 14.41 kg ha<sup>-1</sup>, superando estadísticamente a los demás cultivos en estudio.

En el Cuadro 12, se muestran los aportes potenciales de micronutrientes de cada cobertura en estudio. El mayor aporte de zinc es a través de *A. pintoii*, que alcanza 0.25 kg ha<sup>-1</sup>, lo mismo que *C. macrocarpum* con 0.23 kg ha<sup>-1</sup>, mientras que el menor aporte esta dado por *C. repens* con 0.09 kg ha<sup>-1</sup>. Los aportes de cobre fueron menores en comparación a los demás micronutrientes; los valores fluctúan entre 0.02 a 0.12 kg ha<sup>-1</sup>, correspondiendo a *C. macrocarpum* el máximo valor y a *C. repens* el mínimo aporte. La concentración de manganeso por parte de *C. repens*, que alcanza 1.34 kg ha<sup>-1</sup>, es ampliamente superior a las concentraciones de las demás coberturas en estudio. Los mayores aportes de hierro corresponden a *A. pintoii* y *C. repens*, con 2.25 y 1.83 kg ha<sup>-1</sup>, respectivamente, mientras que el último microelemento, boro, es aportado en mayores cantidades por *C. ensiformis* y *C. macrocarpum*, difiriendo estadísticamente de las demás coberturas, tomando en cuenta lo que mencionan Baligar *et al.* (2007), que la descomposición de residuos vegetales proporciona nutrientes esenciales al cultivo, estos nutrientes varían de acuerdo a la cantidad de materia seca acumulada por los cultivos de cobertura y la concentración de estos elementos en sus tejidos, *A. pintoii*, *C. Repens* y *C. macrocarpum* son las coberturas que presentaron mayor concentración de estos elementos en sus tejidos (Cuadro 4 del Anexo 2)

**Cuadro 12.** Extracción total de micronutrientes por cinco especies vegetales usadas como cobertura del suelo.

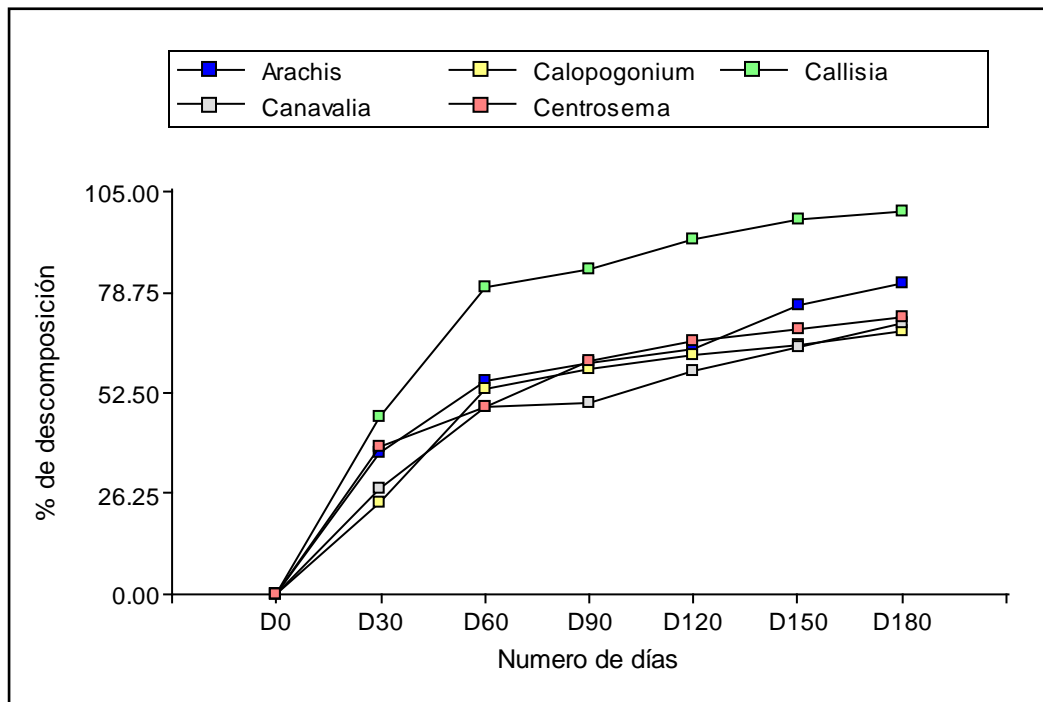
Especies	Micronutrientes (kg ha <sup>-1</sup> )				
	Zn	Cu	Mn	Fe	B

<i>Arachis pintoi</i>	0.25 <sup>a</sup>	0.09 <sup>ab</sup>	0.23 <sup>b</sup>	2.25 <sup>a</sup>	0.24 <sup>bc</sup>
<i>Calopogonium mucunoides</i>	0.15 <sup>bc</sup>	0.08 <sup>b</sup>	0.17 <sup>b</sup>	1.45 <sup>b</sup>	0.27 <sup>b</sup>
<i>Callisia repens</i>	0.09 <sup>c</sup>	0.02 <sup>c</sup>	1.34 <sup>a</sup>	1.83 <sup>ab</sup>	0.34 <sup>b</sup>
<i>Canavalia ensiformis</i>	0.16 <sup>b</sup>	0.09 <sup>ab</sup>	0.13 <sup>b</sup>	1.61 <sup>b</sup>	0.67 <sup>a</sup>
<i>Centrosema macrocarpum</i>	0.23 <sup>a</sup>	0.12 <sup>a</sup>	0.37 <sup>b</sup>	1.44 <sup>b</sup>	0.60 <sup>a</sup>

Letras distintas en columnas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

### 5.6. Tasa de descomposición de la hojarasca (coberturas)

En la Figura 6, se muestra la tasa de descomposición de la hojarasca (30 g de materia seca por malla) de las coberturas en estudio durante seis meses. Se observa que el porcentaje de descomposición de los residuos de *Callisia* es significativamente superior a las demás coberturas (Cuadro 4 del Anexo 2)



**Figura 6.** Tasa de descomposición (%) de la hojarasca (coberturas) durante 180 días de evaluación. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

La tasa de descomposición de los residuos vegetales y la persistencia de la materia orgánica en el suelo está muy influenciada por las condiciones de humedad y temperatura, la actividad de

microorganismos y fauna del suelo (Baligar *et al*, 2007). En este sentido, Labrador (2001) menciona que la dinámica de la materia orgánica en el suelo es el resultado de la actividad de una cadena trófica de considerable complejidad, siendo las distintas secuencias que conducen a la formación de humus, consecuencia, la mayoría de las veces, de un proceso fundamentalmente biológico en el que intervienen, directa o indirectamente, la mayor parte de organismos que viven en el suelo, en este proceso de transformación, las primeras etapas son llevadas a cabo por la fauna edáfica, que fracciona y reduce de tamaño los restos, los mezcla con la fracción mineral y los transporta de un lugar a otro; mientras que las últimas etapas –generadoras de polímeros más estables– están conducidas por los sistemas endo y exoenzimáticos, de las bacterias, actinomicetos, hongos y otros organismos que viven en el suelo.

Estas aseveraciones guardan relación con los resultados, debido a que en la primera etapa del proceso, la tasa de descomposición es más acelerada y va logrando una mayor estabilidad en las últimas etapas.

Es necesario señalar también que, la accesibilidad y el tamaño de los restos vegetales es un factor que influye en la velocidad de su descomposición; la fragmentación del material facilita la actividad microbiana, originando mayores superficies para el ataque, lo que acelera los procesos de descomposición; en relación a la accesibilidad, los materiales orgánicos en superficie se descomponen más lentamente que si se mezclan con el suelo. Los macroorganismos, juegan un papel más importante en la trituración, transporte y mezcla de la materia orgánica (Labrador, 2001). El tamaño de la fauna edáfica depende del alimento disponible y de las condiciones físicas del suelo, estos macroorganismos prefieren los horizontes superficiales (2 a 5 cm). Además, necesitan un medio aireado, no compactado y con materia orgánica en forma de tejido vegetales muertos. Actúan en el suelo fundamentalmente por acción mecánica, fragmentando residuos orgánicos y facilitando su biodegradación por los microorganismos.

Las parcelas con *Callisia* son las que presentaron estas condiciones favorables para albergar una mayor población de fauna edáfica, la superficie es suelta (menor densidad aparente), aireada, su follaje no excede los 25 cm de altura y el 90% de su sistema radicular se desarrolla en los

primeros 5 cm del suelo. Esto explica en parte, la velocidad de fragmentación y biodegradación de la hojarasca en esta cobertura.

En la Figura 7, se detalla la metodología utilizada para determinar la tasa de descomposición de la hojarasca de las coberturas.



**Figura 7.** <sup>1</sup>Recolección de hojarasca de las coberturas y secado en estufa a 72°C por 24 horas, <sup>2</sup>Llenado de la hojarasca (30 g de materia seca) en las mallas y colocado en campo, <sup>3</sup>Retiro de las mallas de campo (cada 30 días) y llevados a laboratorio, <sup>4</sup>Hojarasca parcialmente descompuesta, <sup>5</sup>Secado en estufa a 72°C por 24 horas, <sup>6</sup>Pesado de la hojarasca seca y procesamiento de datos.

## 5.7. Indicadores químicos

Los suelos con *Canavalia ensiformis* presentaron significativamente mayores valores de P. Para el resto de indicadores químicos no hubo diferencias significativas. Tampoco resultaron significativas las interacciones entre sistemas y épocas de evaluación (años), datos que se detallan en el Cuadro 13.

Todos los sistemas presentaron niveles mayores al 3% de materia orgánica, localizándose por encima del 2% de C orgánico, considerado por Maldonado *et al.* (2006), como el mínimo necesario para estabilizar el suelo y lograr una producción sostenible.

El buen porcentaje de materia orgánica se explica por la constante reincorporación al suelo de la vegetación espontánea que se corta y se deja en el mismo lugar donde crecieron, esto para el caso del sistema sin cobertura. Se hace referencia que el aprovechamiento de las coberturas vegetales protegen y promueven un mayor contenido de materia orgánica en el suelo, maximizando la producción y biodiversidad de la biomasa a través de la asociación de cultivos evitando el monocultivo y manteniendo cubierto el suelo, para no dejar que el sol degrade la materia orgánica y con la cobertura muerta alimentar a las plantas y al suelo (Dominguez *et al.*, 1994 y Bunch, 2008), estimulando las funciones benéficas de sus organismos (Pulleman *et al.*, 2008).

**Cuadro 13.** Medias y análisis de varianza de los indicadores químicos de los seis sistemas en estudio. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

Indicadores químicos	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	Testigo	Valor p ANVA
pH	5.89	5.91	6.00	5.99	5.88	5.93	0.9671
C.E. dS/m	0.22	0.20	0.24	0.26	0.22	0.19	0.2531
M.O. (%)	3.88	3.63	3.78	3.88	3.67	3.62	0.3524
P (ppm)	4.03 <sup>c</sup>	4.28 <sup>bc</sup>	5.57 <sup>ab</sup>	6.12 <sup>a</sup>	5.25 <sup>abc</sup>	5.60 <sup>ab</sup>	0.0126*
K (ppm)	216.00	192.83	218.00	234.33	208.83	191.77	0.5941
CIC	43.01	40.83	42.80	42.69	42.59	42.05	0.9605
Ca <sup>+2</sup>	22.45	21.84	22.52	22.83	22.20	22.84	0.9132



Mg <sup>+2</sup>	2.89	2.67	2.48	2.64	2.59	2.64	0.2286
K <sup>+</sup>	0.55	0.48	0.49	0.53	0.53	0.49	0.2152
Na <sup>+</sup>	0.22	0.20	0.17	0.20	0.17	0.18	0.4082
Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>	0.13	0.17	0.15	0.10	0.13	0.07	0.7732

Letras distintas en filas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

\*Comparaciones que presentaron diferencias significativas.

El incremento significativo de P logrado por *Canavalia ensiformis* es congruente con lo que mencionan Baligar *et al.* (2007), que una característica conocida de los cultivos de cobertura como *C. ensiformis* y *C. macrocarpum* es mejorar la disponibilidad de P para los cultivos en suelos ácidos convirtiendo el P no-disponible a formas disponibles y que la descomposición de P orgánico en los residuos vegetales podría ser una fuente relativa de P lábil haciéndolo más disponible para las plantas. En suelos donde hay mayor fijación de P, los compuestos orgánicos formados durante el proceso de descomposición puede incrementar la disponibilidad de P bloqueando los sitios de adsorción y los complejos de aluminio en suelos ácidos. Suelos con cultivos de cobertura contienen mayor concentración de nutrientes. Comentan también, que en un estudio realizado en Tarapoto, Perú, dos años después de sembrado los cultivos de cobertura, el pH, %MO, N, P, K y % de saturación de bases se incrementó significativamente

Es por estas razones que las plantas difieren ampliamente en la habilidad de desarrollarse con niveles bajos de P, y esto se atribuye a muchos factores que incluyen las diferencias en la morfología del sistema radicular y densidad de los pelos radiculares y asociaciones con micorrizas (Randall, 1995). Uno de los mayores beneficios de las asociaciones micorrizicas con las raíces es la habilidad de este hongo de acrecentar la absorción del P incrementando la concentración de este elemento en los tejidos de la planta (Clark y Zeto, 2000).

Cuando se aporta materiales orgánicos al suelo, se provee a éste de materia orgánica que liberará macro y microelementos tras la mineralización de la misma, quedando en forma asimilable para la planta y los organismos edáficos. Estos harán posteriormente que los nutrientes pasen a lo largo del tiempo por los distintos compartimentos orgánicos y minerales que integran el sistema suelo, siguiendo su ciclo natural –ciclo biogeoquímico– que los dirige desde su absorción por las raíces o su inmovilización durante un cierto periodo en la biomasa microbiana hasta su vuelta de nuevo al suelo. Un ejemplo de interacción materia orgánica

macroelementos hacen referencia a la unión entre los ácidos húmicos y los aniones fosfato, - fosfohumatos-, que impiden la retrogradación del fosforo -es decir, la precipitación en medio ácido, formando fosfatos de hierro o aluminio insolubles-, favoreciendo, por tanto, la fertilidad fosfatada del suelo (Labrador, 2001). En el Cuadro 14, se detalla el análisis de varianza de los indicadores químicos en las épocas evaluadas. Se observa el incremento significativo del contenido de P y materia orgánica en el suelo al segundo año de evaluación.

**Cuadro 14.** Medias y análisis de varianza de los indicadores químicos en las dos épocas evaluadas. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

Indicadores químicos	Año		Valor p ANVA
	2007	2008	
pH	5.90	5.96	0.5198
C.E. dS/m	0.21	0.23	0.2542
M.O. (%)	3.44 <sup>b</sup>	4.04 <sup>a</sup>	<0.0001*
P (ppm)	3.73 <sup>b</sup>	6.55 <sup>a</sup>	<0.0001*
K (ppm)	201.00	219.39	0.2463
CIC	41.28	43.38	0.1699
Ca <sup>+2</sup>	21.97	22.92	0.1162
Mg <sup>+2</sup>	2.60	2.71	0.2247
K <sup>+</sup>	0.50	0.52	0.1750
Na <sup>+</sup>	0.17	0.20	0.1083
Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>	0.12	0.13	0.6935

Letras distintas en filas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ). \* Comparaciones que presentaron diferencias significativas.

La materia orgánica influye en casi todas las propiedades importantes que contribuyen a la calidad del suelo. De esta forma, resulta decisivo comprender y acentuar la importancia clave del manejo de los cultivos y los suelos para mantener e incrementar los contenidos de materia orgánica, con el propósito de desarrollar suelos de buena calidad (Magdoff, 1999). El potencial de producción continua de los suelos está directamente relacionado con su contenido de materia orgánica. La hojarasca, residuos vegetales y descomposición de las raíces de las coberturas contribuyen a incrementar el contenido de materia orgánica (Baligar *et al.*, 2007).

Bunch (2008), por su parte menciona que la utilización coberturas constituye una de las diferentes prácticas de manejo de suelos que pueden ser usadas para mejorar las condiciones físicas, químicas y biológicas de suelos tropicales en proceso de degradación, permitiendo el mantenimiento o conservación de los niveles de materia orgánica y nutrientes. La materia orgánica cumple una función valiosa en la conservación de la humedad (retención de agua). Juntas –materia orgánica y humedad– propician que millones de organismos vivan en el suelo: un indicador de que está vivo. Coincidiendo con Blanchart *et al.* (2006) que indican que muchos estudios han detallado las ventajas de las leguminosas como cultivos de cobertura para asegurar la productividad sostenible de las plantas incrementando la materia orgánica del suelo.

En el sistema amazónico, la dinámica de aprovechamiento de los nutrientes es más intensa en el periodo lluvioso, el aumento de la humedad favorece las actividades de la biota del suelo en el proceso de mineralizar la materia orgánica acumulada durante el periodo de baja precipitación (Filgueiras *et al.*, 2006).

## **5.8. Indicadores físicos (Cuadro 15)**

De las cuatro profundidades evaluadas para determinar la DA ( $\text{g cc}^{-1}$ ) solo la primera profundidad (0-10 cm) presentó valores significativamente diferentes, siendo la cobertura *Callisia repens* la que tiene el menor valor. Las propiedades físicas del suelo son estáticas o dinámicas. Ejemplos de las propiedades físicas estáticas son la textura y la densidad de partícula del suelo, los valores de estas propiedades son estáticos y no cambian durante un corto periodo de tiempo o aún en muchas décadas. De otro lado, la densidad aparente del horizonte A es dinámico y puede ser fácilmente alterado por fuerzas externas (Cassel, 2006). Por su parte, Kirkby y Powlson (2004) afirman que la DA puede ser afectada por la textura, porosidad, agregación y materia orgánica siendo este último uno de los factores fundamentales porque influye en la estructura del suelo al mejorar la estabilidad de agregados y favorece a una mejor distribución de poros de diferentes tamaños y disminuye la densidad aparente porque sus componentes son menos densos que los componentes minerales.

*Callisia repens* es una especie que desarrolla el 100% de sus raíces en los primeros 10 cm de la superficie del suelo, es el cultivo que contiene 3.78% de materia orgánica en el suelo y tiene una textura franco arenoso, estas características logran disminuir la densidad aparente en esta primera capa del suelo.

La textura, a diferencia de los demás indicadores, no está influenciada por el manejo, ya que es una propiedad inherente del suelo y por tanto, puede ser considerada como una ventaja natural que afecta la calidad de un suelo. Sin embargo, la textura es muy importante porque afecta las variables físicas (porosidad, agregación, retención de agua), químicas (intercambio catiónico) y biológicas consecuentemente. En general, una textura franco arcillosa puede ser buena para cultivos en ambientes secos, y una franco arenosa es mejor en ambientes húmedos (Gliessman, 2002). En este estudio la mayoría de los suelos tuvieron textura franco o franco arenoso, aunque todos los suelos presentaron más de 40% de arena.

**Cuadro 15.** Medias y análisis de varianza de los indicadores físicos de los seis sistemas en estudio. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

Indicadores físicos	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	Testigo	Valor p ANVA
DA (g cc <sup>-1</sup> )							
• 0-10 cm	1.09 <sup>b</sup>	0.98 <sup>ab</sup>	0.89 <sup>a</sup>	0.99 <sup>ab</sup>	1.00 <sup>b</sup>	1.06 <sup>b</sup>	0.0191*
• 10-20 cm	1.32	1.22	1.26	1.28	1.19	1.29	0.1673
• 20-30 cm	1.36	1.33	1.36	1.34	1.30	1.32	0.7036
• 30-40 cm	1.33	1.31	1.38	1.37	1.33	1.36	0.4827
Arena (%)	48.00	44.00	53.33	47.33	50.67	43.67	0.8181
Limo (%)	36.67	36.67	24.67	37.33	30.67	33.67	0.3339
Arcilla (%)	15.33	19.33	18.00	15.33	18.67	22.67	0.3194
Textura	Franco	Franco	Fr.A	Franco	Fr.A	Franco	-
I (cm h <sup>-1</sup> )	2.38 <sup>c</sup>	14.80 <sup>a</sup>	13.80 <sup>a</sup>	13.20 <sup>a</sup>	8.80 <sup>b</sup>	3.10 <sup>c</sup>	<0.0001*
RM (kg cm <sup>-2</sup> )							
• 0 cm	1.78 <sup>c</sup>	1.35 <sup>b</sup>	1.30 <sup>ab</sup>	1.52 <sup>bc</sup>	1.02 <sup>a</sup>	1.49 <sup>bc</sup>	0.0049*
• 10 cm	2.71 <sup>c</sup>	2.47 <sup>bc</sup>	2.42 <sup>b</sup>	2.31 <sup>ab</sup>	2.04 <sup>a</sup>	2.29 <sup>ab</sup>	0.0047*
• 20 cm	2.56 <sup>c</sup>	2.44 <sup>bc</sup>	2.43 <sup>bc</sup>	2.19 <sup>ab</sup>	2.12 <sup>a</sup>	2.22 <sup>ab</sup>	0.0259*
• 30 cm	2.51 <sup>c</sup>	2.29 <sup>ab</sup>	2.34 <sup>bc</sup>	2.13 <sup>ab</sup>	2.08 <sup>a</sup>	2.19 <sup>ab</sup>	0.0087*
• 40 cm	1.92 <sup>c</sup>	1.94 <sup>c</sup>	1.88 <sup>bc</sup>	1.79 <sup>bc</sup>	1.35 <sup>a</sup>	1.60 <sup>ab</sup>	0.0079*

DA: Densidad aparente. Letras distintas en filas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ). Fr.A: Franco Arenoso. I: Infiltración, RM: Resistencia mecánica \* Comparaciones que presentaron diferencias significativas.

La resistencia mecánica del suelo ( $\text{kg cm}^{-2}$ ) fue significativa en la superficie del suelo de cada parcela y en las cuatro profundidades evaluadas, siendo la cobertura *Centrosema* la que presentó el menor valor en las cinco evaluaciones. *Centrosema* es la cobertura que produjo mayor cantidad de biomasa aérea y radicular cuyo proceso de descomposición de estos residuos vegetales estimula la formación y estabilización de los agregados del suelo, incrementando la infiltración, la capacidad retentiva del agua, aireación y reduciendo la densidad aparente y la resistencia mecánica del suelo a la penetración radicular (Fageria *et al.*, 2005).

### 5.8.1. Capacidad de infiltración

En el Cuadro 16, se detalla la velocidad de infiltración promedio de agua a una hora de iniciado el proceso. La infiltración se estimó después de obtener los datos de velocidad de infiltración de cada cobertura y el testigo. Se ajustó una curva usando la ecuación de Kostyakov,  $I=at^{b-1}$  (Henríquez y Cabalceta 1999), donde  $I$  es la infiltración ( $\text{cm h}^{-1}$ ),  $t$  es el tiempo (horas),  $a$  es el intercepto y  $b$  es la pendiente de la curva.

**Cuadro 16.** Capacidad de infiltración promedio de agua de los diferentes sistemas en estudio. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

Sistemas	Ecuación	$R^2$	Infiltración promedio ( $\text{cm h}^{-1}$ )*
<i>Arachis</i>	$I = 1.38t^{-0.248}$	0.93	2.38 <sup>c</sup>
<i>Calopogonium</i>	$I = 8.07t^{-0.176}$	0.98	14.80 <sup>a</sup>
<i>Callisia</i>	$I = 7.29t^{-0.117}$	0.99	13.80 <sup>a</sup>
<i>Canavalia</i>	$I = 6.97t^{-0.143}$	0.97	13.20 <sup>a</sup>
<i>Centrosema</i>	$I = 6.71t^{-0.286}$	0.96	8.80 <sup>b</sup>
Testigo	$I = 1.89t^{-0.275}$	0.96	3.10 <sup>c</sup>

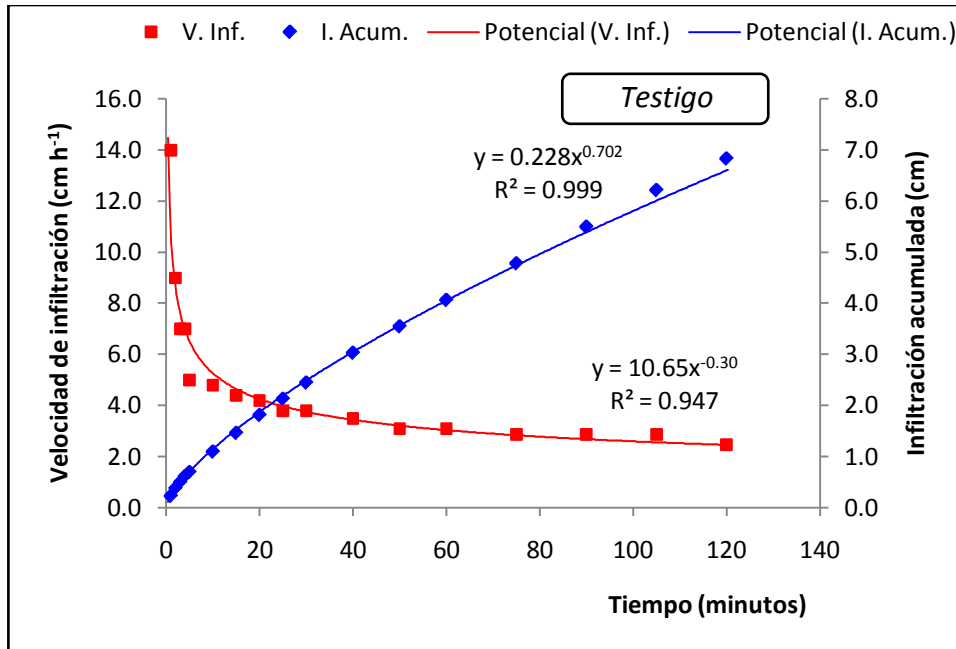
\*Infiltración promedio a 1 hora de iniciada la prueba. Letras distintas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

La infiltración fue estadísticamente diferente en los seis sistemas evaluados. La velocidad de infiltración promedio ( $\text{cm h}^{-1}$ ) fue mayor en los sistemas con *Calopogonium*, *Callisia* y *Canavalia*.

La velocidad de infiltración o intensidad de entrada del agua, se puede definir como la velocidad de penetración del agua en el perfil del suelo, cuando la superficie del terreno está cubierta por una capa de agua poco profunda (Holzapfel y Matta, 2000).

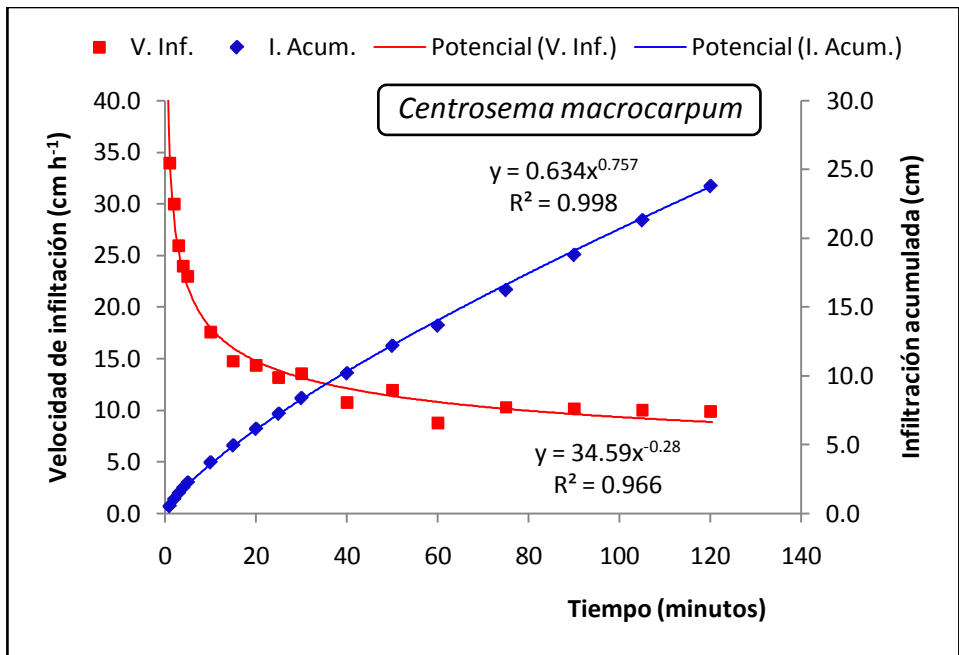
La infiltración depende de muchos factores, por lo que su estimación confiable es bastante difícil y es imposible obtener una relación única entre todos los parámetros que la condicionan (Mijares, 1999). La compactación natural, dificulta la penetración del agua y por tanto, reduce la capacidad de infiltración. Una superficie sin vegetación está expuesta al choque directo de las gotas de lluvia, que también da lugar a la compactación, lo que también disminuye la infiltración, además, la textura del terreno influye por sí en la infiltración cuanto mayor sea la proporción de materiales finos menos será la infiltración (Vélez y Vélez, 2002). Estos factores pueden estar afectando la capacidad de infiltración de agua en el testigo (sin cobertura vegetal), tal como se observa en la Figura 8, que la infiltración en estas parcelas es menor en comparación con las coberturas y que contiene 22.67% de arcilla, logrando una capacidad de infiltración menor a las coberturas vegetales con excepción de *Arachis pintoi*.

La cobertura vegetal desempeña un papel importante en la regulación del ciclo hidrológico. Bajo condiciones de precipitación, la interceptación de la lluvia por la cobertura vegetal reduce la cantidad que cae al suelo. Asimismo, la presencia de cobertura vegetal afecta la dinámica del agua de varias formas: 1) actuando como barrera que reduce la escorrentía, 2) reduce el impacto de las gotas de lluvia, y 3) como mejoradora del suelo, incrementando la infiltración y la retención de agua (Young, 1997). Así mismo, Blanchart *et al.* (2006) agregan, el incremento de la materia orgánica del suelo mejora el régimen hídrico de los suelos y la disminución de la escorrentía y la erosión.

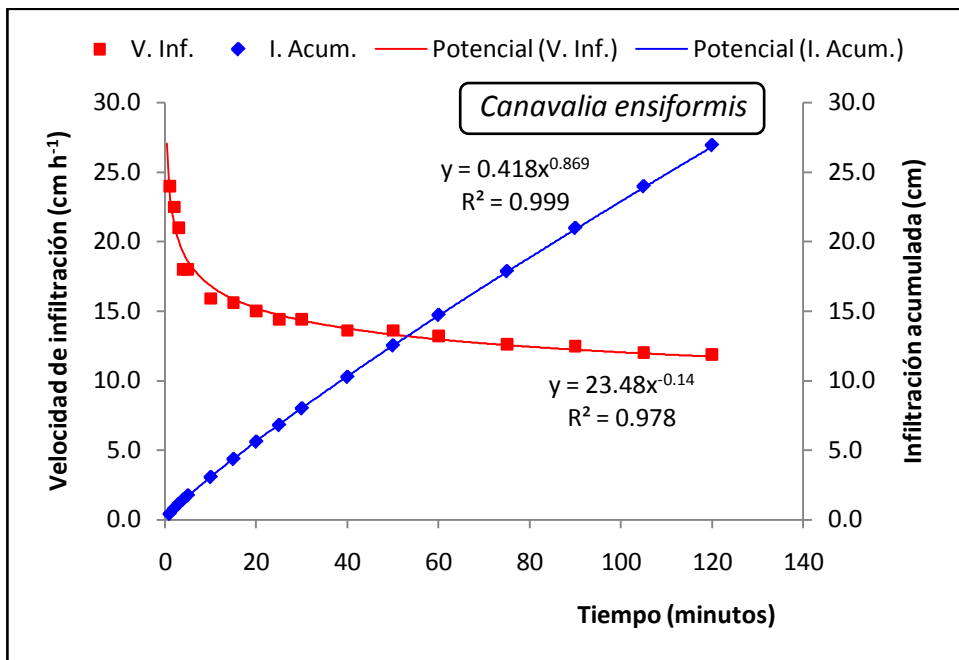


**Figura 8.** Promedio de velocidad de infiltración (cm h<sup>-1</sup>) e infiltración acumulada (cm) en las en las parcelas testigo.

Al utilizar las coberturas que cubren la superficie del suelo, estas las plantas lo protegen de la compactación por impacto de lluvia, se frena el recorrido superficial del agua que está, así, más tiempo expuesta a su posible infiltración, es así que *Centrosema* (Figura 9), *Canavalia* (Figura 10), *Callisia* (Figura 11) y *Calopogonium* (Figura 12), logran capacidades de infiltración que van desde 8.80 a 14.80 cm h<sup>-1</sup>, estos resultados son congruentes con los reportados por Ríos *et al.* (2007) quienes concluyen que los sistemas con mayor cobertura presentan los mayores valores de infiltración, debido quizás al efecto esponja del *mulch* que se encuentra sobre el suelo, el cual permite que el agua se mantenga a lo largo de la lluvia.



**Figura 9.** Promedio de velocidad de infiltración (cm h<sup>-1</sup>) e infiltración acumulada (cm) en las parcelas con *Centrosema macrocarpum*.



**Figura 10.** Promedio de velocidad de infiltración (cm h<sup>-1</sup>) e infiltración acumulada (cm) en las parcelas con *Canavalia ensiformis*.



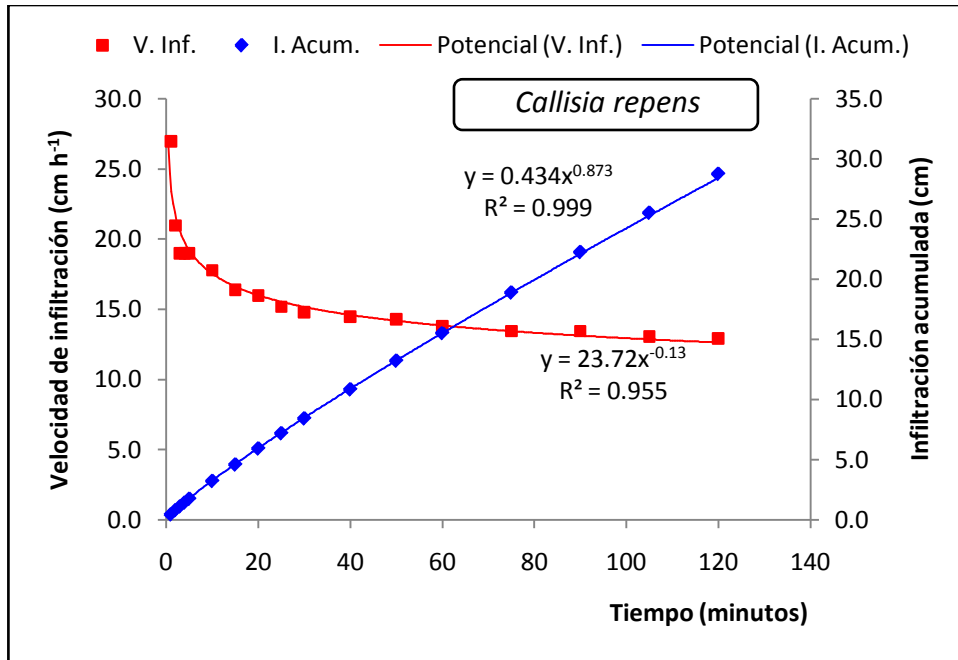


Figura 11. Promedio de velocidad de infiltración (cm h<sup>-1</sup>) e infiltración acumulada (cm) en las parcelas con *Callisia repens*.

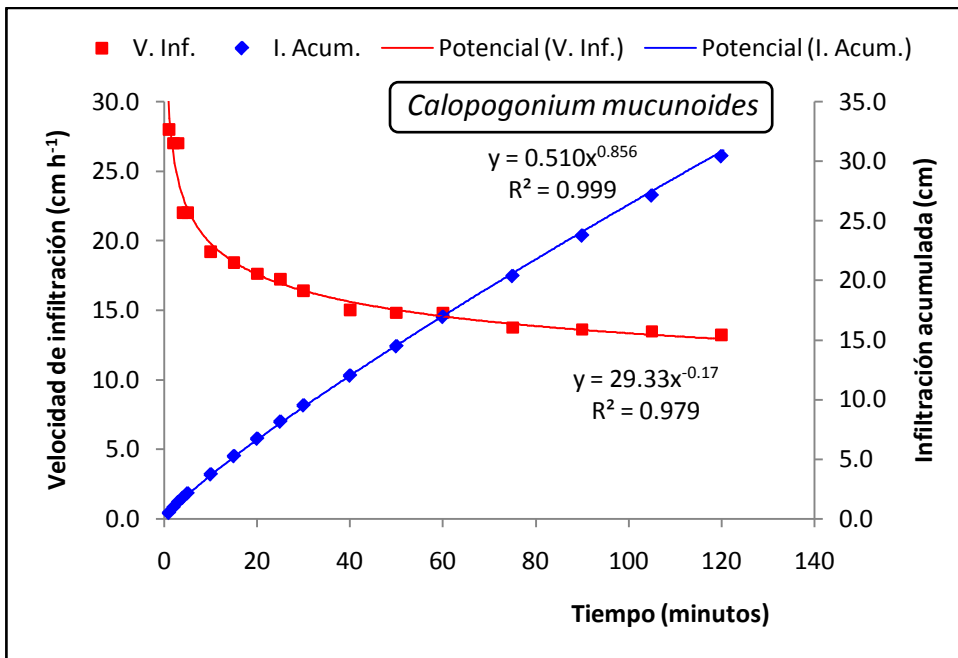


Figura 12. Promedio de velocidad de infiltración (cm h<sup>-1</sup>) e infiltración acumulada (cm) en las parcelas con *Calopogonium mucunoides*.

*Arachis pintoi* (Figura 13) registró la menor infiltración en comparación a las demás coberturas, esto se debe posiblemente a la alta densidad radicular que presenta este cultivo y a un mayor contenido de humedad en el suelo al momento de realizar la prueba (44%).

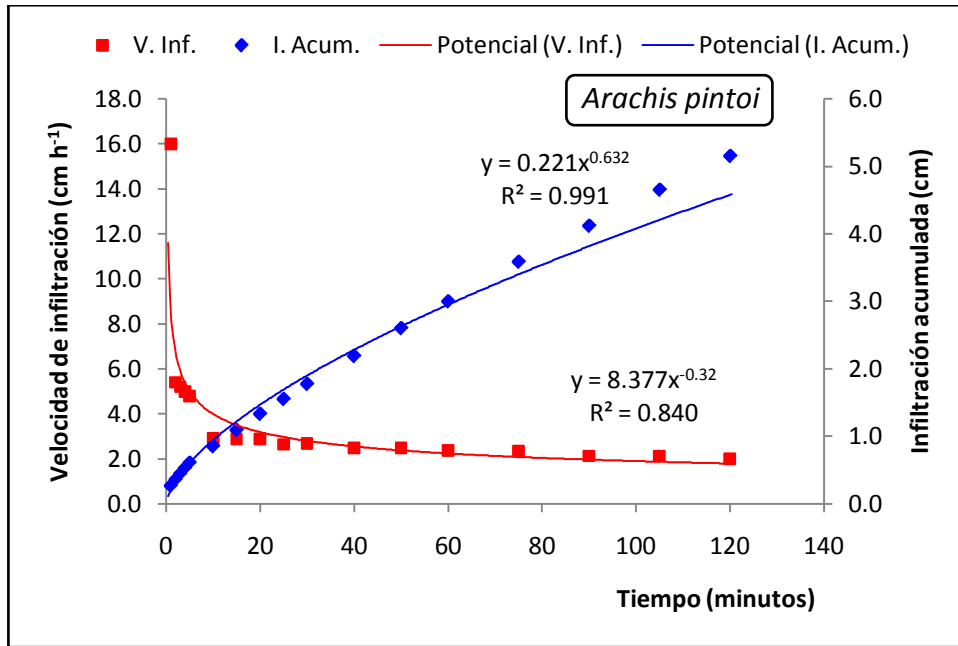


Figura 13. Promedio de velocidad de infiltración ( $\text{cm h}^{-1}$ ) e infiltración acumulada (cm) en las parcelas con *Arachis pinto*.

El consolidado de la capacidad de infiltración de los seis sistemas evaluados se muestra en la Figura 14, donde se observa la mayor (*Calopogonium mucunoides*) y menor (*Arachis pinto*) velocidad de infiltración.

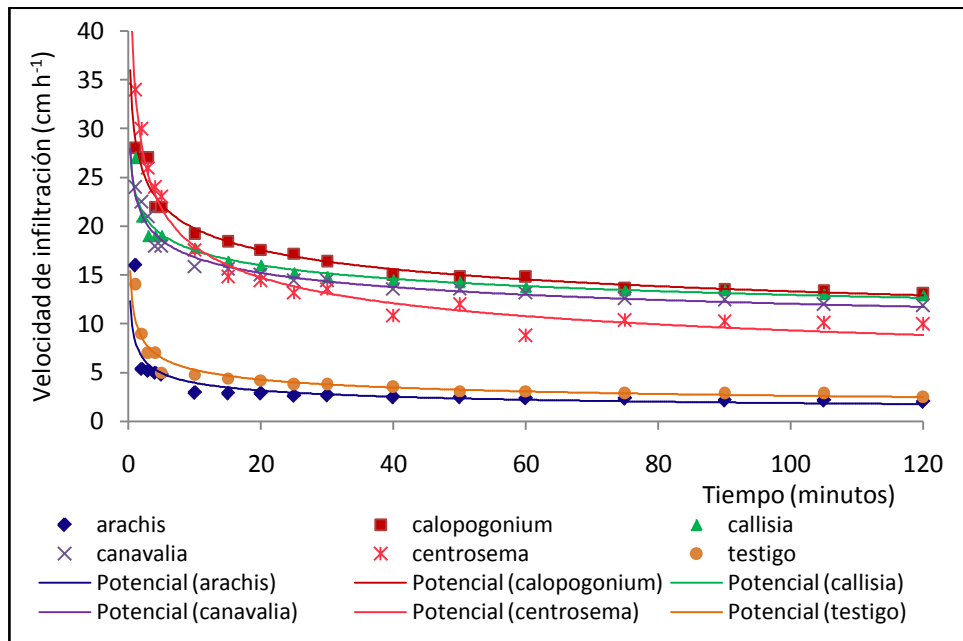
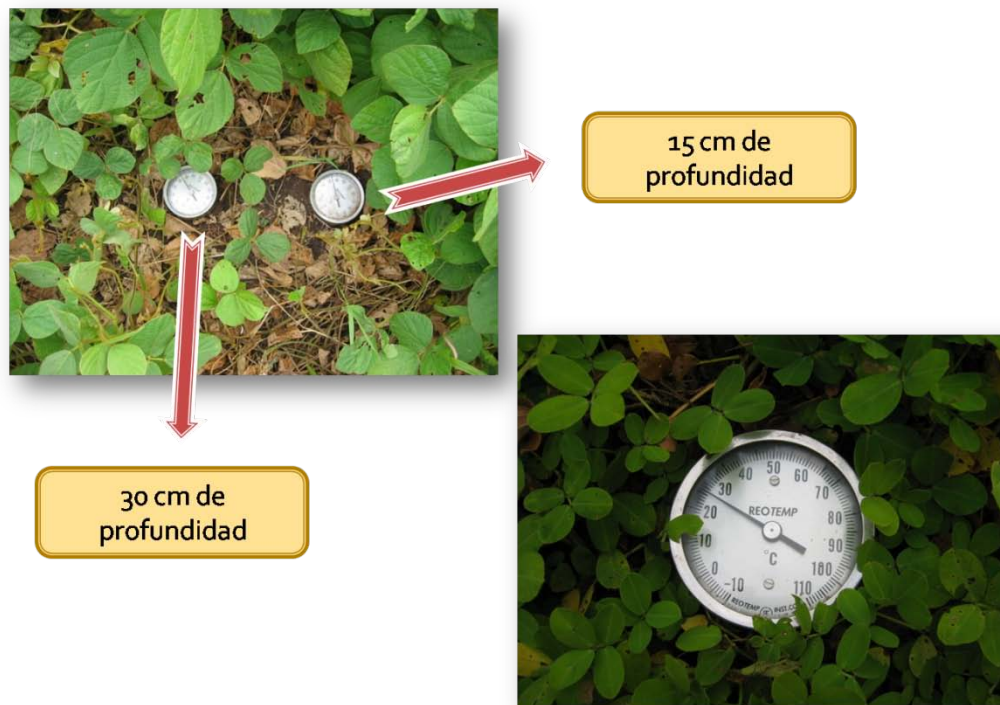


Figura 14. Curvas de infiltración promedio del agua ( $\text{cm h}^{-1}$ ) en las parcelas sembradas con coberturas

y las parcelas tratadas como testigo.

### 5.8.2. Temperatura del suelo

Los registros de temperatura se iniciaron en octubre del 2006 y se prosiguieron hasta septiembre del 2007 (1 año). En la Figura 15, se muestra la posición de los geotermómetros en el suelo, colocados a 15 y 30 cm de profundidad en cada parcela.



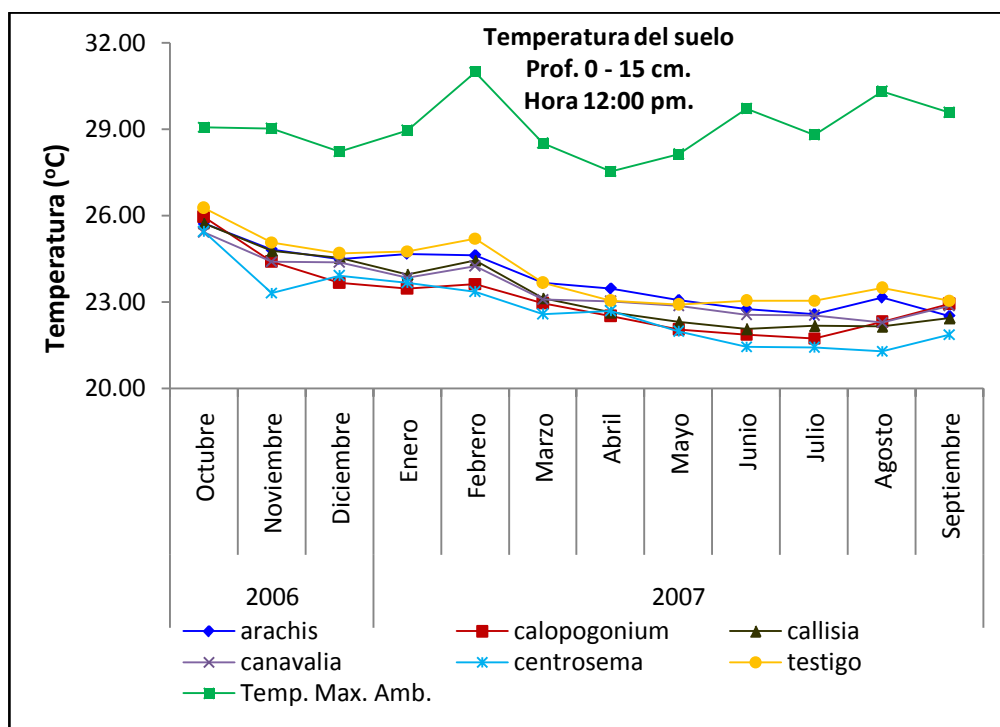
**Figura 15.** Posición de los geotermómetros en el suelo colocados a 30 cm de profundidad (derecha) y 15 cm de profundidad (izquierda) en cada parcela.

Numerosos procesos en el suelo y en las plantas son dependientes de la temperatura. La temperatura del suelo varía con la profundidad y tiempo durante el día. El cambio de la temperatura en la superficie del suelo durante un periodo de 24 horas puede exceder los 20 a 30°C en casos extremos, pero la adición de una delgada capa de *mulch* orgánico sobre la superficie del suelo puede reducir las fluctuaciones de temperatura (Cassel, 2006).

La temperatura del suelo es importante para determinar los procesos físicos del suelo, los cuales influyen el crecimiento y desarrollo de las raíces (Fageria *et al.*, 2006) y la vida

microbial del suelo. La temperatura también interviene en la relación entre el aporte de material vegetal bruto y la velocidad de transformación, predominando, según los valores de temperatura existentes, el aporte de material vegetal o la transformación del mismo –con temperaturas más elevadas– (Labrador, 2001). La respuesta de las leguminosas para variar la temperatura radicular puede ser influenciada por los strains de *Rhizobium*, temperatura de la planta y la disponibilidad de nitrógeno (Fageria *et al.*, 2006).

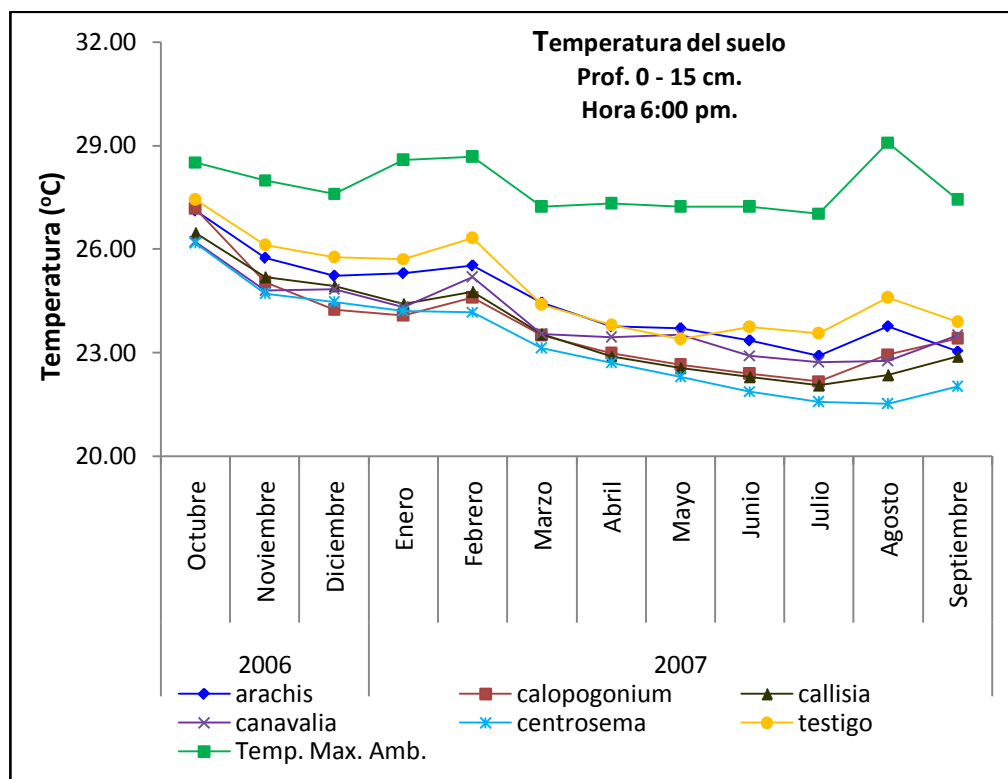
En la Figura 16, se muestra el comportamiento de la temperatura del suelo a la profundidad de 15 cm, registrada a las 12:00 del medio día. Así mismo, se muestra la temperatura máxima ambiental registrada en el mismo periodo y a la misma hora. Las variaciones de la temperatura fueron: 27.5°C – 31.0°C para temperatura máxima ambiental, 22.5°C – 25.7°C para *Arachis*, 21.7°C – 26.0°C para *Calopogonium*, 22.1°C – 25.7°C para *Callisia*, 22.3°C – 25.4°C para *Canavalia*, 21.3°C – 25.4°C para *Centrosema* y 22.9°C – 26.3°C para el testigo.



**Figura 16.** Promedio de temperatura del suelo (0-15 cm), hora 12:00 pm. E.E “El Chocloino” San Martín – Perú.

En la Figura 17, se muestra el comportamiento de la temperatura del suelo a la profundidad de 15 cm, registrada a las 06:00 p.m. Así mismo, se muestra la temperatura máxima ambiental registrado en el mismo periodo y a la misma hora. Las variaciones de la temperatura fueron:

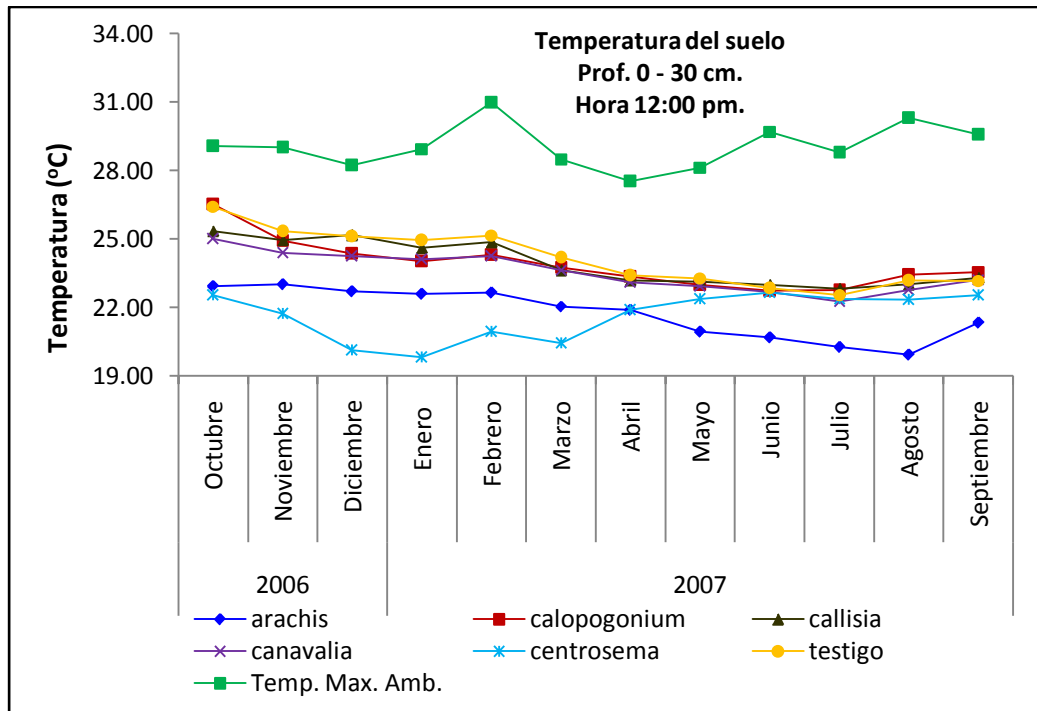
27.2°C – 29.1°C para temperatura máxima ambiental, 22.9°C – 27.1°C para *Arachis*, 22.1°C – 27.2°C para *Calopogonium*, 22.1°C – 26.5°C para *Callisia*, 22.7°C – 26.2°C para *Canavalia*, 21.5°C – 26.2°C para *Centrosema* y 23.4°C – 27.4°C para el testigo.



**Figura 17.** Promedio de temperatura del suelo (0-15 cm), hora 6:00 pm. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.

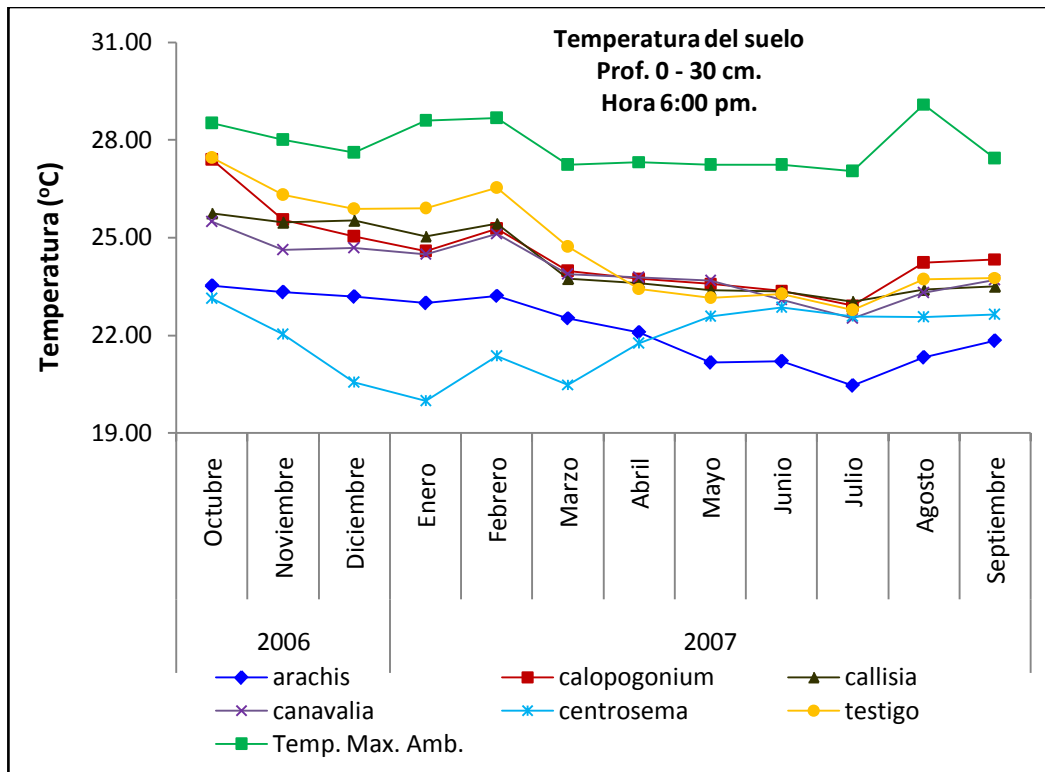
En ambas horas de evaluación a la misma profundidad, la temperatura registrada en el testigo es más alta que de las coberturas y a su vez, *Centrosema* es la cobertura que registra la menor temperatura del suelo. Esto se debe a su follaje frondoso y mayor producción de biomasa foliar, resultados que guardan relación con lo que menciona Gliessman (2002), que es posible inducir cambios en la temperatura del suelo cubriéndolo. La siembra de cultivos de cobertura es un método muy conocido para modificar y eliminar las variaciones de temperatura del suelo. El cultivo da sombra al suelo, disminuyendo por lo tanto su temperatura, pero además proporciona otros beneficios como un incremento del contenido de materia orgánica del suelo, disminuye la germinación de las semillas de malezas y conserva la humedad.

En la Figura 18, se muestra el comportamiento de la temperatura del suelo a la profundidad de 30 cm, registrado a las 12:00 del medio día, las variaciones de la temperatura fueron: 27.5°C – 31.0°C para temperatura máxima ambiental, 19.9°C – 23.0°C para *Arachis*, 22.8°C – 26.5°C para *Calopogonium*, 22.8°C – 25.3°C para *Callisia*, 22.3°C – 25.0°C para *Canavalia*, 19.83°C – 22.5°C para *Centrosema* y 22.6°C – 26.4°C para el testigo.



**Figura 18.** Promedio de temperatura del suelo (0-30 cm), hora 12:00 pm. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.

En la Figura 19, se muestra el comportamiento de la temperatura del suelo a la profundidad de 30 cm, registrada a las 06:00 p.m., Las variaciones de la temperatura fueron: 27.2°C – 29.1°C para temperatura máxima ambiental, 20.5°C – 23.5°C para *Arachis*, 22.9°C – 27.4°C para *Calopogonium*, 23.0°C – 25.8°C para *Callisia*, 22.5°C – 25.5°C para *Canavalia*, 19.9°C – 23.1°C para *Centrosema* y 22.8°C – 27.5°C para el testigo.



**Figura 19.** Promedio de temperatura del suelo (0-30 cm), hora 6:00 pm.  
E.E “El Choclino” San Martín – Perú.

Del mismo modo, las evaluaciones de temperatura registradas a la profundidad de 30 cm, en ambas horas, guardan relación con lo que reportan Baligar *et al.*, (2007) que realizaron estudios en campos experimentales de Perú y Brasil, en las que se registraron la temperatura del suelo a estas profundidades, determinándose que durante el crecimiento de las coberturas, suelos sin cobertura vegetal fueron de 1 a 4°C más cálidos que suelos con cobertura vegetal, *Centrosema* fue la cobertura que mantuvo la menor temperatura del suelo en Perú, mientras que en Brasil fue *Canavalia*.

## 5.9. Indicadores biológicos

Las parcelas sembradas con *Arachis* y *Centrosema* son las que presentaron significativamente la mayor población de nemátodos (población total) y dentro de esta población, estas mismas parcelas son las que albergaron la mayor población de nemátodos fitoparásitos (NF). Los demás indicadores biológicos no fueron significativos y tampoco las interacciones entre sistema y época de evaluación, datos que se detallan en el Cuadro 17.

**Cuadro 17.** Medias y análisis de varianza de los indicadores biológicos de los seis sistemas en estudio. E.E. “El Chocllino”, San Martín - Perú.

Indicadores biológicos	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	Testigo	Valor p ANVA
Nemátodos 100 cc <sup>-1</sup> suelo	332.19 <sup>b</sup>	213.20 <sup>ab</sup>	128.84 <sup>a</sup>	153.24 <sup>a</sup>	293.21 <sup>b</sup>	101.06 <sup>a</sup>	0.0057*
- NF (100 cc <sup>-1</sup> suelo)	206.65 <sup>c</sup>	168.78 <sup>bc</sup>	84.41 <sup>ab</sup>	111.04 <sup>abc</sup>	196.58 <sup>c</sup>	54.41 <sup>a</sup>	0.0191*
- NNF (100 cc <sup>-1</sup> suelo)	125.54 <sup>b</sup>	44.42 <sup>a</sup>	44.43 <sup>a</sup>	42.20 <sup>a</sup>	96.63 <sup>ab</sup>	46.65 <sup>a</sup>	0.0664
Hongos UFC g <sup>-1</sup> suelo	3.17E+04	6.92E+04	2.97E+04	4.01E+04	3.78E+04	2.70E+04	0.1540
Bacterias UFC g <sup>-1</sup> suelo	2.64E+08 <sup>ab</sup>	2.08E+07 <sup>a</sup>	6.60E+08 <sup>b</sup>	1.82E+08 <sup>ab</sup>	3.86E+08 <sup>ab</sup>	2.74E+07 <sup>a</sup>	0.0665
H nemátodos	1.59	1.66	1.64	1.71	1.56	1.59	0.9168
H hongos	1.31	1.10	1.47	1.32	1.38	1.38	0.2104

NF= nemátodos fitoparásitos; NNF= nemátodos no fitoparásitos. Letras distintas en filas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ). \* Comparaciones que presentaron diferencias significativas

Como mencionan He *et al.* (2003), es importante conocer cómo van variando las poblaciones microbianas en el suelo sobre todo cuando se tiene tanta variabilidad como son los suelos del trópico y también con respecto a los diferentes manejos que se dan en estos suelos. Por su parte, Blanchart *et al.* (2006), menciona que la caracterización de la actividad biológica y la diversidad en un suelo puede ayudar a entender la dinámica de la estructura del suelo y el flujo de nutrientes, además de asegurar el contenido de carbono y nitrógeno en el suelo.

*A. Pintoi* y *C. macrocarpum* son los cultivos de cobertura que están influenciando directamente en la población de nemátodos del suelo por medio de su crecimiento radicular, exudados radiculares (aminoácidos, azúcares simples y ácidos orgánicos) además de los residuos vegetales. Estas coberturas vegetativas sobre la superficie del suelo crearon condiciones favorables de humedad y temperatura para incrementar la población de estos organismos en el



suelo (Baligar *et al.*, 2007). Por otro lado, Westerdahl *et al.*, (1998), mencionan que los cultivos de cobertura pueden ser usados particularmente para reducir la población de nemátodos, pero estos cultivos también pueden actuar como hospederos de otros nemátodos.

Se encontró diferencias significativas en los años de evaluación. Hubo un incremento en la población de nemátodos (población total) y nemátodos no fitoparásitos (NNF), la población de hongos decreció significativamente para el segundo año y las de bacterias lograron un aumento significativo en su población. Así mismo, el Índice de Diversidad de Shannon (H) para hongos tuvo un aumento significativo al segundo año, datos que se detallan en el Cuadro 18.

El incremento poblacional de nemátodos se debe principalmente a la actividad de las plantas. A medida que transcurre el tiempo, se puede estar generando condiciones físicas, químicas y biológicas apropiadas para el desarrollo de estos organismos. También, este incremento poblacional puede deberse al mayor aporte de materia orgánica al suelo como consecuencia de los cultivos componentes del sistema (Arévalo *et al.*, 2006).

**Cuadro 18.** Medias y análisis de varianza de los indicadores biológicos en las dos épocas evaluadas. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

Indicadores biológicos	Año		Valor p ANVA
	2007	2008	
Nemátodos 100 cc <sup>-1</sup> suelo	172.46 <sup>a</sup>	234.79 <sup>b</sup>	0.0392*
- NF (100 cc <sup>-1</sup> suelo)	126.56	147.39	0.4588
- NNF (100 cc <sup>-1</sup> suelo)	45.89 <sup>a</sup>	87.40 <sup>b</sup>	0.0364*
Hongos UFC g <sup>-1</sup> suelo	5.40E+04 <sup>b</sup>	2.44E+04 <sup>a</sup>	0.0048*
Bacterias UFC g <sup>-1</sup> suelo	8.37E+07 <sup>a</sup>	4.30E+08 <sup>b</sup>	0.0121*
H nemátodos	1.64	1.61	0.7814
H hongos	1.19 <sup>b</sup>	1.47 <sup>a</sup>	0.0020*

NF= nemátodos fitoparásitos; NNF= nemátodos no fitoparásitos. Letras distintas en filas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

\*Comparaciones que presentaron diferencias significativas.

Las poblaciones microbianas están influenciadas por el manejo de los cultivos y los residuos vegetales. La siembra de cultivos de cobertura es una práctica que ayuda a aumentar una población biológicamente diversa de organismos en el suelo (Magdoff, 1999) cuya existencia y funcionamiento es responsable de la vida y de las funciones físicas, químicas y biológicas que cumple para la sostenibilidad de los ecosistemas, solo así se entiende la biología y la importancia de las múltiples relaciones dinámicas que se establecen entre ellos (Bunch, 2008). Los hongos son esenciales para la naturaleza, dada su capacidad para mineralizar toda clase de materia orgánica con lo que contribuyen al equilibrio de los ciclos biogeoquímicos, son los principales agentes de la mineralización de materia orgánica en ambientes ácidos (Sánchez-Yáñez, 2007). En general, la población de hongos en el suelo depende del tipo y nivel de concentración de la materia orgánica, aunque los hongos existen más en áreas pobres en materia orgánica. Algunos géneros de hongos son abundantes con la adición de fuentes orgánicas de carbono, que disminuyen después de aumento inicial. Otros géneros de hongos mantienen elevadas densidades de población por periodos largos con la incorporación de restos vegetales. Por el contrario, las bacterias dominan a la comunidad microbiana a pH más elevados e incrementan su población al incrementarse la materia orgánica en el suelo (Mahaffe, 1997). En este estudio, el pH oscila de 5.8 a 6.0, son suelos moderadamente ácidos y presentan un nivel medio a alto de materia orgánica, estos factores podrían estar influyendo en la dinámica poblacional de hongos (disminuyéndola) y bacterias (incrementándola) en los dos años de evaluación.

Magdoff (1999) menciona que la diversidad biológica del suelo, es parte importante de la salud y estabilidad del agroecosistema. Para determinar la diversidad biológica de nemátodos y hongos en el suelo a través de un índice, utilizamos la metodología de Índice de Diversidad de Shannon, como se detalla a continuación (Somarriba, 1999):

$$H = - \sum_{i=1}^n (p_i)(\ln p_i)$$

Donde:

H = Índice de Diversidad de Shannon

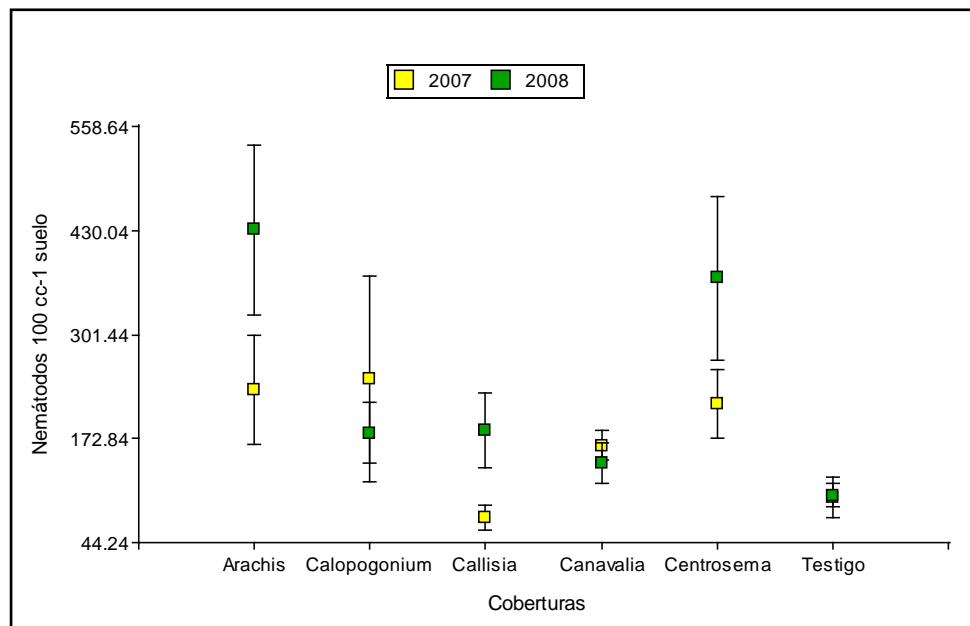
pi = Proporción o abundancia relativa de cada especie en la población

ln = Logaritmo natural

n = Número de especies en la población

Este índice H aumenta a medida que: 1) aumenta la riqueza (el número de especies) y 2) los individuos se distribuyen más homogéneamente entre todas las especies (Somarriba, 1999). Los géneros de hongos registran un mayor número al segundo año de evaluación y las cantidades de UFC's de estos microorganismos se distribuyen mas homogéneamente entre todos los géneros, estos resultados explican porque el Índice de Diversidad de Shannon se incrementa al segundo año de evaluación (Cuadros 11, 12, 15 y 16 del Anexo 2).

En la Figura 20, se muestra la dinámica poblacional de nemátodos en los sistemas y años evaluados. A pesar que la interacción entre coberturas por años no es significativa, se observa que el sistema de cultivo de cacao con *Arachis*, *Callisia* y *Centrosema*, puede estar generando las condiciones apropiadas (físicas, químicas y biológicas) para el incremento poblacional de nemátodos para el segundo año de evaluación.



**Figura 20.** Diagrama de puntos de la interacción coberturas por años para nematodos 100 cc<sup>-1</sup> suelo. E.E “El Choclino” San Martín – Perú.

En el Cuadro 19 se observa los 15 géneros de nemátodos identificados. Los géneros con mayor abundancia absoluta (número de individuos por género) y abundancia relativa en *Arachis* y *Centrosema* fueron *Aphelenchus*, *Dorylaimidos*, *Rhabditidos* y *Tylenchus*; *Aphelenchus* y *Meloidogyne* tuvieron mayor abundancia en *Calopogonium* y *Canavalia*; *Aphelenchus* y *Dorylaimidos* presentaron mayor abundancia relativa en *Callisia*; *Dorylaimidos* y *Tylenchus* en el testigo; *Xiphinema* solo apareció en *Canavalia*; y en general, *Arachis* presentó la mayor cantidad de nemátodos.

La diversidad de géneros de nemátodos en el suelo de los sistemas en estudio, hace que se consideren como organismos cosmopolitas, por ello, la variabilidad de relaciones que hay entre los demás organismos del suelo como cooperación, competencia, neutralismo, comensalismo, antagonismo, mutualismo, parasitismo y prelación (Arévalo *et al.*, 2006).

**Cuadro 19.** Medias de abundancia absoluta (nemátodos 100 cc<sup>-1</sup> suelos) y abundancia relativa (%) de 15 géneros de nemátodos en dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

2007/2008	<i>Arachis</i>		<i>Calopogonium</i>		<i>Callisia</i>		<i>Canavalia</i>		<i>Centrosema</i>		Testigo	
Géneros	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR
<i>Aphelenchus</i>	283.3	28.4	186.5	29.2	76.7	19.8	86.6	18.8	239.9	27.3	16.7	5.5
<i>Dorylaimidos</i>	123.3	12.4	76.6	12.0	70.0	18.1	50.0	10.9	119.9	13.6	73.3	24.2
<i>Helicotilenchus</i>	0.0	0.0	63.4	9.9	56.7	14.6	56.6	12.3	6.7	0.8	23.4	7.7
<i>Longidorus</i>	80.0	8.0	30.0	4.7	23.4	6.0	33.3	7.2	26.7	3.0	23.4	7.7
<i>Meloidogyne</i>	0.0	0.0	169.9	26.6	40.0	10.3	66.7	14.5	3.4	0.4	6.7	2.2
<i>Mononchus</i>	23.3	2.3	23.3	3.6	6.7	1.7	16.7	3.6	6.7	0.8	23.3	7.7
<i>Paratrichodorus</i>	6.7	0.7	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
<i>Pratylenchus</i>	3.4	0.3	3.4	0.5	10.0	2.6	6.7	1.4	0.0	0.0	0.0	0.0
<i>Rhabditidos</i>	230.0	23.1	33.3	5.2	56.7	14.6	60.0	13.0	163.3	18.6	43.4	14.3
<i>Rhadinaphelenchus</i>	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	3.4	0.7	0.0	0.0	0.0	0.0
<i>Rotylenchulus</i>	16.7	1.7	20.0	3.1	3.4	0.9	0.0	0.0	73.3	8.3	0.0	0.0
<i>Trichodorus</i>	113.4	11.4	13.4	2.1	13.4	3.5	20.0	4.3	96.6	11.0	20.0	6.6
<i>Tylenchorhynchus</i>	0.0	0.0	0.0	0.0	20.0	5.2	0.0	0.0	0.0	0.0	23.4	7.7
<i>Tylenchus</i>	116.7	11.7	20.0	3.1	10.0	2.6	56.6	12.3	143.3	16.3	50.0	16.5
<i>Xiphinema</i>	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	3.4	0.7	0.0	0.0	0.0	0.0
Total	996.7	100.0	639.6	100.0	386.7	100.0	459.8	100.0	879.6	100.0	303.3	100.0

AA=Abundancia absoluta

AR=Abundancia relativa

En el Cuadro 20 se detallan los géneros que presentaron mayor frecuencia absoluta (número de parcelas en las cuales se encontró cada género) y la frecuencia relativa (%). En *Arachis* y *Centrosema* fueron *Aphelenchus*, *Dorylaimidos*, *Rhabditidos*, *Trichodorus* y *Tylenchus*; *Aphelenchus* y *Meloidogyne* fueron más frecuentes en *Calopogonium*; *Aphelenchus* y *Dorylaimidos* presentaron mayor frecuencia en *Callisia*; en *Canavalia* los géneros más frecuentes fueron *Aphelenchus* y *Rhabditidos*; *Dorylaimidos* y *Tylenchus* en el testigo. Los 15 géneros de nemátodos fueron más frecuentes en *Canavalia*.

**Cuadro 20.** Medias de frecuencia absoluta y frecuencia relativa (%) de 15 géneros de nemátodos en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

2007/2008	<i>Arachis</i>		<i>Calopogonium</i>		<i>Callisia</i>		<i>Canavalia</i>		<i>Centrosema</i>		Testigo	
Géneros	FA	FR	FA	FR	FA	FR	FA	FR	FA	FR	FA	FR
<i>Aphelenchus</i>	3	14.3	2.5	11.9	2.5	13.2	3	13.3	3	15.0	1.5	7.9
<i>Dorylaimidos</i>	3	14.3	3	14.3	2.5	13.2	2.5	11.1	3	15.0	3	15.8
<i>Helicotilenchus</i>	0	0.0	2.5	11.9	2	10.5	2	8.9	0.5	2.5	1.5	7.9
<i>Longidorus</i>	1.5	7.1	2	9.5	2	10.5	2	8.9	2	10.0	1.5	7.9
<i>Meloidogyne</i>	0	0.0	3	14.3	2	10.5	1.5	6.7	0.5	2.5	1	5.3
<i>Mononchus</i>	2	9.5	2	9.5	1	5.3	1.5	6.7	0.5	2.5	2.5	13.2
<i>Paratrichodorus</i>	1	4.8	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0
<i>Pratylenchus</i>	0.5	2.4	0.5	2.4	1	5.3	0.5	2.2	0	0.0	0	0.0
<i>Rhabditidos</i>	3	14.3	2	9.5	2	10.5	3	13.3	3	15.0	1.5	7.9
<i>Rhadinaphelenchus</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	4.4	0	0.0	0	0.0
<i>Rotylenchulus</i>	1	4.8	1	4.8	0.5	2.6	0	0.0	1.5	7.5	0	0.0
<i>Trichodorus</i>	3	14.3	1	4.8	1.5	7.9	2	8.9	3	15.0	2.5	13.2
<i>Tylenchorhynchus</i>	0	0.0	0	0.0	1	5.3	0	0.0	0	0.0	1	5.3
<i>Tylenchus</i>	3	14.3	1.5	7.1	1	5.3	2.5	11.1	3	15.0	3	15.8
<i>Xiphinema</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	4.4	0	0.0	0	0.0
Total	21	100.0	21	100.0	19	100.0	22.5	100.0	20	100.0	19	100.0

FA=Frecuencia absoluta

FR=Frecuencia relativa

Los análisis nematológicos del suelo de los sistemas en estudio, nos indican una diversidad de nemátodos fitoparásitos (NF) y nemátodos no fitoparásitos (NNF) de los géneros *Dorylaimidos*, *Rhabditidos* y *Mononchus* que se detalla en el Cuadro 21. En general, los NF de mayor importancia para el cultivo de cacao, como cultivo predominante dentro del sistema, son: *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus* y *Xiphinema* (Arévalo, et al., 2006). También se

encontró *Tylenchus*, *Aphelenchus* y *Rotylenchus*, considerados como nemátodos asociados al cultivo de cacao.

Las especies de nemátodos que causan mayor daño a las plantas en todo el mundo son principalmente parásitas de raíces, en la mayoría de los casos, pasan todo su ciclo biológico en el suelo o en raíces de las plantas hospedantes. Resultados muy similares encontró Canto (2000), en los componentes de un sistema de cultivo que evaluó y encontró con mayor frecuencia a *Helicotylenchus*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Rhadopholus* y *Criconemoides* en plátano; y *Meloidogyne* en cacao.

**Cuadro 21.** Medias de población (nematodos 100 cc<sup>-1</sup> suelo) y abundancia relativa (%) de nemátodos fitoparásitos y no fitoparásitos en los diferentes sistemas. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

2007/2008	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	Testigo
Nematodos						
Fitoparásitos						
<i>Aphelenchus</i>	94.4	62.2	25.5	28.9	80.0	5.6
<i>Helicotilenchus</i>	0.0	21.1	18.9	18.9	2.2	7.8
<i>Longidorus</i>	26.7	10.0	7.8	11.1	8.9	7.8
<i>Meloidogyne</i>	0.0	56.6	13.3	22.2	1.1	2.2
<i>Paratrichodorus</i>	2.2	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
<i>Pratylenchus</i>	1.1	1.1	3.3	2.2	0.0	0.0
<i>Rhadinaphelenchus</i>	0.0	0.0	0.0	1.1	0.0	0.0
<i>Rotylenchulus</i>	5.6	6.7	1.1	0.0	24.4	0.0
<i>Trichodorus</i>	37.8	4.4	4.4	6.7	32.2	6.7
<i>Tylenchorhynchus</i>	0.0	0.0	6.7	0.0	0.0	7.8
<i>Tylenchus</i>	38.9	6.7	3.3	18.9	47.8	16.7
<i>Xiphinema</i>	0.0	0.0	0.0	1.1	0.0	0.0
Total	206.6 <sup>c</sup>	168.8 <sup>bc</sup>	84.4 <sup>ab</sup>	111.0 <sup>abc</sup>	196.6 <sup>c</sup>	54.4 <sup>a</sup>
Porcentaje	62.2	79.2	65.5	72.5	67.0	53.8
Nematodos No						
Fitoparásitos						
<i>Dorylaimidos</i>	41.1	25.5	23.3	16.7	40.0	24.4
<i>Mononchus</i>	7.8	7.8	2.2	5.6	2.2	7.8
<i>Rhabditidos</i>	76.7	11.1	18.9	20.0	54.4	14.4
Total	125.5 <sup>b</sup>	44.4 <sup>a</sup>	44.4 <sup>a</sup>	42.2 <sup>a</sup>	96.6 <sup>ab</sup>	46.6 <sup>a</sup>
Porcentaje	37.8	20.8	34.5	27.5	33.0	46.2
<b>Total</b>	<b>332.2</b>	<b>213.2</b>	<b>128.8</b>	<b>153.2</b>	<b>293.2</b>	<b>101.1</b>

Letras distintas en filas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

De hongos se identificaron 19 géneros, pero un grupo de hongos (Micelio) no se logró identificar. En el Cuadro 22, se muestra la abundancia absoluta y la abundancia relativa (%) de los géneros identificados en los seis tratamientos en estudio. Los géneros que tuvieron mayor abundancia fueron: *Fusarium*, *Penicillium* y *Trichoderma*. Estos géneros representan el 74.3% de la abundancia relativa de hongos en *A. pintoii*, 73.6% en *C. mucunoides*, 61.1% en *C. repens*, 73.7% en *C. ensiformis*, 69.7% en *C. macrocarpum* y 48.6% en testigo. La mayor población de hongos se encontró en *C. mucunoides*.

Los hongos son los principales agentes de descomposición de la materia orgánica en todos los ambientes ácidos; una de las principales actividades de los hongos es la descomposición de la celulosa, hemicelulosa, pectinas, almidón, grasas y compuestos de lignina; participan en la formación del humus y contribuyen al reciclaje de nutrientes y a la estabilidad de agregados mediante la degradación de residuos vegetales y animales (Ulacio *et. al.*, 1998).

El género *Trichoderma* representa un gran porcentaje dentro de la abundancia absoluta de los sistemas analizados, este género es un micoparásito que tiene la habilidad para colonizar rápidamente sustratos orgánicos en la ausencia de competencia microbiana, las especies de *Trichoderma* son beneficiosas y aportan a la calidad de suelos por ser micoparásitos y antagonistas de amplio espectro, además de ser promotoras del crecimiento de las plantas (Bailey y Lumsden, 1998).

Este grupo de hongos que son beneficiosos para el suelo y para la planta, se encuentran dentro del género *Trichoderma*, estos hongos se encuentran presentes en forma natural, en casi todos los suelos y hábitats del planeta. Se caracterizan porque se desarrollan rápidamente y emiten gran cantidad de esporas verdes. Es un hongo que frecuentemente se encuentra sobre madera y tejidos vegetales en descomposición. Es un organismo dominante en los suelos, debido a su naturaleza agresiva y su capacidad metabólica para competir con la abundante microflora circundante. La forma más común que tiene el *Trichoderma* de parasitar a otros hongos, es el parasitismo directo. Además, *Trichoderma* secreta enzimas (celulasas, glucanasas, lipasas, proteasas y quitinasas) que ayudan a disolver la pared celular de las hifas del huésped, facilitando la inserción de estructuras especializadas y el micelio de *Trichoderma*, absorbiendo los nutrientes del interior del hongo huésped. El parasitismo directo no es el único método que tiene *Trichoderma* para parasitar a otros hongos. También produce antibióticos que le permiten inhibir el desarrollo de otros hongos o bacterias, que compiten por nutrientes y espacio. Se puede mencionar incluso, que este hongo es capaz de detectar la pared celular del microorganismo patógeno, y emitir un antibiótico específico para este. Sin embargo, para lograr una competencia efectiva, es necesario que *Trichoderma* colonice el sustrato primero, o al mismo tiempo que el patógeno.



**Cuadro 22.** Medias de abundancia absoluta (UFC g<sup>-1</sup> suelo) y abundancia relativa (%) de 19 géneros de hongos en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

2007/2008	<i>Arachis</i>		<i>Calopogonium</i>		<i>Callisia</i>		<i>Canavalia</i>		<i>Centrosema</i>		Testigo	
Géneros	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR
<i>Aspergillus</i>	2.67E+03	2.8	1.00E+03	0.5	3.50E+03	3.9	8.34E+02	0.7	0.00E+00	0.0	2.34E+03	2.9
<i>Candida</i>	0.00E+00	0.0	1.50E+03	0.7	5.00E+02	0.6	2.00E+03	1.7	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0
<i>Cephalosporium</i>	0.00E+00	0.0	4.00E+03	1.9	1.00E+03	1.1	1.50E+03	1.2	0.00E+00	0.0	3.50E+03	4.3
<i>Chaetomium</i>	0.00E+00	0.0	1.00E+03	0.5	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0
<i>Cladosporium</i>	0.00E+00	0.0	3.34E+02	0.2	5.00E+02	0.6	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	1.50E+03	1.9
<i>Cunninghamella</i>	0.00E+00	0.0	3.83E+03	1.8	1.50E+03	1.7	1.50E+03	1.2	2.50E+03	2.2	5.00E+02	0.6
<i>Dictyosporium</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	5.00E+02	0.6	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0
<i>Fusarium</i>	2.25E+04	23.7	2.29E+04	11.0	1.15E+04	12.9	2.79E+04	23.1	1.68E+04	14.9	1.43E+04	17.7
<i>Gliocladium</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	5.00E+02	0.6	5.00E+02	0.4	3.34E+02	0.3	3.50E+03	4.3
<i>Mucor</i>	0.00E+00	0.0	1.00E+03	0.5	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0
<i>Mycogone</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	1.00E+03	1.1	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0
<i>Paecilomyces</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	1.00E+03	1.2
<i>Penicillium</i>	2.25E+04	23.7	1.20E+05	57.8	2.84E+04	31.8	4.27E+04	35.4	3.20E+04	28.2	1.47E+04	18.1
<i>Periconia</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	1.50E+03	1.7	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0
<i>Phialophora</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	4.17E+03	4.7	5.00E+02	0.4	3.34E+02	0.3	0.00E+00	0.0
<i>Stilbum</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	4.34E+03	3.8	1.34E+03	1.7
<i>Trichoderma</i>	2.29E+04	24.1	9.00E+03	4.3	1.12E+04	12.5	1.75E+04	14.5	1.82E+04	16.0	8.00E+03	9.9
<i>Trichosporum</i>	3.34E+03	3.5	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	7.35E+03	6.1	1.20E+04	10.6	4.67E+03	5.8
<i>Verticillium</i>	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	0.00E+00	0.0	2.50E+03	2.2	1.50E+03	1.9
Micelio	2.12E+04	22.3	4.32E+04	20.8	2.34E+04	26.2	1.82E+04	15.1	2.44E+04	21.5	2.40E+04	29.7
Total	9.50E+04	100.0	2.08E+05	100.0	8.90E+04	100.0	1.20E+05	100.0	1.13E+05	100.0	8.08E+04	100.0

AA=Abundancia absoluta

AR=Abundancia relativa

La competencia a nivel del sistema radicular se produce por las secreciones de importantes cantidades de nutrientes de las raíces, en activo crecimiento para hongos del suelo. Es decir, este hongo desarrolla lo que se denomina “nicho ecológico”; ocupa el sitio físico, y en el mismo se alimenta, se reproduce, etc., en este mismo sitio, por lo que es muy difícil que otro hongo u otro organismo patógeno, pueda colonizar la misma porción de suelo. Este hongo tiene también una serie de efectos secundarios en el suelo, emite vitaminas que absorbe la raíz, con lo que la planta crece más rápido y emite también gran cantidad de enzimas, que hace que la raíz se alimente mejor, este hongo se alimenta de nitrógeno, fósforo, potasio y microelementos, en caso de que no tenga ningún hongo para alimentarse, y mejora también la estructura del suelo. Estos efectos secundarios del hongo en suelo y raíces, se producen de forma simultánea con el ataque del hongo al patógeno (Cervantes, 2008).

Los hongos no identificados que se agruparon dentro del grupo de micelio son hongos fuertemente aeróbicos (Ulacio *et. al.* 1998), lo cual explica su mayor población en el estrato superficial del suelo.

En el Cuadro 23, se muestra la frecuencia absoluta y frecuencia relativa (%) de los 19 géneros de hongos, la mayor frecuencia relativa se encontró en *Callisia* y los géneros que presentaron mayor frecuencia absoluta fueron: *Aspergillus*, *Fusarium*, *Penicillium* y *Trichoderma*.

**Cuadro 23.** Medias de frecuencia absoluta y frecuencia relativa (%) de 19 géneros de hongos en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

2007/2008	<i>Arachis</i>		<i>Calopogonium</i>		<i>Callisia</i>		<i>Canavalia</i>		<i>Centrosema</i>		Testigo	
Géneros	FA	FR	FA	FR	FA	FR	FA	FR	FA	FR	FA	FR
<i>Aspergillus</i>	1.5	10.7	1	5.9	0.5	2.7	1	5.7	0	0.0	2	12.1
<i>Candida</i>	0	0.0	1	5.9	0.5	2.7	0.5	2.9	0	0.0	0	0.0
<i>Cephalosporium</i>	0	0.0	1.5	8.8	0.5	2.7	1	5.7	0	0.0	0.5	3.0
<i>Chaetomium</i>	0	0.0	0.5	2.9	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0
<i>Cladosporium</i>	0	0.0	0.5	2.9	0.5	2.7	0	0.0	0	0.0	1	6.1
<i>Cunninghamella</i>	0	0.0	1.5	8.8	0.5	2.7	1	5.7	1.5	8.8	0.5	3.0
<i>Dictyosporium</i>	0	0.0	0	0.0	0.5	2.7	0	0.0	0	0.0	0	0.0
<i>Fusarium</i>	3	21.4	3	17.6	3	16.2	3	17.1	3	17.6	2.5	15.2
<i>Gliocladium</i>	0	0.0	0	0.0	0.5	2.7	0.5	2.9	0.5	2.9	0.5	3.0
<i>Mucor</i>	0	0.0	0.5	2.9	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0
<i>Mycogone</i>	0	0.0	0	0.0	0.5	2.7	0	0.0	0	0.0	0	0.0
<i>Paecilomyces</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0.5	3.0
<i>Penicillium</i>	3	21.4	3	17.6	3	16.2	3	17.1	3	17.6	2.5	15.2
<i>Periconia</i>	0	0.0	0	0.0	1	5.4	0	0.0	0	0.0	0	0.0
<i>Phialophora</i>	0	0.0	0	0.0	2	10.8	0.5	2.9	0.5	2.9	0	0.0
<i>Stilbum</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1.5	8.8	0.5	3.0
<i>Trichoderma</i>	3	21.4	1.5	8.8	2.5	13.5	3	17.1	2.5	14.7	2	12.1
<i>Trichosporum</i>	0.5	3.6	0	0.0	0	0.0	1	5.7	1	5.9	0.5	3.0
<i>Verticillium</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0.5	2.9	0.5	3.0
Micelio	3	21.4	3	17.6	3	16.2	3	17.1	3	17.6	3	18.2
Total	14	100.0	17	100.0	18.5	100.0	17.5	100.0	17	100.0	16.5	100.0

FA=Frecuencia absoluta

FR=Frecuencia relativa

En el Cuadro 24, se muestra las medias de abundancia absoluta (UFC g<sup>-1</sup> suelo) y abundancia relativa (%) de bacterias en los dos años de evaluación.

**Cuadro 24.** Medias de abundancia absoluta (UFC g<sup>-1</sup> suelo) y abundancia relativa (%) de bacterias en los dos años de evaluación. E.E. “El Choclino”, San Martín – Perú.

2007/2008	<i>Arachis</i>		<i>Calopogonium</i>		<i>Callisia</i>		<i>Canavalia</i>		<i>Centrosema</i>		Testigo	
Bacterias	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR	AA	AR
<i>Aeróbicas</i>	2.73E+08	34.4	2.07E+07	33.2	1.69E+08	8.5	1.52E+08	27.7	3.03E+08	26.1	1.60E+07	19.5
<i>Anaeróbicas</i>	5.20E+08	65.6	4.17E+07	66.8	1.82E+09	91.5	3.95E+08	72.3	8.56E+08	73.9	6.60E+07	80.5
Total	7.92E+08	100.0	6.23E+07	100.0	1.98E+09	100.0	5.47E+08	100.0	1.16E+09	100.0	8.20E+07	100.0

AA=Abundancia absoluta

AR=Abundancia relativa

La mayor cantidad de bacterias (UFC g<sup>-1</sup> suelo) se registró en *C. repens*, seguido por *C. macrocarpum* y *A. pintoii*. La mayor abundancia absoluta de bacterias aeróbicas se encontró en *Centrosema* y la mayor abundancia relativa se registró en *A. pintoii*. Del mismo modo, la mayor abundancia absoluta y relativa de bacterias anaeróbicas se encontraron en *C. repens*. La abundancia relativa de bacterias anaeróbicas representa el 65.6% en *A. pintoii*, 66.8% en *C. mucunoides*, 91.5% en *C. repens*, 72.3% en *C. ensiformis*, 73.9% en *C. macrocarpum* y 80.5% en testigo, lo que indica que hay mayor proporción de estas bacterias frente a las bacterias aeróbicas.

Los procesos bioquímicos en el suelo, inducidos por microorganismos, incrementan la biodisponibilidad de S, Mn y Fe. Las bacterias aeróbicas y las anaeróbicas facultativas producen sideroforos (sustancias de bajo peso molecular, agentes quelatantes con alta afinidad a Fe<sup>3+</sup>) los cuales mejoran la nutrición de las plantas bajo condiciones de baja disponibilidad de Fe (Fageria *et al.*, 2002).

Las bacterias elaboran una serie de metabolitos como vitaminas, enzimas y otros compuestos beneficiosos para la planta, que van a ser absorbidos por las raíces. Todos estos nutrientes estimulan el crecimiento y desarrollo de las plantas (Cervantes, 2008).

Las bacterias en un suelo con oxígeno son dominantes y responsables de las transformaciones de la materia orgánica ya que crecen rápidamente y mineralizan una amplia gama de compuestos orgánicos naturales, el crecimiento bacteriano en presencia O<sub>2</sub> distingue tres categorías; aeróbicas, anaeróbicas y anaeróbicas facultativas que se reproducen sin oxígeno y superviven si está presente (Sánchez -Yáñez, 2008).

## 5.10. Índice de calidad de suelos aditivo (ICSA)

Magdoff (1999) señala que un suelo sano o de buena calidad es un suelo del que se pueden obtener cultivos, sanos y de alto rendimiento, con un mínimo de impactos negativos sobre el medio ambiente. Para determinar la calidad de suelos es necesario usar tres tipos de indicadores: físicos, químicos y biológicos; todos son importantes para analizar en forma conjunta las características y funciones de un suelo. De otro lado, García y Hernández (2003) consideran que los indicadores físicos y químicos son relativamente estables, ya que los cambios en un sistema tardan en modificar apreciablemente ese tipo de propiedades y por tal razón no justifica medirlos en intervalos cortos; en cambio, los indicadores biológicos son más sensibles y por eso se consideran los primeros y mejores para detectar cambios rápidos en un suelo. Retomando a Magdoff (1999), menciona que existe un interés por desarrollar un “índice” de calidad del suelo que ayude a comparar diferentes suelos. Como parte del desarrollo de tal método de comparación, sería necesario otorgarle importancia relativa a las diversas propiedades que son evaluadas como contribuyentes importantes para el índice. Además, complementa Fauci y Dick (1994) que es necesario caracterizar los sistemas para analizar las influencias que el manejo y componentes de los mismos pueden tener en el suelo; las prácticas culturales pueden afectar significativamente la calidad de suelos al cambiar los parámetros físicos, químicos y biológicos.

Uno de los índices que puede ser usado para comparar calidad de suelos es el “Índice de Calidad de Suelos Aditivo” (ICSA) que es básicamente una sumatoria de todos los índices (con valores entre 0-1) obtenidos de todos los indicadores medidos en un suelo. Se considera que a mayor valor del ICSA, mejor es la calidad de un suelo (Andrews *et al.* 2002).

Para lograr este índice, es necesario elegir los indicadores de calidad de suelos más adecuados. En general, se deben seguir 5 criterios: que los indicadores sean sensitivos a variaciones en el manejo, que estén correlacionados con las funciones del suelo, que sean útiles para esclarecer procesos del agroecosistema, que sean útiles y comprensibles para los que manejan el suelo, que sean fáciles y accesibles de medir (Doran y Zeiss 2000).

Se procedió a utilizar la metodología propuesta por Andrews *et al.* (2002) y se calculó el Índice de Calidad de Suelos Aditivo (ICSA) se con todos los indicadores de suelo evaluados en este estudio. *C. macrocarpum*, *C. ensiformis* y *C. repens* tuvieron el mejor Índice de Calidad de Suelos Aditivo en comparación a los demás valores logrados por los otros sistemas.

Utilizando esta metodología ICSA, en el Cuadro 25, se muestran los índices de calidad del suelo, que fueron logrados por *C. macrocarpum*, *C. ensiformis* y *C. repens*, generando cambios positivos en los indicadores físicos, químicos y biológicos del suelo por efecto de estas especies vegetales. Además de proteger al suelo de la erosión e impedir el desarrollo de plantas invasoras, se debe destacar que el uso de coberturas dentro de los sistemas agrícolas, mejora la calidad de suelos, incrementa el potencial productivo del suelo y proporciona más beneficios para incrementar el rendimiento y el ingreso económico del cultivo principal.

**Cuadro 25.** Índice de calidad de suelos aditivo (ICSA) de los seis sistemas en estudio E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

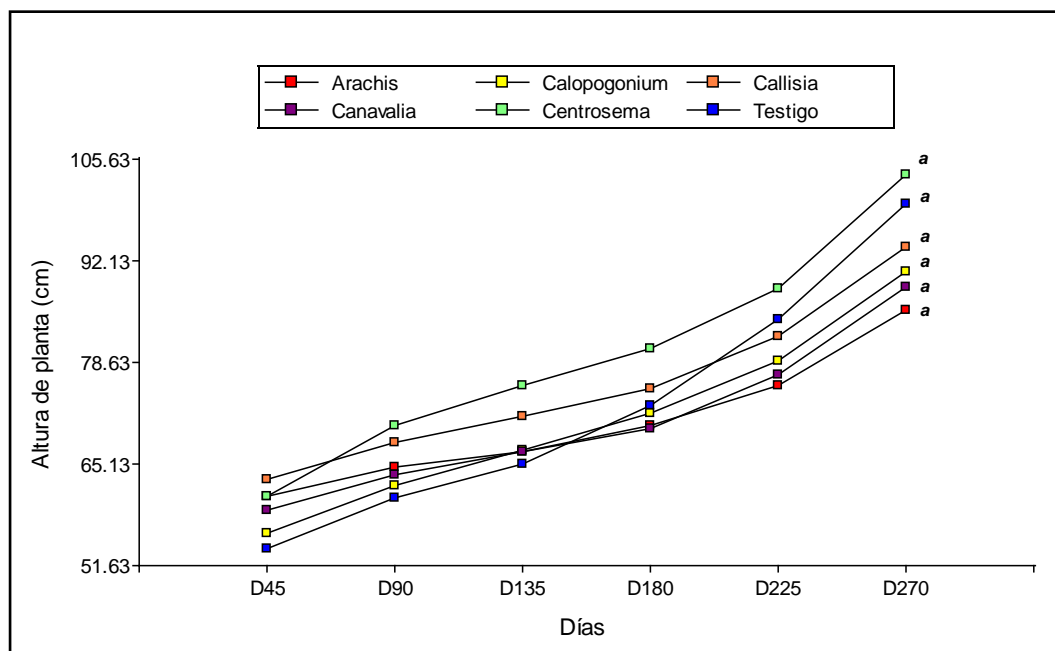
Índices de calidad del suelo	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	Testigo	Valor p ANVA
ICSA	20.65 <sup>b</sup>	21.12 <sup>ab</sup>	21.93 <sup>a</sup>	22.08 <sup>a</sup>	22.10 <sup>a</sup>	21.16 <sup>ab</sup>	0.0479*

ICSA: Con todos los indicadores. Letras distintas en filas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

\*Comparaciones que presentaron diferencias significativas

### 5.11. Evaluación de las plantas de cacao

En la Figura 21, se muestra los registros de altura de las plantas de cacao desde la siembra hasta los nueve meses. En este último periodo de registro la altura de las plantas no presenta diferencias significativas en los sistemas evaluados.

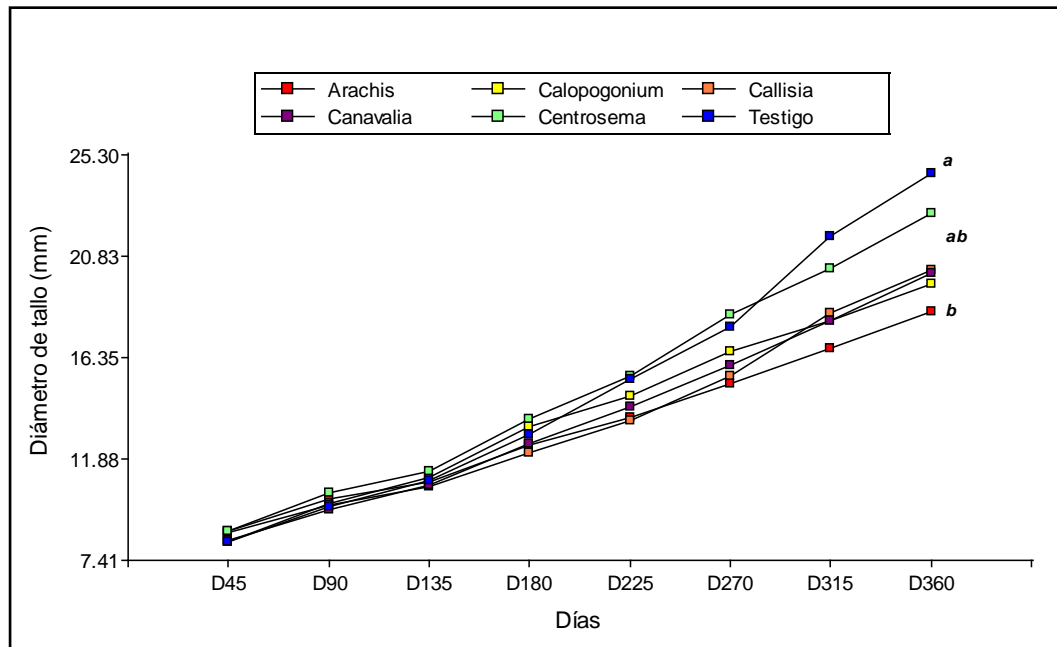


**Figura 21.** Diagramas de perfiles multivariados para la variable altura de planta (cm) registrada en seis oportunidades desde la siembra. Letras distintas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ )

Las plantas son dinámicas y están en constante cambio en el tiempo y espacio en respuesta a su medio ambiente (Fageria *et al.*, 2006). Los componentes de un sistema de cultivo (planta, suelo y medio ambiente) especialmente el suelo, que a pesar de ser diferentes dentro de los sistemas evaluados, la variable altura de planta no respondió diferenciadamente a estos factores en el tiempo que duraron las evaluaciones, tal vez su respuesta sea más notoria en un tiempo mayor.

En la Figura 22, se muestra los registros de diámetro de tallo (mm) desde la siembra hasta el año de edad. En este último periodo de registro, el diámetro de tallo de las plantas ubicadas en las parcelas testigo difieren significativamente de los demás sistemas, siendo las parcelas con *Arachis pintoi* las que registran plantas con menor diámetro de tallo.





**Figura 22.** Diagramas de perfiles multivariados para la variable diámetro de tallo (mm) registrado en ocho oportunidades desde la siembra. Letras distintas indican diferencias significativas según prueba de Duncan ( $p \leq 0.05$ ).

El injerto es un método eficiente de propagación vegetativa y de bajo costo que impulsa el desarrollo agrícola del cultivo de cacao. Con esta actividad, se busca mejorar la producción de cacao en cantidad y calidad. El éxito de la injertación depende de la práctica del operario, en la obtención de yemas y del momento óptimo de injertación. Una de las condiciones óptimas de esta práctica es el diámetro de tallo en campo definitivo. El patrón debe alcanzar 1.5 cm de diámetro, sobre todo si se eligen los métodos de púa central o púa lateral debido a que la planta ya se encuentra con fijación radicular (ICT, 2004).

En promedio, las plantas de cacao en *Centrosema* y en testigo, alcanzan un diámetro de tallo de 15.6 y 15.4 mm, respectivamente, a los 225 días después del trasplante, mientras que en *Arachis* esta medida se logra a los 270 días (45 días de diferencia), lo que retrasaría esta práctica.

## CAPÍTULO VI

### CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos y bajo las condiciones en las cuales se ha desarrollado el presente trabajo experimental, se llega a las siguientes conclusiones:

1. El mayor porcentaje de cobertura del suelo logrado por *Canavalia ensiformis* a los 90 días después de la siembra, contribuye a disminuir la escorrentía superficial con la consecuente disminución del potencial de erosión hídrica. Además, esta cobertura suprime el crecimiento de vegetación espontánea en menor tiempo, contribuyendo a reducir la necesidad de mano de obra para el manejo y control de malezas.
2. El incremento significativo en la producción de materia seca y la mayor concentración de nutrientes, hacen que *Centrosema macrocarpum* sea una leguminosa de gran valor para recuperar la fertilidad del suelo, mantener la capacidad productiva del suelo y en algunos casos eliminar la necesidad de fertilizantes nitrogenados, además, de lograr su establecimiento como cobertura en áreas degradadas.
3. La cobertura *Arachis pintoii* alcanzó un desarrollo radicular significativamente más profundo y denso. Estos atributos cumplen un rol particular en el flujo hídrico, ciclo de carbono y de nutrientes, reflejando la importancia de utilizar esta cobertura como una estrategia para proteger el suelo, reducir la escorrentía superficial y la erosión hídrica en zonas de mayor pendiente, además, de poder crecer en suelos de baja fertilidad.
4. El incremento significativo de P logrado por *Canavalia ensiformis*, responde entre otros factores a las asociaciones con micorrizas, siendo uno de los mayores beneficios de esta asociación, la habilidad de acrecentar la absorción del P e incrementar la concentración de este elemento en los tejidos de la planta. Por lo tanto, cuando se aporta materiales orgánicos al suelo, se provee a éste de materia orgánica que libera macro y

microelementos tras la mineralización de la misma, quedando en forma disponible para la planta y los organismos edáficos.

5. Hubo un incremento importante de materia orgánica y P en el suelo en los años de evaluación. Una de las ventajas de los cultivos de cobertura para asegurar la productividad sostenible de las plantas es su incremento de la materia orgánica en el suelo. El potencial de producción continua de los suelos está directamente relacionado con su contenido de materia orgánica, lo que indica que en los sistemas con coberturas hay mayor y mejor reciclaje de biomasa.
6. La cobertura *Callisia repens* redujo significativamente la densidad aparente en los primeros 10 cm del suelo. La materia orgánica, la textura y el desarrollo radicular de esta especie, fueron los factores que más influyeron en la estructura del suelo al mejorar la estabilidad de agregados y favorecer una mejor distribución de poros de diferentes tamaños disminuyendo la densidad aparente en esta primera capa de suelo, estas condiciones físicas favorables también influyeron significativamente en la tasa de descomposición de hojarasca de esta cobertura, al mantener el tamaño de la fauna edáfica, macroorganismos que prefieren los horizontes superficiales actuando en el suelo fundamentalmente por acción mecánica, fragmentando residuos orgánicos y facilitando su biodegradación por los microorganismos.
7. Las coberturas *C. mucunoides*, *C. repens* y *C. ensiformis*, contribuyeron a incrementar la infiltración del agua en el suelo. El incremento de la eficiencia de infiltración de agua es muy significativo en el balance hídrico, favoreciendo la disponibilidad de agua para la planta y mejorando la recarga hídrica.
8. La temperatura del suelo registrada durante un año, demuestra que *Centrosema macrocarpum* es la cobertura ideal para reducir y eliminar las variaciones de temperatura en el suelo, debido a su follaje frondoso y mayor producción de biomasa foliar. La temperatura del suelo es importante para determinar los procesos físicos del suelo, los cuales influyen en el crecimiento y desarrollo de las raíces, la vida microbiana del suelo y la velocidad de transformación del material vegetal.

9. Las coberturas *A. pintoi* y *C. macrocarpum* son las que albergaron la mayor población de nemátodos (fitoparásitos y no fitoparásitos) y se evidenció un incremento significativo de esta población al segundo año de evaluación, incremento que responde a la actividad de las plantas que están generando condiciones apropiadas para desarrollar estos organismos y al mayor aporte de materia orgánica al suelo como consecuencia de los cultivos componentes del sistema.
10. La dinámica poblacional de hongos y bacterias evidenció un cambio significativo en los años de evaluación. La población de hongos se redujo significativamente, mientras que la población de bacterias se incrementó de un año a otro. Las condiciones del suelo como el pH y el porcentaje de materia orgánica, podrían estar influyendo en la dinámica poblacional de estos microorganismos.
11. El Índice de Diversidad de Shannon (H) para hongos, registró un incremento significativo al segundo año de evaluación, debido a la mayor cantidad de géneros identificados en la segunda evaluación y a la distribución más homogénea de las cantidades de unidades formadoras de colonias dentro de los géneros.
12. El incremento significativo del Índice de Calidad de Suelos Aditivo (ICSA), debido a los cambios positivos de los indicadores físicos, químicos y biológicos del suelo por efecto de las coberturas *C. macrocarpum*, *C. ensiformis* y *C. repens*, permite deducir que esta metodología constituye una herramienta útil para comparar diferentes usos de los suelos, otorgándole un valor relativo a las diversas propiedades que son evaluadas como contribuyentes importantes para lograr este índice.
13. Los cambios generados en los indicadores físicos, químicos y biológicos del suelo por efecto de las coberturas, no favorecieron significativamente a las plantas de cacao en su primera etapa de crecimiento. La variable altura de planta no tuvo diferencias entre los sistemas evaluados, sin embargo, la característica diámetro de tallo sí presentó diferencias, siendo las plantas establecidas en las parcelas con *A. pintoi*, las que se retrasaron en lograr el diámetro adecuado para la práctica de injertación. Sin embargo, la respuesta significativa se puede dar a medida que transcurre el tiempo.

14. Finalmente, restaurar y preservar la productividad y resiliencia de los suelos con respecto al equilibrio de sus funciones físicas, químicas y biológicas es una situación ideal, las prácticas de manejo deben dirigirse hacia el logro de un sistema autosostenible mediante la protección del suelo y entender que el mejoramiento de los agroecosistemas comienza por el suelo.

## CAPÍTULO VII

### RECOMENDACIONES

La presente investigación partió del enfoque de la agricultura sustentable para el análisis de los cultivos de cobertura en cacao en la Región San Martín. Como se sabe, dicho enfoque promueve la articulación de las dimensiones ambiental, económica y social. Este estudio enfatiza principalmente la dimensión ambiental, abordando someramente los aspectos económicos y sociales que forman parte sustancial del enfoque. En ese sentido, a continuación se presentan algunas recomendaciones a tomar en cuenta para la incorporación a futuro de dichas dimensiones.

1. En el marco de una agricultura sustentable es de vital importancia realizar otras investigaciones bajo un enfoque cualitativo-inductivo mediante la investigación acción participativa con los agricultores cacaoteros, donde se pueda realizar una serie de entrevistas abiertas, observaciones estructuradas y aplicar metodologías específicas para integrar a los agricultores y juntamente con ellos, aplicar el conocimiento para generar habilidades y destrezas con el propósito de mejorar capacidades para la toma de decisiones y solución de problemas dentro de sus fincas y su entorno.
2. En la dimensión económica es necesario generar y evaluar indicadores económicos que nos permitan comparar diferentes sistemas agrícolas con el uso cultivos de cobertura a corto y mediano plazo, no sólo en el incremento de la productividad de los cultivos principales y la rentabilidad de la finca sino en los impactos favorables que generaría en la economía familiar del agricultor. Esto sería un gran instrumento para demostrar con cifras exactas la relevancia e importancia de los beneficios de los cultivos de cobertura en los sistemas agrícolas.
3. La implementación de estrategias para llegar a los agricultores deben ser acordes con las condiciones edafoclimáticas, socioeconómicas y culturales de las comunidades en zonas similares donde se pueda extrapolar estos resultados, con el objetivo de promover la

inclusión de cultivos de cobertura del suelo en pequeñas fincas cacaoteras. Los incentivos a los agricultores para que incluyan y mantengan este componente dentro de sus fincas podría ser una estrategia para conservar e incrementar la fertilidad del suelo y mantener la calidad del medio ambiente.

4. Para lograr la adopción de los cultivos de cobertura como parte del manejo integrado del cultivo de cacao por los agricultores, es necesario hacer una exploración a las redes institucionales para seguir uniendo esfuerzos y capacidades para fortalecer las relaciones y trabajo permanente de todos los actores ligados al desarrollo económico-social de la zona a través de capacitaciones y asistencia técnica de manera individual y en conjunto a los agricultores.
5. En base a los estudios y experiencias desarrolladas con cultivos de cobertura, se puede unificar criterios para evaluar sistemas de producción agrícola, teniendo como recurso fundamental el suelo y utilizar la metodología de Índice de Calidad de Suelos Aditivo (ICSA), para estos fines y otras investigaciones similares.
6. Es necesario realizar más estudios para conocer la morfología y fisiología de los cultivos de cobertura y su respuesta a factores bióticos y abióticos para desarrollar un sistema de manejo apropiado para mejorar la calidad del suelo y el potencial productivo del cacao, debido a que los efectos benéficos dependen de la selección apropiada del cultivo de cobertura y su manejo.
7. En posteriores análisis de calidad de suelos, si se cuenta con los medios, determinar la diversidad funcional, que podría ayudar a tener un análisis más completo y determinar sus correlaciones con otros indicadores y de esta manera hacer más eficientes los componentes del sistema agrícola.

## CAPÍTULO VIII

### LITERATURA CITADA

- Acton, DF. & Gregorich, LJ. 1995. The health of our soils: toward sustainable agriculture in Canada. Centre for Land and Biological Resources Research, Research Branch, Agriculture and Agri-Food Canada, Ottawa. 138 p.
- Alegre, JC; Arévalo, A. & Fasabi, R. 2003. Efecto del fósforo sobre el establecimiento del *Centrosema macrocarpum* dentro de una plantación de pijuayo *Bactris gasipaes* en un Ultisol de trópico húmedo. *Ecología Aplicada* 2(1): 93-97.
- Alegre, JC; Arévalo, L; Guzmán, W & Rao M. 2000. Barbechos mejorados para intensificar el uso de la tierra en los trópicos húmedos de Perú. *Revista Agroforestería en las Américas* 7(27):7-12.
- Alemán R. & M. Flores. 1993. Algunos datos sobre *Canavalia ensiformis* Informe Técnico N° 10, CIDICCO.
- Altieri, M. 2006. Curso: Agroecología: diseñando agroecosistemas biodiversos y sustentables. REDCAPA, Rio de Janeiro.
- Altieri, M. 1999. Agroecología: Bases Teóricas Para Una Agricultura Sustentable. CLADES, Lima, Perú, 512 p.
- Altieri, M. 1987. Agroecology, the scientific basis of alternative agriculture. Westview Press, Boulder.
- Andrews, SS; Karlen, DL. & Mitchel, JP. 2002. A comparison of soil quality indexing methods for vegetable production systems in Northern California. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 90:25-45.
- Anónimo, 2008. Suelos vivos. *LEISA Revista de agroecología* 24(2):4
- Arévalo, E. 2005. Dinámica poblacional de hongos y nemátodos del suelo. Resumen Seminario II, Doctorado en Agricultura Sustentable. UNALM.
- Arévalo, E; Zúñiga, L; Baligar, V. & Canto, M. 2006. Dinámica poblacional de nemátodos asociados al sistema de cultivo tradicional de cacao en la Amazonía Peruana. Instituto de Cultivos Tropicales, San Martín – Perú.



- Bailey, BA; Lumsden, RD. 1998. Direct effects of *Trichoderma* and *Gliocladium* on plant growth and resistance to pathogens. In Harman, GE; Kubicek, CP. eds. *Trichoderma* and *Gliocladium*. Enzymes, biological control and commercial applications. Vol. 2. London, UK, Taylor and Francis Ltd. p. 185-204.
- Baligar, VC; Elson, MK. & Meinhardt, LW. 2007. Cover crops useful for improving soil productivity under cacao. USDA-ARS Beltsville Agricultural Research Center, Beltsville, MD 20705. USA. 86 p.
- Baligar, VC. & Fageria, NK. 2007. Agronomy and physiology of tropical cover crops. *Journal of Plant Nutrition* 30: 1287-1339.
- Blanchart, E; Villenave, C; Viallatoux, A; Barthes, B; Girardin, C; Azontonde, A. & Feller C. 2006. Long-term effect of a legume cover crop (*Mucuna pruriens* var. *utilis*) on the communities of soil macrofauna and nematofauna, under maize cultivation, in southern in Benin. *European Journal of Soil Biology* 42: 136-144.
- Bunch, R. 2008. El manejo del suelo vivo. *LEISA* 24(2):5
- Bunch, R. 2004. Adopción de abonos verdes y cultivos de cobertura. Rehabilitación de tierras degradadas. *LEISA* 19(4):11-13.
- Canadell, J; Jackson, RB; Ehleringer, JR; Mooney, HA; Sala, OE. & Schulze, ED. 1996. Maximum rooting depth of vegetation types at the global scale. *Oecología* 108:583–595.
- Canto, M. 2000. Nematología. Curso de Post Grado. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú.
- Cassel, K. 2006. Applied soil physics for agricultural soil management. Memorias del X Congreso Nacional y III Internacional de la Ciencia del Suelo, del 06 al 10 de noviembre. Lima – Perú.
- Centro Internacional de Información sobre Cultivos de Cobertura (CIDICCO). 2003. Catálogo de abonos verdes/cultivos de cobertura (AVCC) empleados por pequeños productores de los trópicos. Honduras. Disponible en Internet: <http://www.cidicco.hn>
- Cervantes, FM. 2008. Microorganismos del suelo beneficiosos para los cultivos. Disponible en Internet: <http://www.Infoagro.com>
- Clark, RB. & Zeto, SK. 2000. Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. *J. Plant Nutr.* 23:867-902.

- Dick, RP; Yamoha, C; Diack, M. & Badiane, AN. 2001. Soil microorganism and soil fertility. In: Dick, WA; Hatfield, JL, editors. Sustaining soil fertility in West Africa. SSSA special publication 58. American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin USA, p 23-44.
- Domínguez, JA; De La Cruz, R. 1994. Competencia nutricional de *Arachis pinto* como cultivo de cobertura durante el establecimiento de pejibaye (*Bactris gasipaes* H.B.K.). CATIE. Turrialba, Costa Rica.
- Doran, JW. & Parkin, TB. 1994. Defining and Assessing Soil Quality. In Doran, JW; Coleman, DC; Bezdicek, DF; Stewart, BA. eds. Defining Soil Quality for a Sustainable Environment. Madison, USA, Soil Science Society of America. Special Publication 35:3-22
- Doran, JW; Sarrantonio, M; Liebig, MA. 1996. Soil Health and Sustainability. *Advances in Agronomy* 56:1-54.
- Doran, JW; Zeiss, MR. 2000. Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. *Applied Soil Ecology* 15:3-11.
- Drinkwater, LE; Wagoner, P. & Sarrantonio, M. 1998. Legume based cropping systems have reduced carbon and nitrogen losses. *Nature* 396: 262-265.
- Edwards, C. & Col, A. 1990. Sustainable agriculture systems. Soil and Water Conservation Society, Ankeny, IA.
- Engel, PG. 1997. Capítulo 6: Hacia un entendimiento de la organización social de la innovación. En: La Organización Social de la Innovación. Enfocando sobre la interacción de los agentes involucrados. 125-153 p. Royal Tropical Institute. The Netherlands.
- Espindola, JA; Guerra, JGM; De-Polli, H; De Almeida, DL. & Abboud, AC. de S. 2005. Adubação verde com leguminosas (Abonos verdes con leguminosas). Embrapa Informação Tecnológica, Brasília.
- Fageria, NK; Baligar, VC. & Bailey, BA. 2005. Role of cover crops in improving soil and row crop productivity. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 36: 2733-2757.
- Fageria, NK; Baligar, VC. & Clark, RB. 2006. Physiology of Crop Production. Food Products Press. Binghamton, New York - USA.
- Fageria, NK; Baligar, VC. & Clark, R.B. 2002. Micronutrients in crop production. *Advances in Agronomy* 77:185-268.
- Fassbender, HW. 1993. Química del Suelo. Ed. Turrialba. Costa Rica.

- Fauci, MF. & Dick, RP. 1994. Microbial Biomass as an Indicator of Soil Quality: Effects of Long-Term Management and Recent Soil Amendments. *In* Doran, J.W.; Coleman, D.C.; Bezdicsek, D.F.; Stewart, B.A. eds. *Defining Soil Quality for a Sustainable Environment*. Madison, USA, Soil Science Society of America. Special Publication 35:229-234.
- Ferguson, J. 1995. Biología de la semilla y sistema de producción de semillas para *Arachis pintoi*. *En* Biología y Agronomía de especies forrajeras de *Arachis*. Cap. 11: 131-143.
- Filgueiras, F; Marques, F; Villacis, F; Tundis, V. T; Hirai K; Fonseca, M; Karl F. & Dantas de Oliveira, J. 2006. Variação da temperatura do solo sob floresta primária na Amazônia Central Brasileira. Memorias del X Congreso Nacional y III Internacional de la Ciencia del Suelo, del 06 al 10 de noviembre. Lima – Perú.
- Fisher, MJ. & Cruz, P. 1995. Algunos aspectos de la ecofisiología de *Arachis pintoi*. *En* Biología y Agronomía de especies forrajeras de *Arachis*. Cap. 5: 56-75.
- García, J. & Duran, R. 2000. Evaluación de sistemas de labranza sobre la producción de cultivos en suelos aldoneros del valle del Cesar. *Suelos Ecuatoriales* 30(1): 76-85.
- García, C. & Hernández, T. 2003. Introducción. *In* García, C; Gil, F; Hernández, T; Trasar, C. eds. *Técnicas de Análisis de Parámetros Bioquímicos de Suelos: Medidas de actividades Enzimáticas y Biomasa Microbiana*. Madrid, ES, Mundi-Prensa. p. 7-21.
- Gilbert, G. 2002. Interacciones entre microorganismos y plantas. Sección V *En: Ecología y conservación de bosques neotropicales/Manuel Guariguata & Gustavo Kattan, Editores*. 1a ed. Ediciones LUR. Costa Rica.
- Gliessman, SR. 2002. *Agroecología: Procesos Ecológicos en Agricultura Sostenible*. Impresión LITOCAT, Turrialba, Costa Rica, 359 p.
- Guerra, CJ; Gayoso, AJ; Schlatter, VJ. & Nespolo, RR. 2005. Análisis de la biomasa de raíces en diferentes tipos de bosques: Avances en la evaluación de *Pinus radiata* en Chile. *Bosque (Valdivia)* 26(1): 5-21.
- He, Z; Yang, X; Baligar, V. & Calvert, D. 2003. Microbiological an biochemical indexing systems for assessing quality of acid soils. *Advances in Agronomy* 78: 89-133.
- Heal, OW; Anderson, J. & Swift, MJ. 1997. Plant litter quality and decomposition: an historical overview. *In: Driven by nature: plant litter quality and decomposition*. Cadisch, G., Giller, K.E. (eds). CAB International, Wallingford, UK. Pp 3-30.

- Henríquez, C. & Cabalceta, G. 1999. Guía práctica para el estudio introductorio de los suelos con un enfoque agrícola. San José, CR. 122 p.
- Herrick, JE. 2000. Soil quality: an indicator of sustainable land management. *Applied Soil Ecology* 15:75-83
- Holzapfel, E. & Matta, R. 2000. Determinación de velocidad de infiltración para métodos de riego superficiales. Facultad de Ingeniería Agrícola. Universidad de Concepción. 29 p.
- IICO, 2003. Estadísticas de cacao. Disponible desde internet en: <http://www.iico.org/anrep.pdf>.
- InfoStat. 2008. Versión 2008. Manual del Usuario. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba. Primera Edición, Editorial Brujas. Argentina.
- Instituto de Cultivos Tropicales (ICT). 2005. Effect of five cover crops species in the behavior of five genotypes of cocoa in a traditional management. Informe Anual.
- Instituto de Cultivos Tropicales (ICT). 2004. Cacao: Manejo integrado del cultivo y transferencia de tecnología en la Amazonia Peruana. Guía Técnica. 1ra Edición. Tarapoto – Perú.
- Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA) 2007. Escuelas de campo de agricultores de cacao en el Perú: experiencias, resultados y lecciones aprendidas 2006-2007. Lima, Perú.
- Iturregui, BP. 2007. El Perú es muy vulnerable al cambio climático. *El Dominical*, Entrevista. El Comercio 01 de abril. Lima.
- Karlen, DL; Mausbach, MJ; Doran, JW; Cline, RG; Harris, RF. & Schuman, GE. 1997. Soil Quality: A Concept, Definition, and framework for Evaluation (A Guest Editorial). *Soil Science Society of America* 61:4-10.
- Kirkby, M. & Powlson, D. 2004. Introduction: linkages and research priorities. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 104:245-247.
- Labrador, MJ. 2001. La materia orgánica en los agrosistemas. 2da Edición. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid. 293 pp.
- Larson, WE. & Pearce, FJ. 1994. The Dynamics of Soil Quality as a Measure of Sustainable Management. *In* Doran, J.W.; Coleman, D.C.; Bezdicek, D.F.; Stewart, B.A. eds. *Defining Soil Quality for a Sustainable Environment*. Madison, USA, Soil Science Society of America. Special Publication 35:37-52.

- Leguía, H; Alessandria, E; Sánchez, J; Zamar, J; Pietrarelli, L. & Arborno, M. 2008. Recuperación del suelo: prácticas agroecológicas en sistemas agrícolas extensivos de Córdoba, Argentina. *LEISA* 24(2): 17-20.
- López, F; Gómez, R; Harvey, C; López, M. & Sinclair, F. (2007). Toma de decisiones de productores ganaderos sobre el manejo de los árboles en potreros en Matiguás, Nicaragua. *Agroforestería de las Américas* 45:93-100
- Magdoff, F. 1999. Calidad y manejo del suelo. Capítulo 16 *in* Agroecología: Base científicas para una agricultura sustentable. Editorial Nordan-Comunidad, Montevideo.
- Mahaffe, WF. & Kopper, JW. 1997. Temporal changes in the bacterial communities of soil, rhizosphere, and endomicorrhiza associated with field-grown cucumber (*Cucumis sativus L.*). *Microb. Ecol.* 34:210-223.
- Maldonado, F; Jasso, J; Palma-López, D; Salgado, S. & Gonzáles, V. 2006. Dinámica de materia orgánica, P y K en suelos de sistemas agroforestales “cedro-plátano” en Tabasco, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 29(3):223-230.
- Marinho, GJ; Ndiae, A; Linhares, R. & Azevedo, JA. 2007. Cultivos de cobertura como indicadores de procesos ecológicos. *LEISA* 22(4): 20-22.
- Mijares, FJ. 1999. Fundamentos de Hidrología de Superficie. Ed. Limusa. México. 303 p.
- Ministerio de Agricultura (MINAG) 2004. Disponible desde internet en: <http://frenteweb.minag.gob.pe>
- Ochoa, M. & Oyarzun, P. 2008. Los cultivos de cobertura lo hacen todo. *LEISA* 24(2): 24-26.
- Odhaiambo, JJO; Bomke, AA. 2001. Grass and legume cover crop effects on dry matter and nitrogen accumulation. *Agronomy Journal* 93:299-307.
- Palm, CA; Vostu, SA; Sánchez, PA. & Ericksen, PJ. (Eds). 2005 *Slash and Burn. The Search for Alternatives*. Columbia University Press, New York, USA. 463 pp.
- Pizarro, EA; Ramos, AK. & Carvalho, MA. 2000. Potencial forrajero y producción de semillas de accesiones de *Calopogonium mucunoides* preseleccionadas en el cerrado Brasileño. *Pasturas Tropicales*. 18(2):9-13.
- Pulleman, M; Hellin, J; Flores, D. & López, W. 2008. Calidad del suelo y rentabilidad de la finca: una situación en la que todos ganan. *LEISA* 24(2):13-16.
- Randall, PJ. 2005. Genotypic differences in phosphate uptake, pp31-47. In: C. Johansen, K.K. Lee, K.K. Sharma, G.V. Subbarao, and E.A. Kueneman (eds). *Genetics Manipulation of*

- Crop Planta to Enhance Integrated Nutrient Management in Cropping Systems. Proc. FAO-ICRISAT (Foot Aric. Org. –Int. Crops Res. Ins. Semi-Arid Tropics) Expert Consult. Workshop. Patancheru, Andhra Pradesh, India.
- Reinders, PH. 2004. Producción de maíz con la cobertura y el abono verde de la mucuna en los bajiales del río Marañón en Loreto, Perú. LEISA 19(4):9-10.
- Reyes, AC. & Ara, M. 1999. Tasas de siembra y fertilización con P para el establecimiento de *Centrosema macrocarpum* en Pucallpa. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú.
- Reyes, AC; Ara, M; Ramos, O. & Clavo, Z. 2004. Fertilización con fósforo y control de malezas para el establecimiento de *Brachiaria brizantha* a escala comercial. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú 10(1).
- Ríos, N; Cárdenas, A; Andrade, H; Ibrahim, M; Jiménez, F; Sancho, F; Ramírez, E; Reyes B. & Woo, A. 2007. Escorrentía superficial e infiltración en sistemas ganaderos convencionales y silvopastoriles en el trópico subhúmedo de Nicaragua y Costa Rica. Agroforestería en las Américas 45:66 – 71.
- Rogers, EM. 1995. Capitulo 1: Elementos de Difusión En: Difusión de Innovaciones 1-37 p. Fourth Edition. The Free Press 1-37 pp.
- Sánchez, YJ. Los hongos fundamentales en la fertilidad y productividad del suelo. Disponible desde internet en: <http://www.monografias.com>. Fecha de consulta: 12 de diciembre del 2008.
- Sainju, UM; Singh, BP. & Whitehead, WF. 2005. Tillage, cover crops, and nitrogen fertilization effects on cotton and sorghum root biomass, carbon, and nitrogen. Agronomy Journal. 97:1279-1290.
- Shanks, LW; Moore, DE. & Sanders, CE. 1998. Soil erosion. In: Ingels, CA; Bugg, RL; Mcgourty, GT; Christensen, LP. Editors. Cover cropping in vineyards a grower's handbook. University of California. Division of Agricultural and Natural Resource Publication 3338, p 80-85.
- Singh, Y; Singh, B; Ladha, JK; Khind, CS; Gupta, RK, Meelu, OP. & Pasuquin, E. 2004. Long-term effects of organic inputs on yield and soil fertility in the rice-wheat rotation. *Soil Science Society of America Journal* 68:846-853.
- Somarriba, E. 1999. Diversidad Shannon. Agroforestería en las Américas 6(23):72-74.

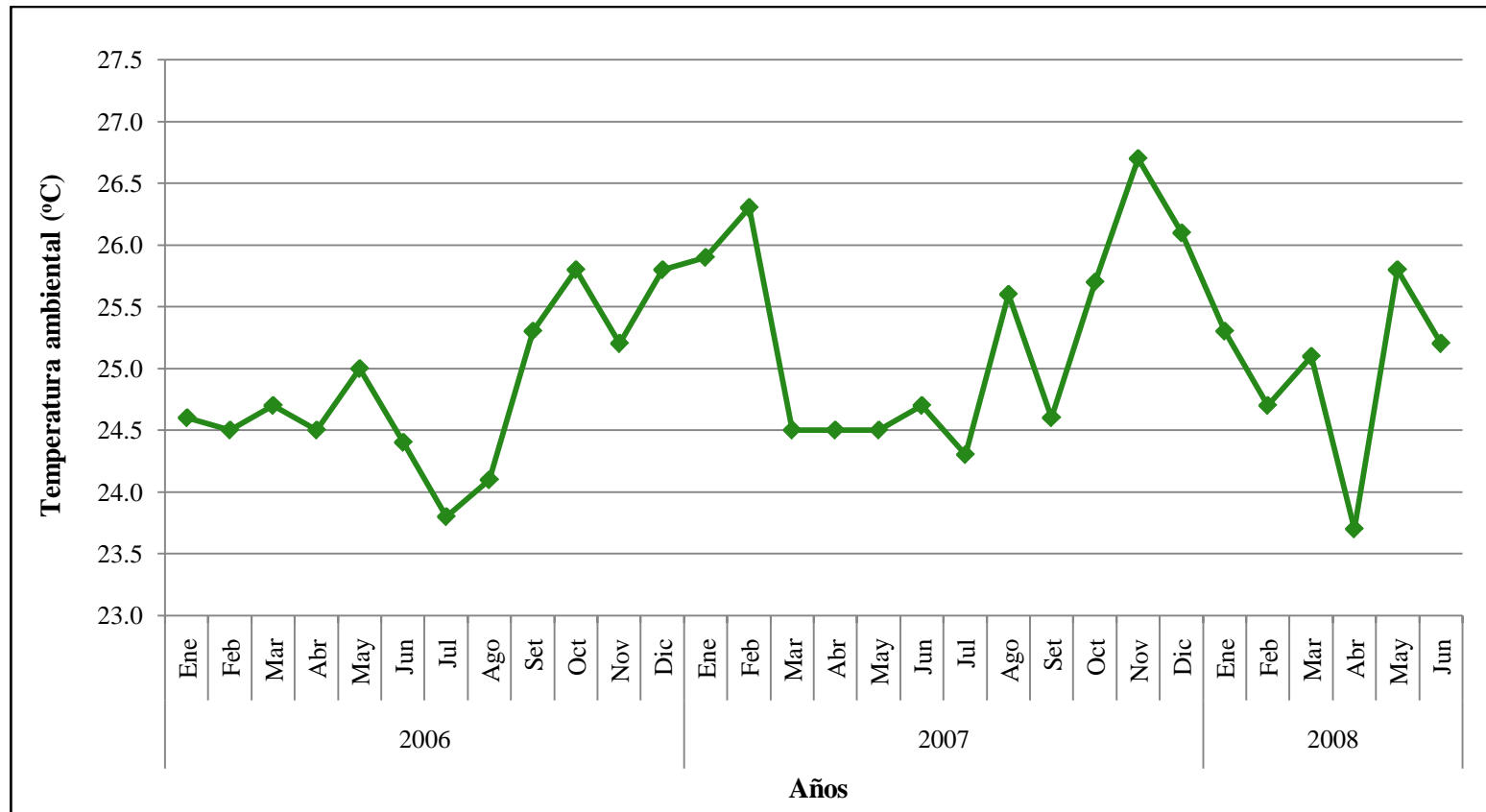
- Tian, G. & Badejo, MA. 2001. Soil fauna and soil fertility. In: Dick, WA; Hatfield, JL, editors. Sustaining soil fertility in West Africa. SSSA special publication 58. American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin USA, p 45-67.
- Ulacio, D; Nass, H; Pineda, J. & Carrasco, A. 1998. Viabilidad de *Rhizoctonia solani* Kuhn AG1-IA bajo condiciones de inundación. I. Micoflora asociada al patógeno en tejido de *Oryza sativa*. Bioagro 10(2):40-48.
- Valdés, N; Pérez, D. & Márquez, M. 2008. El mejoramiento de los agroecosistemas comienza por el suelo: un caso de iniciativa local. LEISA 24(2): 21-23.
- Vélez, M; Vélez, J. 2002. Capítulo 8: Infiltración. Unidad de Hidráulica - Universidad Nacional de Colombia. Disponible en internet: <http://poseidon.unalmed.edu.co/hidrologia.html>
- Westerdahl, BB; Caswell-Chen, EP. & Bugg, RL. 1998. Nematodes. In: Ingels, CA; Bugg, RL; McGourty, GT; Christensen, LP. Editors. Cover cropping in vineyards a grower's handbook. University of California. Division of Agricultural and Natural Resource Publication 3338, p 113-125.
- Young, A. 1997. Agroforestry systems for soil management. 2ed. New York, US, CAB International. 320 p.

## **ANEXOS**



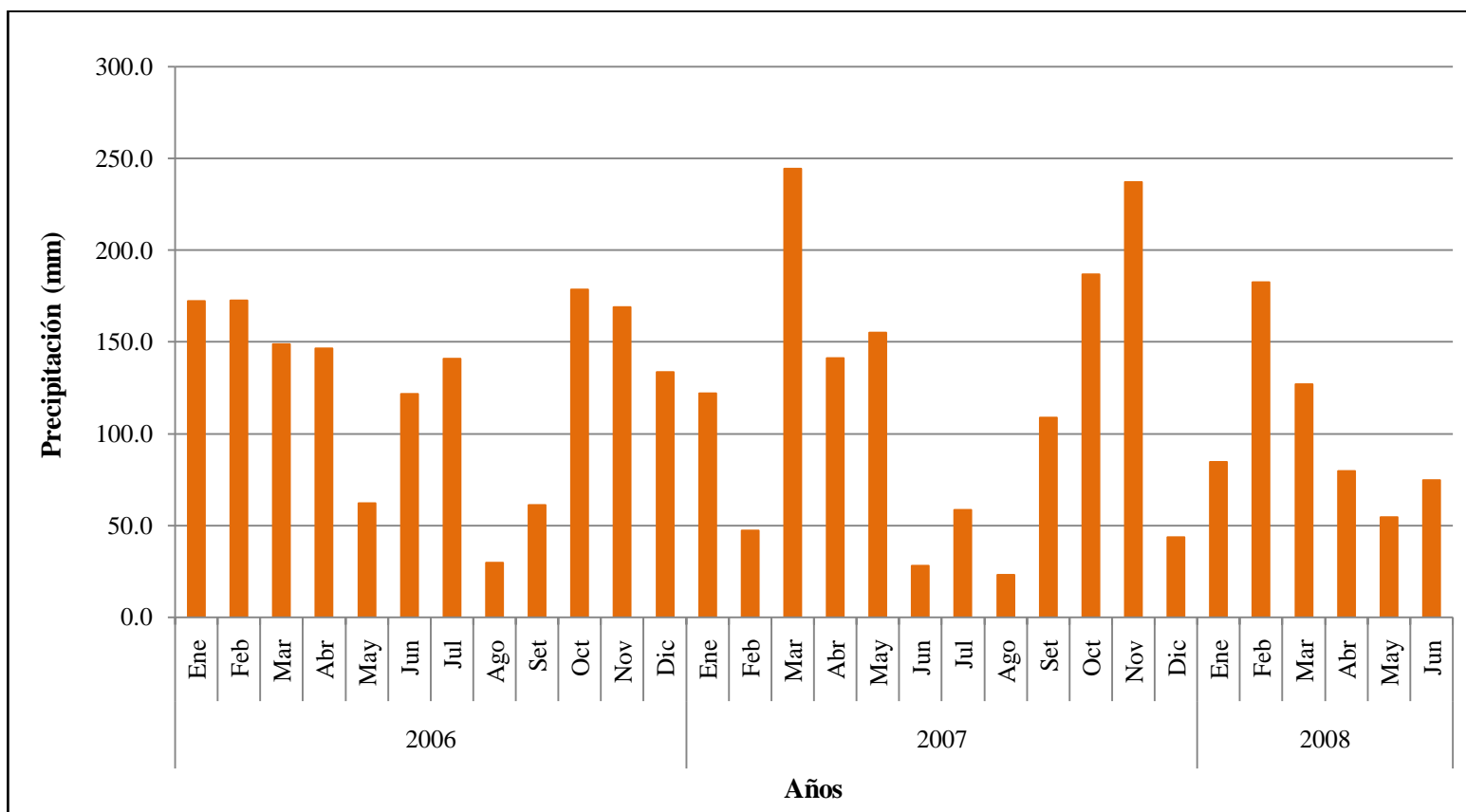
## Anexo 1

Datos meteorológicos de los años 2006, 2007 y 2008. Estación Experimental “El Choclino” San Martín – Perú.



Fuente: Estación meteorológica “El Choclino”

**Figura 1.** Temperatura media mensual (°C), de los años 2006, 2007 y 2008. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.



Fuente: Estación meteorológica “El Choclino”

**Figura 2.** Precipitación acumulada mensual (mm), de los años 2006, 2007 y 2008. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

**Anexo 2.**

Cuadros del 1 al 20

**Cuadro 1.** Porcentaje de cobertura (%) de las cinco especies vegetales usadas como coberturas en las tres repeticiones.  
E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

Coberturas	Porcentaje de cobertura (%)							
	Rep./Evaluac.	D30	D60	D90	D120	D150	D180	D210
<i>Arachis pintoi</i>	1	8.79	17.88	18.22	24.29	66.89	80.08	98.17
	2	3.18	6.44	13.73	22.30	68.02	80.41	99.36
	3	9.42	19.16	34.28	41.01	72.79	87.35	99.19
	Promedio	7.13	14.49	22.08	29.20	69.23	82.61	98.91
<i>Calopogonium mucunoides</i>	1	25.45	52.60	85.17	100.00	100.00	100.00	100.00
	2	22.55	46.61	83.69	100.00	100.00	100.00	100.00
	3	18.09	37.39	84.14	100.00	100.00	100.00	100.00
	Promedio	22.03	45.53	84.33	100.00	100.00	100.00	100.00
<i>Callisia repens</i>	1	7.42	15.72	40.41	53.42	76.28	100.00	100.00
	2	13.58	28.47	36.72	48.52	77.82	100.00	100.00
	3	14.40	30.17	44.25	58.56	77.74	100.00	100.00
	Promedio	11.80	24.79	40.46	53.50	77.28	100.00	100.00
<i>Canavalia ensiformis</i>	1	43.11	90.59	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00
	2	45.45	95.42	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00
	3	45.68	95.90	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00
	Promedio	44.75	93.97	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00
<i>Centrosema macrocarpum</i>	1	6.65	14.05	63.09	83.42	100.00	100.00	100.00
	2	12.44	26.02	65.34	86.42	100.00	100.00	100.00
	3	8.00	16.85	61.74	81.62	100.00	100.00	100.00
	Promedio	9.03	18.97	63.39	83.82	100.00	100.00	100.00

**Cuadro 2.** Producción de biomasa total sobre la base de materia seca ( $t\ ha^{-1}$ ) y profundidad radicular (cm) de las cinco especies vegetales usadas como cobertura en las tres repeticiones. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

Coberturas	Rep.	Biomasa aérea materia seca ( $t\ ha^{-1}$ )		Biomasa radicular materia seca ( $t\ ha^{-1}$ )		Profundidad radicular (cm)
		2007	2008	2007	2008	2007
<i>Arachis pintoi</i>	1	3.63	12.06	3.55	3.42	35.25
	2	5.07	10.49	2.53	4.02	39.75
	3	6.52	8.82	3.42	3.21	34.50
<i>Calopogonium mucunoides</i>	1	5.10	3.81	2.02	2.39	15.50
	2	6.18	7.34	2.27	1.77	12.67
	3	6.51	9.70	2.13	2.03	13.00
<i>Callisia repens</i>	1	3.31	5.36	1.47	1.64	5.67
	2	4.51	8.64	2.02	2.02	3.60
	3	5.53	4.96	2.29	2.29	4.09
<i>Canavalia ensiformis</i>	1	3.88	4.04	1.95	1.60	16.50
	2	4.22	5.45	1.58	1.57	16.34
	3	5.69	8.17	1.82	2.11	11.34
<i>Centrosema macrocarpum</i>	1	7.09	14.95	2.34	2.85	22.34
	2	12.19	15.62	2.62	2.81	27.67
	3	9.54	16.76	3.31	3.59	30.33

**Cuadro 3.** Informe de análisis foliar de la concentración de macro y microelementos en las especies vegetales usadas como cobertura.

E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

Especies vegetales	N (%)	P (%)	K (%)	Ca (%)	Mg (%)	S (%)	Na (%)	Zn (ppm)	Cu (ppm)	Mn (ppm)	Fe (ppm)	B (ppm)
<i>Arachis pintoi</i>	2.57	0.15	1.64	2.16	0.34	0.12	0.03	49	17	45	444	48
<i>Calopogonium mucunoides</i>	3.19	0.21	1.61	1.00	0.19	0.15	0.04	26	13	29	244	46
<i>Callisia repens</i>	1.51	0.23	3.29	2.33	0.32	0.11	0.03	21	4	300	410	76
<i>Canavalia ensiformis</i>	3.78	0.33	1.49	0.64	0.17	0.19	0.03	35	19	29	350	146
<i>Centrosema macrocarpum</i>	3.24	0.26	1.62	0.85	0.18	0.15	0.03	24	12	38	150	62

Fuente: Laboratorio de análisis de suelos, plantas, aguas y fertilizantes – LASPAF – UNALM.

**Cuadro 4.** Procesamiento de datos para determinar la tasa de descomposición de la hojarasca (coberturas) en seis meses de evaluación. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

Coberturas	Estufa 72°C x 24 horas	Rep.	30 días			60 días		
			PS	Diferencia de peso (g)	% descompuesto	PS	Diferencia de peso (g)	% descompuesto
<i>Arachis pintoi</i>	Materia seca (30 g)	I	20.38	9.62	32.07	14.30	15.70	52.33
		II	19.65	10.35	34.50	11.40	18.60	62.00
		III	16.64	13.36	44.53	14.10	15.90	53.00
	<b>Promedio</b>		<b>18.89</b>	<b>11.11</b>	<b>37.03</b>	<b>13.27</b>	<b>16.73</b>	<b>55.78</b>
<i>Calopogonium mucunoides</i>	Materia seca (30 g)	I	23.62	6.38	21.27	13.50	16.50	55.00
		II	20.34	9.66	32.20	12.30	17.70	59.00
		III	24.33	5.67	18.90	15.80	14.20	47.33
	<b>Promedio</b>		<b>22.76</b>	<b>7.24</b>	<b>24.12</b>	<b>13.87</b>	<b>16.13</b>	<b>53.78</b>
<i>Callisia repens</i>	Materia seca (30 g)	I	15.16	14.84	49.47	6.00	24.00	80.00
		II	15.33	14.67	48.90	6.70	23.30	77.67
		III	18.02	11.98	39.93	5.30	24.70	82.33
	<b>Promedio</b>		<b>16.17</b>	<b>13.83</b>	<b>46.10</b>	<b>6.00</b>	<b>24.00</b>	<b>80.00</b>
<i>Canavalia ensiformis</i>	Materia seca (30 g)	I	22.23	7.77	25.90	15.90	14.10	47.00
		II	17.14	12.86	42.87	14.90	15.10	50.33
		III	25.94	4.06	13.53	15.30	14.70	49.00
	<b>Promedio</b>		<b>21.77</b>	<b>8.23</b>	<b>27.43</b>	<b>15.37</b>	<b>14.63</b>	<b>48.78</b>
<i>Centrosema macrocarpum</i>	Materia seca (30 g)	I	19.69	10.31	34.37	14.2	15.80	52.67
		II	18.02	11.98	39.93	16.4	13.60	45.33
		III	17.5	12.50	41.67	15.4	14.60	48.67
	<b>Promedio</b>		<b>18.40</b>	<b>11.60</b>	<b>38.66</b>	<b>15.33</b>	<b>14.67</b>	<b>48.89</b>

PS: Peso seco

...continuación del Cuadro 4.

90 días			120 días			150 días			180 días		
PS	Diferencia de peso (g)	% descompuesto	PS	Diferencia de peso (g)	% descompuesto	PS	Diferencia de peso (g)	% descompuesto	PS	Diferencia de peso (g)	% descompuesto
12.32	17.68	58.93	11.81	18.19	60.63	7.87	22.13	73.77	5.55	24.45	81.50
10.38	19.62	65.40	9.00	21.00	70.00	6.77	23.23	77.43	4.94	25.06	83.53
12.87	17.13	57.10	11.57	18.43	61.43	7.64	22.36	74.53	6.43	23.57	78.57
<b>11.86</b>	<b>18.14</b>	<b>60.48</b>	<b>10.79</b>	<b>19.21</b>	<b>64.02</b>	<b>7.43</b>	<b>22.57</b>	<b>75.24</b>	<b>5.64</b>	<b>24.36</b>	<b>81.20</b>
12.10	17.90	59.67	11.00	19.00	63.33	9.58	20.42	68.07	8.38	21.62	72.07
11.02	18.98	63.27	9.20	20.80	69.33	9.28	20.72	69.07	8.19	21.81	72.70
13.93	16.07	53.57	13.69	16.31	54.37	12.52	17.48	58.27	11.55	18.45	61.50
<b>12.35</b>	<b>17.65</b>	<b>58.83</b>	<b>11.30</b>	<b>18.70</b>	<b>62.34</b>	<b>10.46</b>	<b>19.54</b>	<b>65.13</b>	<b>9.37</b>	<b>20.63</b>	<b>68.76</b>
4.30	25.70	85.67	2.70	27.30	91.00	0.96	29.04	96.80	0.00	30.00	100.00
5.08	24.92	83.07	1.30	28.70	95.67	0.42	29.58	98.60	0.00	30.00	100.00
4.34	25.66	85.53	2.90	27.10	90.33	0.56	29.44	98.13	0.00	30.00	100.00
<b>4.57</b>	<b>25.43</b>	<b>84.76</b>	<b>2.30</b>	<b>27.70</b>	<b>92.33</b>	<b>0.65</b>	<b>29.35</b>	<b>97.84</b>	<b>0.00</b>	30.00	<b>100.00</b>
15.22	14.78	49.27	12.30	17.70	59.00	10.77	19.23	64.10	8.02	21.98	73.27
14.69	15.31	51.03	11.90	18.10	60.33	9.14	20.86	69.53	7.54	22.46	74.87
15.06	14.94	49.80	13.40	16.60	55.33	12.11	17.89	59.63	10.89	19.11	63.70
<b>14.99</b>	<b>15.01</b>	<b>50.03</b>	<b>12.53</b>	<b>17.47</b>	<b>58.22</b>	<b>10.67</b>	<b>19.33</b>	<b>64.42</b>	<b>8.82</b>	<b>21.18</b>	<b>70.61</b>
12.49	17.51	58.37	9.8	20.20	67.33	8.65	21.35	71.17	7.9	22.10	73.67
11.29	18.71	62.37	9.7	20.30	67.67	8.9	21.10	70.33	8.1	21.90	73.00
11.36	18.64	62.13	11.1	18.90	63.00	10.38	19.62	65.40	9.09	20.91	69.70
<b>11.71</b>	<b>18.29</b>	<b>60.96</b>	<b>10.20</b>	<b>19.80</b>	<b>66.00</b>	<b>9.31</b>	<b>20.69</b>	<b>68.97</b>	<b>8.36</b>	<b>21.64</b>	<b>72.12</b>

PS: Peso seco

**Cuadro 5.** Promedio mensual de temperatura del suelo a una profundidad de 15 cm, hora 12:00 pm. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

	Meses	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	testigo	T Max. Amb. (°C)
2006	Octubre	25.74	25.95	25.73	25.42	25.43	26.25	29.06
	Noviembre	24.82	24.39	24.76	24.40	23.31	25.07	29.02
	Diciembre	24.49	23.67	24.54	24.37	23.90	24.68	28.22
2007	Enero	24.66	23.46	23.94	23.84	23.66	24.75	28.95
	Febrero	24.60	23.62	24.45	24.23	23.34	25.20	30.98
	Marzo	23.66	22.95	23.13	23.09	22.56	23.66	28.50
	Abril	23.45	22.50	22.63	23.01	22.68	23.03	27.54
	Mayo	23.06	22.03	22.29	22.86	21.96	22.90	28.13
	Junio	22.74	21.86	22.06	22.54	21.44	23.04	29.70
	Julio	22.56	21.73	22.16	22.52	21.42	23.05	28.79
	Agosto	23.14	22.30	22.15	22.29	21.28	23.48	30.30
Septiembre	22.49	22.92	22.44	22.86	21.87	23.04	29.57	



**Cuadro 6.** Promedio mensual de temperatura del suelo a una profundidad de 15 cm, hora 06:00 pm. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

	Meses	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	<i>Testigo</i>	T Max. Amb. (°C)
2006	Octubre	27.12	27.17	26.47	26.21	26.17	27.44	28.52
	Noviembre	25.75	25.05	25.19	24.81	24.71	26.12	28.00
	Diciembre	25.23	24.25	24.94	24.85	24.47	25.77	27.61
2007	Enero	25.30	24.08	24.41	24.32	24.22	25.72	28.59
	Febrero	25.53	24.60	24.76	25.19	24.18	26.32	28.67
	Marzo	24.44	23.50	23.54	23.54	23.13	24.39	27.23
	Abril	23.76	22.99	22.90	23.45	22.71	23.80	27.32
	Mayo	23.71	22.65	22.56	23.52	22.30	23.39	27.23
	Junio	23.36	22.39	22.31	22.92	21.88	23.74	27.23
	Julio	22.91	22.18	22.06	22.72	21.58	23.57	27.03
	Agosto	23.76	22.96	22.36	22.77	21.53	24.60	29.10
	Septiembre	23.05	23.42	22.89	23.50	22.02	23.89	27.43

**Cuadro 7.** Promedio mensual de temperatura del suelo a una profundidad de 30 cm, hora 12:00 pm. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

	Meses	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	<i>Testigo</i>	T Max. Amb. (°C)
2006	Octubre	22.94	26.53	25.35	25.00	22.53	26.42	29.06
	Noviembre	23.01	24.92	24.96	24.40	21.73	25.35	29.02
	Diciembre	22.70	24.37	25.17	24.25	20.13	25.12	28.22
2007	Enero	22.59	24.01	24.62	24.10	19.83	24.94	28.95
	Febrero	22.64	24.30	24.87	24.25	20.94	25.16	30.98
	Marzo	22.04	23.75	23.63	23.64	20.44	24.19	28.50
	Abril	21.90	23.35	23.19	23.10	21.89	23.40	27.54
	Mayo	20.95	23.00	23.14	22.94	22.37	23.28	28.13
	Junio	20.68	22.75	22.99	22.67	22.64	22.84	29.70
	Julio	20.26	22.76	22.81	22.26	22.36	22.55	28.79
	Agosto	19.92	23.44	23.02	22.76	22.34	23.19	30.30
	Septiembre	21.34	23.56	23.29	23.22	22.53	23.16	29.57

**Cuadro 8.** Promedio mensual de temperatura del suelo a una profundidad de 30 cm, hora 06:00 pm. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

	Meses	<i>Arachis</i>	<i>Calopogonium</i>	<i>Callisia</i>	<i>Canavalia</i>	<i>Centrosema</i>	<i>Testigo</i>	T Max. Amb. (°C)
2006	Octubre	23.51	27.40	25.75	25.49	23.12	27.45	28.52
	Noviembre	23.33	25.55	25.47	24.62	22.03	26.31	28.00
	Diciembre	23.19	25.03	25.52	24.68	20.54	25.88	27.61
2007	Enero	22.99	24.58	25.04	24.48	19.98	25.90	28.59
	Febrero	23.21	25.26	25.44	25.12	21.35	26.53	28.67
	Marzo	22.53	23.98	23.73	23.88	20.48	24.72	27.23
	Abril	22.09	23.74	23.61	23.77	21.74	23.43	27.32
	Mayo	21.15	23.59	23.38	23.67	22.58	23.14	27.23
	Junio	21.21	23.37	23.34	23.10	22.85	23.26	27.23
	Julio	20.45	22.92	23.03	22.53	22.57	22.77	27.03
	Agosto	21.32	24.23	23.41	23.30	22.56	23.71	29.10
	Septiembre	21.83	24.34	23.50	23.70	22.64	23.77	27.43

**Cuadro 9.** Conteo de nemátodos (Ind/100 cc<sup>-1</sup> suelo) por coberturas y géneros identificados en el año 2007. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

<b>Coberturas</b>	<b>Bloque</b>	<b>Géneros</b>	<b>Ind/100 cc<sup>-1</sup> suelo</b>
<i>Arachis</i>	1	<i>Mononchus sp.</i>	6.666
<i>Arachis</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	6.666
<i>Arachis</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	26.664
<i>Arachis</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	6.666
<i>Arachis</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	79.992
<i>Arachis</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.998
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	13.332
<i>Arachis</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	46.662
<i>Arachis</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	53.328
<i>Arachis</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	26.664
<i>Arachis</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.664
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	19.998
<i>Arachis</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.666
<i>Arachis</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	46.662
<i>Arachis</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	53.328
<i>Arachis</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	26.664
<i>Arachis</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	73.326
<i>Arachis</i>	3	<i>Rotylenchulus sp.</i>	19.998
<i>Arachis</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	93.324
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	46.662
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	13.32
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Mononchus sp.</i>	13.32
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	26.64
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	6.66
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	6.66
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Rotylenchulus sp.</i>	26.64
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	106.56
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	293.04
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Helicotilenchus sp.</i>	26.64
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Mononchus sp.</i>	6.66
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	53.28
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	26.64
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	26.64
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.98
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	19.98
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.66
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	13.32
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.98
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	6.66
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Meloidogyne sp.</i>	19.98

<i>Callisia</i>	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	13.32
<i>Callisia</i>	1	<i>Mononchus sp.</i>	6.66
<i>Callisia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	13.32
<i>Callisia</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	13.32
<i>Callisia</i>	1	<i>Rotylenchulus sp.</i>	6.66
<i>Callisia</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66
<i>Callisia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	33.3
<i>Callisia</i>	1	<i>Pratylenchus sp.</i>	13.32
<i>Callisia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	13.32
<i>Callisia</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	19.98
<i>Callisia</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66
<i>Callisia</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.98
<i>Callisia</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.98
<i>Callisia</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	13.32
<i>Callisia</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.66
<i>Callisia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.32
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	59.94
<i>Canavalia</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	26.64
<i>Canavalia</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	26.64
<i>Canavalia</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	26.64
<i>Canavalia</i>	1	<i>Xyphinenma sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.64
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	13.32
<i>Canavalia</i>	1	<i>Rhadinaphelenchus sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	2	<i>Helicotilenchus sp.</i>	26.64
<i>Canavalia</i>	2	<i>Mononchus sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	26.64
<i>Canavalia</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	33.3
<i>Canavalia</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	13.32
<i>Canavalia</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.64
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	3	<i>Helicotilenchus sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	13.32
<i>Canavalia</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	19.98
<i>Canavalia</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.66
<i>Canavalia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	66.6
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	13.32

<i>Centrosema</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	13.32
<i>Centrosema</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	33.3
<i>Centrosema</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	19.98
<i>Centrosema</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	13.32
<i>Centrosema</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	53.28
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	33.3
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	6.66
<i>Centrosema</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	46.62
<i>Centrosema</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	33.3
<i>Centrosema</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	26.64
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rotylenchulus sp.</i>	113.22
<i>Centrosema</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66
<i>Centrosema</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	39.96
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	26.64
<i>Centrosema</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	13.32
<i>Centrosema</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	6.66
<i>Centrosema</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	66.6
<i>Centrosema</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	19.98
<i>Centrosema</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.66
<i>Centrosema</i>	3	<i>Rotylenchulus sp.</i>	13.32
<i>Centrosema</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.98
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	33.3
Testigo	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	6.66
Testigo	1	<i>Dorylaimidos</i>	39.96
Testigo	1	<i>Tylenchus sp.</i>	33.3
Testigo	1	<i>Longidorus sp.</i>	6.66
Testigo	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66
Testigo	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	6.66
Testigo	1	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66
Testigo	2	<i>Mononchus sp.</i>	6.66
Testigo	2	<i>Dorylaimidos</i>	19.98
Testigo	2	<i>Tylenchus sp.</i>	6.66
Testigo	2	<i>Longidorus sp.</i>	33.3
Testigo	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66
Testigo	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.32
Testigo	2	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	39.96
Testigo	2	<i>Trichodorus sp.</i>	13.32
Testigo	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.66
Testigo	3	<i>Dorylaimidos</i>	26.64
Testigo	3	<i>Tylenchus sp.</i>	13.32
Testigo	3	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66

**Cuadro 10.** Conteo de nemátodos (Ind/100 cc<sup>-1</sup> suelo) por coberturas y géneros identificados en el año 2008. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

Coberturas	Bloque	Géneros	Ind/100 cc <sup>-1</sup> suelo
<i>Arachis</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	233.31
<i>Arachis</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	53.328
<i>Arachis</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	46.662
<i>Arachis</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	19.998
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	26.664
<i>Arachis</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	233.31
<i>Arachis</i>	2	<i>Mononchus</i>	26.664
<i>Arachis</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	6.666
<i>Arachis</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	53.328
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	59.994
<i>Arachis</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	153.318
<i>Arachis</i>	2	<i>Pratylenchus sp.</i>	6.666
<i>Arachis</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	79.992
<i>Arachis</i>	2	<i>Paratrichodorus sp.</i>	13.332
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	59.994
<i>Arachis</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	13.332
<i>Arachis</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	73.326
<i>Arachis</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	73.326
<i>Arachis</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	39.996
<i>Arachis</i>	3	<i>Rotylenchulus sp.</i>	13.332
<i>Arachis</i>	3	<i>Mononchus</i>	6.666
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Rotylenchulus sp.</i>	13.332
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	6.666
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Pratylenchus sp.</i>	6.666
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	26.664
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	113.322
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Helicotylenchus sp.</i>	53.328
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	26.664
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	13.332
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Helicotylenchus sp.</i>	13.332
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Mononchus</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.664

<i>Calopogonium</i>	3	<i>Meloidogyne sp.</i>	53.328
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	19.998
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.666
<i>Callisia</i>	1	<i>Mononchus</i>	6.666
<i>Callisia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	66.66
<i>Callisia</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	19.998
<i>Callisia</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	6.666
<i>Callisia</i>	1	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	19.998
<i>Callisia</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	39.996
<i>Callisia</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	33.33
<i>Callisia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	73.326
<i>Callisia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	46.662
<i>Callisia</i>	2	<i>Helicotylenchus sp.</i>	19.998
<i>Callisia</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	6.666
<i>Callisia</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666
<i>Callisia</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	46.662
<i>Callisia</i>	2	<i>Pratylenchus sp.</i>	6.666
<i>Callisia</i>	2	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	19.998
<i>Callisia</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	19.998
<i>Callisia</i>	3	<i>Helicotylenchus sp.</i>	46.662
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	13.332
<i>Callisia</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.998
<i>Callisia</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	13.332
<i>Callisia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332
<i>Canavalia</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	33.33
<i>Canavalia</i>	1	<i>Pratylenchus sp.</i>	13.332
<i>Canavalia</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	59.994
<i>Canavalia</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	13.332
<i>Canavalia</i>	2	<i>Mononchus</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	46.662
<i>Canavalia</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666
<i>Canavalia</i>	3	<i>Meloidogyne sp.</i>	66.66
<i>Canavalia</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.998
<i>Canavalia</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	13.332



<i>Centrosema</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	253.308
<i>Centrosema</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	46.662
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	26.664
<i>Centrosema</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	39.996
<i>Centrosema</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	193.314
<i>Centrosema</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	13.332
<i>Centrosema</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	79.992
<i>Centrosema</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	86.658
<i>Centrosema</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	13.332
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rotylenchulus sp.</i>	19.998
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	53.328
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	13.332
<i>Centrosema</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	53.328
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	59.994
<i>Centrosema</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	93.324
<i>Centrosema</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	33.33
<i>Centrosema</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.666
<i>Centrosema</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.664
Testigo	1	<i>Rhabditidos</i>	19.998
Testigo	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	33.33
Testigo	1	<i>Tylenchus sp.</i>	26.664
Testigo	1	<i>Dorylaimidos</i>	13.332
Testigo	1	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666
Testigo	1	<i>Mononchus</i>	6.666
Testigo	1	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	6.666
Testigo	2	<i>Dorylaimidos</i>	26.664
Testigo	2	<i>Rhabditidos</i>	53.328
Testigo	2	<i>Tylenchus sp.</i>	13.332
Testigo	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666
Testigo	2	<i>Longidorus sp.</i>	6.666
Testigo	2	<i>Helicotylenchus sp.</i>	6.666
Testigo	2	<i>Mononchus</i>	6.666
Testigo	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.998
Testigo	3	<i>Mononchus</i>	19.998
Testigo	3	<i>Rhabditidos</i>	13.332
Testigo	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332
Testigo	3	<i>Tylenchus sp.</i>	6.666

**Cuadro 11.** Cálculo del Índice de diversidad de Shannon (H) para nemátodos, 2007.

<b>Cobertura</b>	<b>Bloque</b>	<b>Géneros</b>	<b>Suma</b>	<b>Pi</b>	<b>Log n</b>	<b>Logn*(Pi)</b>
<i>Arachis</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	20.00	0.13	-2.08	-0.26
<i>Arachis</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	26.66	0.17	-1.79	-0.30
<i>Arachis</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	79.99	0.50	-0.69	-0.35
<i>Arachis</i>	1	<i>Mononchus sp.</i>	6.67	0.04	-3.18	-0.13
<i>Arachis</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	6.67	0.04	-3.18	-0.13
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	13.33	0.08	-2.48	-0.21
<i>Arachis</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	6.67	0.04	-3.18	-0.13
			159.98			-1.51
<i>Arachis</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.66	0.15	-1.87	-0.29
<i>Arachis</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	53.33	0.31	-1.18	-0.36
<i>Arachis</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	46.66	0.27	-1.31	-0.35
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	20.00	0.12	-2.16	-0.25
<i>Arachis</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	26.66	0.15	-1.87	-0.29
			173.32			-1.54
<i>Arachis</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	93.32	0.25	-1.37	-0.35
<i>Arachis</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	53.33	0.15	-1.93	-0.28
<i>Arachis</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	73.33	0.20	-1.61	-0.32
<i>Arachis</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.67	0.02	-4.01	-0.07
<i>Arachis</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	46.66	0.13	-2.06	-0.26
<i>Arachis</i>	3	<i>Rotylenchulus sp.</i>	20.00	0.05	-2.91	-0.16
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	46.66	0.13	-2.06	-0.26
<i>Arachis</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	26.66	0.07	-2.62	-0.19
			366.63			-1.90
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	293.04	0.59	-0.52	-0.31
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	26.64	0.05	-2.92	-0.16
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	13.32	0.03	-3.61	-0.10
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	6.66	0.01	-4.30	-0.06
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	106.56	0.22	-1.53	-0.33
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Mononchus sp.</i>	13.32	0.03	-3.61	-0.10
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Rotylenchulus sp.</i>	26.64	0.05	-2.92	-0.16
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	6.66	0.01	-4.30	-0.06
			492.84			-1.27
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.98	0.11	-2.20	-0.24
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	53.28	0.30	-1.22	-0.36
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Helicotilenchus sp.</i>	26.64	0.15	-1.91	-0.28
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	26.64	0.15	-1.91	-0.28
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	26.64	0.15	-1.91	-0.28
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Mononchus sp.</i>	6.66	0.04	-3.30	-0.12
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	19.98	0.11	-2.20	-0.24
			179.82			-1.82
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.98	0.30	-1.20	-0.36
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Meloidogyne sp.</i>	19.98	0.30	-1.20	-0.36
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.66	0.10	-2.30	-0.23
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	13.32	0.20	-1.61	-0.32
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	6.66	0.10	-2.30	-0.23
			66.60			-1.50

<i>Callisia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	33.30	0.31	-1.16	-0.36
<i>Callisia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	13.32	0.13	-2.08	-0.26
<i>Callisia</i>	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	13.32	0.13	-2.08	-0.26
<i>Callisia</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	13.32	0.13	-2.08	-0.26
<i>Callisia</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
<i>Callisia</i>	1	<i>Mononchus sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
<i>Callisia</i>	1	<i>Pratylenchus sp.</i>	13.32	0.13	-2.08	-0.26
<i>Callisia</i>	1	<i>Rotylenchulus sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
			106.56			-1.92
<i>Callisia</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.98	0.33	-1.10	-0.37
<i>Callisia</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	19.98	0.33	-1.10	-0.37
<i>Callisia</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66	0.11	-2.20	-0.24
<i>Callisia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	13.32	0.22	-1.50	-0.33
			59.94			-1.31
<i>Callisia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.32	0.22	-1.50	-0.33
<i>Callisia</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.98	0.33	-1.10	-0.37
<i>Callisia</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.66	0.11	-2.20	-0.24
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66	0.11	-2.20	-0.24
<i>Callisia</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	13.32	0.22	-1.50	-0.33
			59.94			-1.52
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.64	0.13	-2.01	-0.27
<i>Canavalia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	26.64	0.13	-2.01	-0.27
<i>Canavalia</i>	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	59.94	0.30	-1.20	-0.36
<i>Canavalia</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	26.64	0.13	-2.01	-0.27
<i>Canavalia</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	6.66	0.03	-3.40	-0.11
<i>Canavalia</i>	1	<i>Rhadinaphelenchus sp.</i>	6.66	0.03	-3.40	-0.11
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	13.32	0.07	-2.71	-0.18
<i>Canavalia</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	26.64	0.13	-2.01	-0.27
<i>Canavalia</i>	1	<i>Xyphinema sp.</i>	6.66	0.03	-3.40	-0.11
			199.80			-1.96
<i>Canavalia</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.64	0.17	-1.75	-0.30
<i>Canavalia</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	26.64	0.17	-1.75	-0.30
<i>Canavalia</i>	2	<i>Helicotilenchus sp.</i>	26.64	0.17	-1.75	-0.30
<i>Canavalia</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	13.32	0.09	-2.44	-0.21
<i>Canavalia</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66	0.04	-3.14	-0.14
<i>Canavalia</i>	2	<i>Mononchus sp.</i>	6.66	0.04	-3.14	-0.14
<i>Canavalia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	6.66	0.04	-3.14	-0.14
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66	0.04	-3.14	-0.14
<i>Canavalia</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	33.30	0.22	-1.53	-0.33
			153.18			-2.00
<i>Canavalia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	66.60	0.48	-0.74	-0.35
<i>Canavalia</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	13.32	0.10	-2.35	-0.22
<i>Canavalia</i>	3	<i>Helicotilenchus sp.</i>	6.66	0.05	-3.04	-0.14
<i>Canavalia</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.66	0.05	-3.04	-0.14
<i>Canavalia</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.66	0.05	-3.04	-0.14
<i>Canavalia</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	6.66	0.05	-3.04	-0.14
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	13.32	0.10	-2.35	-0.22
<i>Canavalia</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	19.98	0.14	-1.95	-0.28
			139.86			-1.66

<i>Centrosema</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	53.28	0.20	-1.61	-0.32
<i>Centrosema</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	33.30	0.08	-2.53	-0.20
<i>Centrosema</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	13.32	0.08	-2.53	-0.20
<i>Centrosema</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	13.32	0.20	-1.61	-0.32
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	33.30	0.12	-2.12	-0.25
<i>Centrosema</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	19.98	1.00	0.00	0.00
			166.50			-1.30
<i>Centrosema</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	39.96	0.13	-2.01	-0.27
<i>Centrosema</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	46.62	0.16	-1.86	-0.29
<i>Centrosema</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	26.64	0.09	-2.42	-0.22
<i>Centrosema</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66	0.02	-3.81	-0.08
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	6.66	0.02	-3.81	-0.08
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rotylenchulus sp.</i>	113.22	0.38	-0.97	-0.37
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	26.64	0.09	-2.42	-0.22
<i>Centrosema</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	33.30	0.11	-2.20	-0.24
			299.70			-1.77
<i>Centrosema</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.98	0.11	-2.20	-0.24
<i>Centrosema</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	66.60	0.37	-0.99	-0.37
<i>Centrosema</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.66	0.04	-3.30	-0.12
<i>Centrosema</i>	3	<i>Mononchus sp.</i>	13.32	0.07	-2.60	-0.19
<i>Centrosema</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	6.66	0.04	-3.30	-0.12
<i>Centrosema</i>	3	<i>Rotylenchulus sp.</i>	13.32	0.07	-2.60	-0.19
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	33.30	0.19	-1.69	-0.31
<i>Centrosema</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	19.98	0.11	-2.20	-0.24
			179.82			-1.80
Testigo	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
Testigo	1	<i>Dorylaimidos</i>	39.96	0.38	-0.98	-0.37
Testigo	1	<i>Helicotilenchus sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
Testigo	1	<i>Longidorus sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
Testigo	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
Testigo	1	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66	0.06	-2.77	-0.17
Testigo	1	<i>Tylenchus sp.</i>	33.30	0.31	-1.16	-0.36
			106.56			-1.60
Testigo	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.32	0.10	-2.35	-0.22
Testigo	2	<i>Dorylaimidos</i>	19.98	0.14	-1.95	-0.28
Testigo	2	<i>Longidorus sp.</i>	33.30	0.24	-1.44	-0.34
Testigo	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	6.66	0.05	-3.04	-0.14
Testigo	2	<i>Mononchus sp.</i>	6.66	0.05	-3.04	-0.14
Testigo	2	<i>Trichodorus sp.</i>	13.32	0.10	-2.35	-0.22
Testigo	2	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	39.96	0.29	-1.25	-0.36
Testigo	2	<i>Tylenchus sp.</i>	6.66	0.05	-3.04	-0.14
			139.86			-1.86
Testigo	3	<i>Dorylaimidos</i>	26.64	0.50	-0.69	-0.35
Testigo	3	<i>Mononchus sp.</i>	6.66	0.13	-2.08	-0.26
Testigo	3	<i>Trichodorus sp.</i>	6.66	0.13	-2.08	-0.26
Testigo	3	<i>Tylenchus sp.</i>	13.32	0.25	-1.39	-0.35
			53.28			-1.21

**Cuadro 12.** Cálculo del Índice de diversidad de Shannon (H) para nemátodos, 2008.

<b>Cobertura</b>	<b>Bloque</b>	<b>Géneros</b>	<b>Suma</b>	<b>Pi</b>	<b>Log n</b>	<b>Logn*(Pi)</b>
<i>Arachis</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	233.31	0.61	-0.49	-0.30
<i>Arachis</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	19.998	0.05	-2.94	-0.15
<i>Arachis</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	53.328	0.14	-1.96	-0.28
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	26.664	0.07	-2.66	-0.19
<i>Arachis</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	46.662	0.12	-2.10	-0.26
			379.962			-1.17
<i>Arachis</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	153.318	0.24	-1.42	-0.34
<i>Arachis</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	79.992	0.13	-2.07	-0.26
<i>Arachis</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	6.666	0.01	-4.55	-0.05
<i>Arachis</i>	2	<i>Mononchus</i>	26.664	0.04	-3.17	-0.13
<i>Arachis</i>	2	<i>Paratrichodorus sp.</i>	13.332	0.02	-3.86	-0.08
<i>Arachis</i>	2	<i>Pratylenchus sp.</i>	6.666	0.01	-4.55	-0.05
<i>Arachis</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	233.31	0.37	-1.00	-0.37
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	59.994	0.09	-2.36	-0.22
<i>Arachis</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	53.328	0.08	-2.47	-0.21
			633.27			-1.71
<i>Arachis</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	39.996	0.14	-1.95	-0.28
<i>Arachis</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	13.332	0.05	-3.04	-0.14
<i>Arachis</i>	3	<i>Mononchus</i>	6.666	0.02	-3.74	-0.09
<i>Arachis</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	73.326	0.26	-1.34	-0.35
<i>Arachis</i>	3	<i>Rotylenchulus sp.</i>	13.332	0.05	-3.04	-0.14
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	59.994	0.21	-1.54	-0.33
<i>Arachis</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	73.326	0.26	-1.34	-0.35
			279.972			-1.69
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.998	0.16	-1.85	-0.29
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	19.998	0.16	-1.85	-0.29
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	19.998	0.16	-1.85	-0.29
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Longidorus sp.</i>	19.998	0.16	-1.85	-0.29
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	19.998	0.16	-1.85	-0.29
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Pratylenchus sp.</i>	6.666	0.05	-2.94	-0.15
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	6.666	0.05	-2.94	-0.15
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Rotylenchulus sp.</i>	13.332	0.11	-2.25	-0.24
			126.654			-2.00
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332	0.05	-2.94	-0.15
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	13.332	0.05	-2.94	-0.15
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Helicotylenchus sp.</i>	53.328	0.21	-1.56	-0.33
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	113.322	0.45	-0.80	-0.36
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	26.664	0.11	-2.25	-0.24
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666	0.03	-3.64	-0.10
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	26.664	0.11	-2.25	-0.24
			253.308			-1.57
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.664	0.17	-1.79	-0.30
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.998	0.13	-2.08	-0.26
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Helicotylenchus sp.</i>	13.332	0.08	-2.48	-0.21
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.666	0.04	-3.18	-0.13

<i>Calopogonium</i>	3	<i>Meloidogyne sp.</i>	53.328	0.33	-1.10	-0.37
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Mononchus</i>	19.998	0.13	-2.08	-0.26
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	19.998	0.13	-2.08	-0.26
			159.984			-1.78
<i>Callisia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	73.326	0.28	-1.29	-0.36
<i>Callisia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	66.66	0.25	-1.39	-0.35
<i>Callisia</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	33.33	0.13	-2.08	-0.26
<i>Callisia</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	19.998	0.08	-2.59	-0.19
<i>Callisia</i>	1	<i>Mononchus</i>	6.666	0.03	-3.69	-0.09
<i>Callisia</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	39.996	0.15	-1.90	-0.28
<i>Callisia</i>	1	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	19.998	0.08	-2.59	-0.19
<i>Callisia</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	6.666	0.03	-3.69	-0.09
			266.64			-1.82
<i>Callisia</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	19.998	0.12	-2.16	-0.25
<i>Callisia</i>	2	<i>Helicotylenchus sp.</i>	19.998	0.12	-2.16	-0.25
<i>Callisia</i>	2	<i>Longidorus sp.</i>	6.666	0.04	-3.26	-0.13
<i>Callisia</i>	2	<i>Meloidogyne sp.</i>	46.662	0.27	-1.31	-0.35
<i>Callisia</i>	2	<i>Pratylenchus sp.</i>	6.666	0.04	-3.26	-0.13
<i>Callisia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	46.662	0.27	-1.31	-0.35
<i>Callisia</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666	0.04	-3.26	-0.13
<i>Callisia</i>	2	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	19.998	0.12	-2.16	-0.25
			173.316			-1.83
<i>Callisia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332	0.13	-2.08	-0.26
<i>Callisia</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.998	0.19	-1.67	-0.31
<i>Callisia</i>	3	<i>Helicotylenchus sp.</i>	46.662	0.44	-0.83	-0.36
<i>Callisia</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	13.332	0.13	-2.08	-0.26
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	13.332	0.13	-2.08	-0.26
			106.656			-1.46
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.998	0.11	-2.23	-0.24
<i>Canavalia</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	19.998	0.11	-2.23	-0.24
<i>Canavalia</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	19.998	0.11	-2.23	-0.24
<i>Canavalia</i>	1	<i>Meloidogyne sp.</i>	59.994	0.32	-1.13	-0.36
<i>Canavalia</i>	1	<i>Pratylenchus sp.</i>	13.332	0.07	-2.64	-0.19
<i>Canavalia</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	33.33	0.18	-1.72	-0.31
<i>Canavalia</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	19.998	0.11	-2.23	-0.24
			186.648			-1.82
<i>Canavalia</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332	0.13	-2.01	-0.27
<i>Canavalia</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	13.332	0.13	-2.01	-0.27
<i>Canavalia</i>	2	<i>Mononchus</i>	19.998	0.20	-1.61	-0.32
<i>Canavalia</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	46.662	0.47	-0.76	-0.36
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666	0.07	-2.71	-0.18
			99.99			-1.40
<i>Canavalia</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	19.998	0.14	-1.95	-0.28
<i>Canavalia</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	19.998	0.14	-1.95	-0.28
<i>Canavalia</i>	3	<i>Meloidogyne sp.</i>	66.66	0.48	-0.74	-0.35
<i>Canavalia</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	19.998	0.14	-1.95	-0.28
<i>Canavalia</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	13.332	0.10	-2.35	-0.22
			139.986			-1.41

<i>Centrosema</i>	1	<i>Aphelenchus sp.</i>	253.308	0.44	-0.82	-0.36
<i>Centrosema</i>	1	<i>Dorylaimidos</i>	46.662	0.08	-2.51	-0.20
<i>Centrosema</i>	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	13.332	0.02	-3.76	-0.09
<i>Centrosema</i>	1	<i>Rhabditidos</i>	193.314	0.34	-1.09	-0.37
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichodorus sp.</i>	26.664	0.05	-3.07	-0.14
<i>Centrosema</i>	1	<i>Tylenchus sp.</i>	39.996	0.07	-2.66	-0.19
			573.276			-1.35
<i>Centrosema</i>	2	<i>Aphelenchus sp.</i>	86.658	0.33	-1.12	-0.37
<i>Centrosema</i>	2	<i>Dorylaimidos</i>	13.332	0.05	-3.00	-0.15
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rhabditidos</i>	53.328	0.20	-1.61	-0.32
<i>Centrosema</i>	2	<i>Rotylenchulus sp.</i>	19.998	0.08	-2.59	-0.19
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichodorus sp.</i>	13.332	0.05	-3.00	-0.15
<i>Centrosema</i>	2	<i>Tylenchus sp.</i>	79.992	0.30	-1.20	-0.36
			266.64			-1.54
<i>Centrosema</i>	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	26.664	0.10	-2.33	-0.23
<i>Centrosema</i>	3	<i>Dorylaimidos</i>	33.33	0.12	-2.10	-0.26
<i>Centrosema</i>	3	<i>Longidorus sp.</i>	6.666	0.02	-3.71	-0.09
<i>Centrosema</i>	3	<i>Rhabditidos</i>	53.328	0.20	-1.63	-0.32
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichodorus sp.</i>	59.994	0.22	-1.52	-0.33
<i>Centrosema</i>	3	<i>Tylenchus sp.</i>	93.324	0.34	-1.07	-0.37
			273.306			-1.59
Testigo	1	<i>Dorylaimidos</i>	13.332	0.12	-2.14	-0.25
Testigo	1	<i>Helicotylenchus sp.</i>	33.33	0.29	-1.22	-0.36
Testigo	1	<i>Mononchus</i>	6.666	0.06	-2.83	-0.17
Testigo	1	<i>Rhabditidos</i>	19.998	0.18	-1.73	-0.31
Testigo	1	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666	0.06	-2.83	-0.17
Testigo	1	<i>Tylenchorhynchus sp.</i>	6.666	0.06	-2.83	-0.17
Testigo	1	<i>Tylenchus sp.</i>	26.664	0.24	-1.45	-0.34
			113.322			-1.76
Testigo	2	<i>Dorylaimidos</i>	26.664	0.22	-1.50	-0.33
Testigo	2	<i>Helicotylenchus sp.</i>	6.666	0.06	-2.89	-0.16
Testigo	2	<i>Longidorus sp.</i>	6.666	0.06	-2.89	-0.16
Testigo	2	<i>Mononchus</i>	6.666	0.06	-2.89	-0.16
Testigo	2	<i>Rhabditidos</i>	53.328	0.44	-0.81	-0.36
Testigo	2	<i>Trichodorus sp.</i>	6.666	0.06	-2.89	-0.16
Testigo	2	<i>Tylenchus sp.</i>	13.332	0.11	-2.20	-0.24
			119.988			-1.58
Testigo	3	<i>Aphelenchus sp.</i>	13.332	0.18	-1.70	-0.31
Testigo	3	<i>Dorylaimidos</i>	19.998	0.27	-1.30	-0.35
Testigo	3	<i>Mononchus</i>	19.998	0.27	-1.30	-0.35
Testigo	3	<i>Rhabditidos</i>	13.332	0.18	-1.70	-0.31
Testigo	3	<i>Tylenchus sp.</i>	6.666	0.09	-2.40	-0.22
			73.326			-1.55

**Cuadro 13.** Conteo de hongos (UFC g<sup>-1</sup> suelo) por coberturas y géneros identificados en el año 2007. E.E. “El Choclorino” San Martín – Perú.

<b>Coberturas</b>	<b>Bloque</b>	<b>Géneros</b>	<b>UFC g<sup>-1</sup> suelo</b>
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.20E+04
<i>Arachis</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.30E+04
<i>Arachis</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	1.40E+04
<i>Arachis</i>	1	Micelio	1.30E+04
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	1.30E+04
<i>Arachis</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.60E+04
<i>Arachis</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	7.00E+03
<i>Arachis</i>	2	<i>Aspergillus sp.</i>	2.00E+03
<i>Arachis</i>	2	Micelio	3.00E+03
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	6.00E+03
<i>Arachis</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	8.00E+03
<i>Arachis</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	6.00E+03
<i>Arachis</i>	3	Micelio	7.00E+03
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.20E+04
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.55E+05
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	5.00E+03
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Candida sp.</i>	2.00E+03
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	6.00E+03
<i>Calopogonium</i>	1	Micelio	2.30E+04
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.00E+03
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	7.00E+03
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03
<i>Calopogonium</i>	2	Micelio	9.00E+03
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	2.90E+04
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	7.00E+03
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Mucor sp.</i>	2.00E+03
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Candida sp.</i>	1.00E+03
<i>Calopogonium</i>	3	Micelio	2.10E+04



<i>Callisia</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	5.00E+03
<i>Callisia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.20E+04
<i>Callisia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	4.00E+03
<i>Callisia</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	7.00E+03
<i>Callisia</i>	1	<i>Phialophora sp.</i>	3.00E+03
<i>Callisia</i>	1	<i>Periconia sp.</i>	2.00E+03
<i>Callisia</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	3.00E+03
<i>Callisia</i>	1	Micelio	9.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	5.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	9.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	4.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Gliomastix sp.</i>	1.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Candida sp.</i>	1.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Periconia sp.</i>	1.00E+03
<i>Callisia</i>	2	Micelio	1.30E+04
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	9.00E+03
<i>Callisia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.10E+04
<i>Callisia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	9.00E+03
<i>Callisia</i>	3	<i>Cladosporium sp.</i>	1.00E+03
<i>Callisia</i>	3	<i>Dictyosporium sp.</i>	1.00E+03
<i>Callisia</i>	3	<i>Phialophora sp.</i>	2.00E+03
<i>Callisia</i>	3	Micelio	1.00E+04
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.40E+04
<i>Canavalia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.90E+04
<i>Canavalia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	2.20E+04
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	1.00E+03
<i>Canavalia</i>	1	<i>Cephalosporium sp.</i>	2.00E+03
<i>Canavalia</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03
<i>Canavalia</i>	1	Micelio	9.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	3.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.50E+04
<i>Canavalia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	1.10E+04
<i>Canavalia</i>	2	<i>Gliomastix sp.</i>	1.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	<i>Phialophora sp.</i>	1.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	<i>Cephalosporium sp.</i>	1.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	Micelio	1.00E+04
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	8.00E+03
<i>Canavalia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	3.80E+04
<i>Canavalia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	8.00E+03
<i>Canavalia</i>	3	<i>Cunninghamella sp.</i>	2.00E+03
<i>Canavalia</i>	3	Micelio	8.00E+03

<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.00E+04
<i>Centrosema</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	3.80E+04
<i>Centrosema</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	5.00E+03
<i>Centrosema</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	2.00E+03
<i>Centrosema</i>	1	Micelio	4.00E+03
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	1.60E+04
<i>Centrosema</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	6.00E+03
<i>Centrosema</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	1.50E+04
<i>Centrosema</i>	2	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03
<i>Centrosema</i>	2	<i>Verticillium sp.</i>	5.00E+03
<i>Centrosema</i>	2	Micelio	2.10E+04
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	5.00E+03
<i>Centrosema</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03
<i>Centrosema</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	5.00E+03
<i>Centrosema</i>	3	<i>Cunninghamella sp.</i>	2.00E+03
<i>Centrosema</i>	3	Micelio	1.10E+04
Testigo	1	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03
Testigo	1	<i>Penicillium sp.</i>	8.00E+03
Testigo	1	<i>Fusarium sp.</i>	6.00E+03
Testigo	1	<i>Cladosporium sp.</i>	1.00E+03
Testigo	1	<i>Aspergillus sp.</i>	1.00E+03
Testigo	1	<i>Gliomastix sp.</i>	7.00E+03
Testigo	1	<i>Cephalosporium sp.</i>	7.00E+03
Testigo	1	Micelio	1.00E+04
Testigo	2	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03
Testigo	2	<i>Fusarium sp.</i>	9.00E+03
Testigo	2	<i>Verticillium sp.</i>	3.00E+03
Testigo	2	Micelio	1.50E+04
Testigo	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.20E+04
Testigo	3	<i>Fusarium sp.</i>	9.00E+03
Testigo	3	<i>Cladosporium sp.</i>	2.00E+03
Testigo	3	<i>Aspergillus sp.</i>	1.00E+03
Testigo	3	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03
Testigo	3	Micelio	1.10E+04

**Cuadro 14.** Conteo de hongos (UFC g<sup>-1</sup> suelo) por coberturas y géneros identificados en el año 2008. E.E. “El Chocllino” San Martín – Perú.

<b>Coberturas</b>	<b>Bloques</b>	<b>Géneros</b>	<b>UFC g<sup>-1</sup> suelo</b>
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	4.67E+03
<i>Arachis</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	6.67E+03
<i>Arachis</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.00E+03
<i>Arachis</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	1.33E+03
<i>Arachis</i>	1	Micelio	4.67E+03
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03
<i>Arachis</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	4.67E+03
<i>Arachis</i>	2	<i>Aspergillus sp.</i>	2.00E+03
<i>Arachis</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	5.33E+03
<i>Arachis</i>	2	Micelio	9.33E+03
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	6.00E+03
<i>Arachis</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	6.00E+03
<i>Arachis</i>	3	Micelio	5.33E+03
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichosporum sp.</i>	6.67E+03
<i>Arachis</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.33E+03
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.67E+04
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	1.27E+04
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	6.67E+02
<i>Calopogonium</i>	1	Micelio	1.40E+04
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	6.67E+02
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Cephalosporium sp.</i>	1.33E+03
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.93E+04
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	1.13E+04
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Cladosporium sp.</i>	6.67E+02
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Cephalosporium sp.</i>	6.00E+03
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Aspergillus sp.</i>	1.33E+03
<i>Calopogonium</i>	2	Micelio	1.20E+04
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.67E+03
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Cephalosporium sp.</i>	6.67E+02
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	8.67E+03
<i>Calopogonium</i>	3	Micelio	7.33E+03
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Chaetomium sp.</i>	2.00E+03
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03

<i>Callisia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.00E+04
<i>Callisia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	3.33E+03
<i>Callisia</i>	1	<i>Phialophora sp.</i>	6.67E+02
<i>Callisia</i>	1	Micelio	5.33E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	2.67E+03
<i>Callisia</i>	2	Micelio	5.33E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Phialophora sp.</i>	2.67E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Mycogone sp.</i>	2.00E+03
<i>Callisia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	6.67E+02
<i>Callisia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	2.00E+03
<i>Callisia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03
<i>Callisia</i>	3	Micelio	4.00E+03
<i>Callisia</i>	3	<i>Cephalosporium sp.</i>	2.00E+03
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	1.33E+03
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.33E+03
<i>Canavalia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	4.67E+03
<i>Canavalia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.00E+03
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichosporum sp.</i>	1.27E+04
<i>Canavalia</i>	1	Micelio	2.67E+03
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	6.67E+02
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	8.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	9.33E+03
<i>Canavalia</i>	2	Micelio	4.00E+03
<i>Canavalia</i>	2	<i>Candida sp.</i>	4.00E+03
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	4.67E+03
<i>Canavalia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	3.33E+03
<i>Canavalia</i>	3	Micelio	2.67E+03
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichosporum sp.</i>	2.00E+03
<i>Canavalia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	6.67E+02

<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03
<i>Centrosema</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03
<i>Centrosema</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03
<i>Centrosema</i>	1	<i>Stilbum sp.</i>	2.00E+03
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichosporum sp.</i>	6.00E+03
<i>Centrosema</i>	1	Micelio	2.00E+03
<i>Centrosema</i>	2	<i>Stilbum sp.</i>	5.33E+03
<i>Centrosema</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	5.33E+03
<i>Centrosema</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	4.67E+03
<i>Centrosema</i>	2	<i>Phialophora sp.</i>	6.67E+02
<i>Centrosema</i>	2	<i>Gliocladium sp.</i>	6.67E+02
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichosporum sp.</i>	1.80E+04
<i>Centrosema</i>	2	Micelio	4.67E+03
<i>Centrosema</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	6.67E+03
<i>Centrosema</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03
<i>Centrosema</i>	3	<i>Stilbum sp.</i>	1.33E+03
<i>Centrosema</i>	3	Micelio	6.00E+03
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	3.33E+03
Testigo	1	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03
Testigo	1	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03
Testigo	1	<i>Fusarium sp.</i>	2.67E+03
Testigo	1	Micelio	4.67E+03
Testigo	1	<i>Aspergillus sp.</i>	2.00E+03
Testigo	1	<i>Stilbum sp.</i>	2.67E+03
Testigo	2	<i>Trichoderma sp.</i>	6.00E+03
Testigo	2	<i>Trichosporum sp.</i>	9.33E+03
Testigo	2	Micelio	2.67E+03
Testigo	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.33E+03
Testigo	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03
Testigo	3	Micelio	4.67E+03
Testigo	3	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03
Testigo	3	<i>Paecilomyces sp.</i>	2.00E+03
Testigo	3	<i>Aspergillus sp.</i>	6.67E+02

**Cuadro 15.** Cálculo del Índice de diversidad de Shannon (H) para hongos, 2007.

<b>Cobertura</b>	<b>Bloque</b>	<b>Géneros</b>	<b>Suma</b>	<b>Pi</b>	<b>Log n</b>	<b>Logn*(Pi)</b>
<i>Arachis</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	1.40E+04	0.36	-1.02	-0.37
<i>Arachis</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.30E+04	0.33	-1.10	-0.37
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.20E+04	0.31	-1.18	-0.36
			3.90E+04			-1.10
<i>Arachis</i>	2	<i>Aspergillus sp.</i>	2.00E+03	0.05	-2.94	-0.15
<i>Arachis</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	7.00E+03	0.18	-1.69	-0.31
<i>Arachis</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.60E+04	0.42	-0.87	-0.36
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	1.30E+04	0.34	-1.07	-0.37
			3.80E+04			-1.20
<i>Arachis</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	6.00E+03	0.30	-1.20	-0.36
<i>Arachis</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	8.00E+03	0.40	-0.92	-0.37
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	6.00E+03	0.30	-1.20	-0.36
			2.00E+04			-1.09
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Candida sp.</i>	2.00E+03	0.01	-4.50	-0.05
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	6.00E+03	0.03	-3.40	-0.11
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	5.00E+03	0.03	-3.58	-0.10
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.55E+05	0.86	-0.15	-0.13
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.20E+04	0.07	-2.71	-0.18
			1.80E+05			-0.57
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03	0.08	-2.56	-0.20
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	7.00E+03	0.54	-0.62	-0.33
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.00E+03	0.08	-2.56	-0.20
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03	0.31	-1.18	-0.36
			1.30E+04			-1.09
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Candida sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.66	-0.09
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	7.00E+03	0.18	-1.72	-0.31
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Mucor sp.</i>	2.00E+03	0.05	-2.97	-0.15
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	2.90E+04	0.74	-0.30	-0.22
			3.90E+04			-0.77

<i>Callisia</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	7.00E+03	0.15	-1.88	-0.29
<i>Callisia</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	3.00E+03	0.07	-2.73	-0.18
<i>Callisia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	4.00E+03	0.09	-2.44	-0.21
<i>Callisia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.20E+04	0.48	-0.74	-0.35
<i>Callisia</i>	1	<i>Periconia sp.</i>	2.00E+03	0.04	-3.14	-0.14
<i>Callisia</i>	1	<i>Phialophora sp.</i>	3.00E+03	0.07	-2.73	-0.18
<i>Callisia</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	5.00E+03	0.11	-2.22	-0.24
			4.60E+04			-1.59
<i>Callisia</i>	2	<i>Candida sp.</i>	1.00E+03	0.05	-3.04	-0.14
<i>Callisia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	4.00E+03	0.19	-1.66	-0.32
<i>Callisia</i>	2	<i>Gliomastix sp.</i>	1.00E+03	0.05	-3.04	-0.14
<i>Callisia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	9.00E+03	0.43	-0.85	-0.36
<i>Callisia</i>	2	<i>Periconia sp.</i>	1.00E+03	0.05	-3.04	-0.14
<i>Callisia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	5.00E+03	0.24	-1.44	-0.34
			2.10E+04			-1.46
<i>Callisia</i>	3	<i>Cladosporium sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.50	-0.11
<i>Callisia</i>	3	<i>Dictyosporium sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.50	-0.11
<i>Callisia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	9.00E+03	0.27	-1.30	-0.35
<i>Callisia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.10E+04	0.33	-1.10	-0.37
<i>Callisia</i>	3	<i>Phialophora sp.</i>	2.00E+03	0.06	-2.80	-0.17
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	9.00E+03	0.27	-1.30	-0.35
			3.30E+04			-1.46
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	1.00E+03	0.02	-4.08	-0.07
<i>Canavalia</i>	1	<i>Cephalosporium sp.</i>	2.00E+03	0.03	-3.38	-0.11
<i>Canavalia</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03	0.02	-4.08	-0.07
<i>Canavalia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	2.20E+04	0.37	-0.99	-0.37
<i>Canavalia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.90E+04	0.32	-1.13	-0.36
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.40E+04	0.24	-1.44	-0.34
			5.90E+04			-1.33
<i>Canavalia</i>	2	<i>Cephalosporium sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.47	-0.11
<i>Canavalia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	1.10E+04	0.34	-1.07	-0.37
<i>Canavalia</i>	2	<i>Gliomastix sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.47	-0.11
<i>Canavalia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.50E+04	0.47	-0.76	-0.36
<i>Canavalia</i>	2	<i>Phialophora sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.47	-0.11
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	3.00E+03	0.09	-2.37	-0.22
			3.20E+04			-1.27
<i>Canavalia</i>	3	<i>Cunninghamella sp.</i>	2.00E+03	0.04	-3.33	-0.12
<i>Canavalia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	8.00E+03	0.14	-1.95	-0.28
<i>Canavalia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	3.80E+04	0.68	-0.39	-0.26
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	8.00E+03	0.14	-1.95	-0.28
			5.60E+04			-0.94

<i>Centrosema</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	2.00E+03	0.04	-3.31	-0.12
<i>Centrosema</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	5.00E+03	0.09	-2.40	-0.22
<i>Centrosema</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	3.80E+04	0.69	-0.37	-0.26
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.00E+04	0.18	-1.70	-0.31
			5.50E+04			-0.90
<i>Centrosema</i>	2	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03	0.02	-3.76	-0.09
<i>Centrosema</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	1.50E+04	0.35	-1.05	-0.37
<i>Centrosema</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	6.00E+03	0.14	-1.97	-0.27
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	1.60E+04	0.37	-0.99	-0.37
<i>Centrosema</i>	2	<i>Verticillium sp.</i>	5.00E+03	0.12	-2.15	-0.25
			4.30E+04			-1.35
<i>Centrosema</i>	3	<i>Cunninghamella sp.</i>	2.00E+03	0.13	-2.08	-0.26
<i>Centrosema</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	5.00E+03	0.31	-1.16	-0.36
<i>Centrosema</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03	0.25	-1.39	-0.35
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	5.00E+03	0.31	-1.16	-0.36
			1.60E+04			-1.33
Testigo	1	<i>Aspergillus sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.53	-0.10
Testigo	1	<i>Cephalosporium sp.</i>	7.00E+03	0.21	-1.58	-0.33
Testigo	1	<i>Cladosporium sp.</i>	1.00E+03	0.03	-3.53	-0.10
Testigo	1	<i>Fusarium sp.</i>	6.00E+03	0.18	-1.73	-0.31
Testigo	1	<i>Gliomastix sp.</i>	7.00E+03	0.21	-1.58	-0.33
Testigo	1	<i>Penicillium sp.</i>	8.00E+03	0.24	-1.45	-0.34
Testigo	1	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03	0.12	-2.14	-0.25
			3.40E+04			-1.76
Testigo	2	<i>Fusarium sp.</i>	9.00E+03	0.56	-0.58	-0.32
Testigo	2	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03	0.25	-1.39	-0.35
Testigo	2	<i>Verticillium sp.</i>	3.00E+03	0.19	-1.67	-0.31
			1.60E+04			-0.98
Testigo	3	<i>Aspergillus sp.</i>	1.00E+03	0.04	-3.22	-0.13
Testigo	3	<i>Cladosporium sp.</i>	2.00E+03	0.08	-2.53	-0.20
Testigo	3	<i>Cunninghamella sp.</i>	1.00E+03	0.04	-3.22	-0.13
Testigo	3	<i>Fusarium sp.</i>	9.00E+03	0.36	-1.02	-0.37
Testigo	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.20E+04	0.48	-0.73	-0.35
			2.50E+04			-1.18



**Cuadro 16.** Cálculo del Índice de diversidad de Shannon (H) para hongos, 2008.

Cobertura	Bloque	Géneros	Suma	Pi	Log n	Logn*(Pi)
<i>Arachis</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	1.33E+03	0.07	-2.67	-0.18
<i>Arachis</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	6.67E+03	0.35	-1.06	-0.37
<i>Arachis</i>	1	Micelio	4.67E+03	0.24	-1.42	-0.34
<i>Arachis</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.00E+03	0.10	-2.27	-0.23
<i>Arachis</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	4.67E+03	0.24	-1.42	-0.34
			1.93E+04			-1.47
<i>Arachis</i>	2	<i>Aspergillus sp.</i>	2.00E+03	0.08	-2.54	-0.20
<i>Arachis</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	5.33E+03	0.21	-1.56	-0.33
<i>Arachis</i>	2	Micelio	9.33E+03	0.37	-1.00	-0.37
<i>Arachis</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	4.67E+03	0.18	-1.69	-0.31
<i>Arachis</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03	0.16	-1.84	-0.29
			2.53E+04			-1.50
<i>Arachis</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	6.00E+03	0.24	-1.44	-0.34
<i>Arachis</i>	3	Micelio	5.33E+03	0.21	-1.56	-0.33
<i>Arachis</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.33E+03	0.05	-2.94	-0.16
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	6.00E+03	0.24	-1.44	-0.34
<i>Arachis</i>	3	<i>Trichosporum sp.</i>	6.67E+03	0.26	-1.33	-0.35
			2.53E+04			-1.52
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	6.67E+02	0.01	-4.43	-0.05
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Cephalosporium sp.</i>	1.33E+03	0.02	-3.74	-0.09
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Cunninghamella sp.</i>	6.67E+02	0.01	-4.43	-0.05
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	1.27E+04	0.23	-1.49	-0.34
<i>Calopogonium</i>	1	Micelio	1.40E+04	0.25	-1.39	-0.35
<i>Calopogonium</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.67E+04	0.48	-0.74	-0.35
			5.60E+04			-1.23
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Aspergillus sp.</i>	1.33E+03	0.03	-3.64	-0.10
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Cephalosporium sp.</i>	6.00E+03	0.12	-2.13	-0.25
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Cladosporium sp.</i>	6.67E+02	0.01	-4.33	-0.06
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	1.13E+04	0.22	-1.50	-0.33
<i>Calopogonium</i>	2	Micelio	1.20E+04	0.24	-1.44	-0.34
<i>Calopogonium</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	1.93E+04	0.38	-0.96	-0.37
			5.07E+04			-1.45
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Cephalosporium sp.</i>	6.67E+02	0.03	-3.55	-0.10
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Chaetomium sp.</i>	2.00E+03	0.09	-2.46	-0.21
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.67E+03	0.11	-2.17	-0.25
<i>Calopogonium</i>	3	Micelio	7.33E+03	0.31	-1.16	-0.36
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	8.67E+03	0.37	-0.99	-0.37
<i>Calopogonium</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03	0.09	-2.46	-0.21
			2.33E+04			-1.50

<i>Callisia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	3.33E+03	0.17	-1.76	-0.30
<i>Callisia</i>	1	Micelio	5.33E+03	0.28	-1.29	-0.36
<i>Callisia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	1.00E+04	0.52	-0.66	-0.34
<i>Callisia</i>	1	<i>Phialophora sp.</i>	6.67E+02	0.03	-3.37	-0.12
			1.93E+04			-1.12
<i>Callisia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	6.67E+02	0.04	-3.13	-0.14
<i>Callisia</i>	2	Micelio	5.33E+03	0.35	-1.05	-0.37
<i>Callisia</i>	2	<i>Mycogone sp.</i>	2.00E+03	0.13	-2.03	-0.27
<i>Callisia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	2.67E+03	0.17	-1.75	-0.30
<i>Callisia</i>	2	<i>Phialophora sp.</i>	2.67E+03	0.17	-1.75	-0.30
<i>Callisia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03	0.13	-2.03	-0.27
			1.53E+04			-1.64
<i>Callisia</i>	3	<i>Cephalosporium sp.</i>	2.00E+03	0.18	-1.73	-0.31
<i>Callisia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03	0.18	-1.73	-0.31
<i>Callisia</i>	3	Micelio	4.00E+03	0.35	-1.04	-0.37
<i>Callisia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	2.00E+03	0.18	-1.73	-0.31
<i>Callisia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	1.33E+03	0.12	-2.14	-0.25
			1.13E+04			-1.54
<i>Canavalia</i>	1	<i>Aspergillus sp.</i>	6.67E+02	0.03	-3.58	-0.10
<i>Canavalia</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	4.67E+03	0.19	-1.64	-0.32
<i>Canavalia</i>	1	Micelio	2.67E+03	0.11	-2.20	-0.24
<i>Canavalia</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	2.00E+03	0.08	-2.48	-0.21
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	1.33E+03	0.06	-2.89	-0.16
<i>Canavalia</i>	1	<i>Trichosporum sp.</i>	1.27E+04	0.53	-0.64	-0.34
			2.40E+04			-1.37
<i>Canavalia</i>	2	<i>Candida sp.</i>	4.00E+03	0.14	-1.99	-0.27
<i>Canavalia</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	9.33E+03	0.32	-1.14	-0.36
<i>Canavalia</i>	2	Micelio	4.00E+03	0.14	-1.99	-0.27
<i>Canavalia</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	8.00E+03	0.27	-1.30	-0.35
<i>Canavalia</i>	2	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03	0.14	-1.99	-0.27
			2.93E+04			-1.53
<i>Canavalia</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	6.67E+02	0.05	-2.99	-0.15
<i>Canavalia</i>	3	Micelio	2.67E+03	0.20	-1.61	-0.32
<i>Canavalia</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	3.33E+03	0.25	-1.38	-0.35
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	4.67E+03	0.35	-1.05	-0.37
<i>Canavalia</i>	3	<i>Trichosporum sp.</i>	2.00E+03	0.15	-1.89	-0.28
			1.33E+04			-1.47

<i>Centrosema</i>	1	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03	0.11	-2.20	-0.24
<i>Centrosema</i>	1	Micelio	2.00E+03	0.11	-2.20	-0.24
<i>Centrosema</i>	1	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03	0.22	-1.50	-0.33
<i>Centrosema</i>	1	<i>Stilbum sp.</i>	2.00E+03	0.11	-2.20	-0.24
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03	0.11	-2.20	-0.24
<i>Centrosema</i>	1	<i>Trichosporum sp.</i>	6.00E+03	0.33	-1.10	-0.37
			1.80E+04			-1.68
<i>Centrosema</i>	2	<i>Fusarium sp.</i>	4.67E+03	0.12	-2.13	-0.25
<i>Centrosema</i>	2	<i>Gliocladium sp.</i>	6.67E+02	0.02	-4.08	-0.07
<i>Centrosema</i>	2	Micelio	4.67E+03	0.12	-2.13	-0.25
<i>Centrosema</i>	2	<i>Penicillium sp.</i>	5.33E+03	0.14	-2.00	-0.27
<i>Centrosema</i>	2	<i>Phialophora sp.</i>	6.67E+02	0.02	-4.08	-0.07
<i>Centrosema</i>	2	<i>Stilbum sp.</i>	5.33E+03	0.14	-2.00	-0.27
<i>Centrosema</i>	2	<i>Trichosporum sp.</i>	1.80E+04	0.46	-0.78	-0.36
			3.93E+04			-1.54
<i>Centrosema</i>	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03	0.10	-2.27	-0.23
<i>Centrosema</i>	3	Micelio	6.00E+03	0.31	-1.17	-0.36
<i>Centrosema</i>	3	<i>Penicillium sp.</i>	6.67E+03	0.35	-1.06	-0.37
<i>Centrosema</i>	3	<i>Stilbum sp.</i>	1.33E+03	0.07	-2.67	-0.18
<i>Centrosema</i>	3	<i>Trichoderma sp.</i>	3.33E+03	0.17	-1.76	-0.30
			1.93E+04			-1.45
Testigo	1	<i>Aspergillus sp.</i>	2.00E+03	0.10	-2.30	-0.23
Testigo	1	<i>Fusarium sp.</i>	2.67E+03	0.13	-2.01	-0.27
Testigo	1	Micelio	4.67E+03	0.23	-1.46	-0.34
Testigo	1	<i>Penicillium sp.</i>	4.00E+03	0.20	-1.61	-0.32
Testigo	1	<i>Stilbum sp.</i>	2.67E+03	0.13	-2.01	-0.27
Testigo	1	<i>Trichoderma sp.</i>	4.00E+03	0.20	-1.61	-0.32
			2.00E+04			-1.75
Testigo	2	Micelio	2.67E+03	0.15	-1.91	-0.28
Testigo	2	<i>Trichoderma sp.</i>	6.00E+03	0.33	-1.10	-0.37
Testigo	2	<i>Trichosporum sp.</i>	9.33E+03	0.52	-0.66	-0.34
			1.80E+04			-0.99
Testigo	3	<i>Aspergillus sp.</i>	6.67E+02	0.05	-2.95	-0.15
Testigo	3	<i>Fusarium sp.</i>	2.00E+03	0.16	-1.85	-0.29
Testigo	3	Micelio	4.67E+03	0.37	-1.00	-0.37
Testigo	3	<i>Paecilomyces sp.</i>	2.00E+03	0.16	-1.85	-0.29
Testigo	3	<i>Penicillium sp.</i>	1.33E+03	0.10	-2.25	-0.24
Testigo	3	<i>Trichoderma sp.</i>	2.00E+03	0.16	-1.85	-0.29
			1.27E+04			-1.63

**Cuadro 17.** Conteo de bacterias (UFC g<sup>-1</sup> suelo) por coberturas y años de evaluación.

<b>Coberturas</b>	<b>Bloques</b>	<b>Año</b>	<b>Aeróbicas</b>	<b>Anaeróbicas</b>	<b>Población total UFC g<sup>-1</sup> suelo</b>
<i>Arachis</i>	1	2007	9.33E+06	8.00E+06	1.73E+07
<i>Arachis</i>	2	2007	5.33E+06	6.67E+06	1.20E+07
<i>Arachis</i>	3	2007	5.33E+06	9.33E+06	1.47E+07
<i>Calopogonium</i>	1	2007	9.33E+06	1.07E+07	2.00E+07
<i>Calopogonium</i>	2	2007	5.33E+06	8.00E+06	1.33E+07
<i>Calopogonium</i>	3	2007	8.00E+06	1.07E+07	1.87E+07
<i>Callisia</i>	1	2007	6.67E+06	6.67E+06	1.33E+07
<i>Callisia</i>	2	2007	5.33E+06	1.07E+07	1.60E+07
<i>Callisia</i>	3	2007	8.00E+06	1.20E+07	2.00E+07
<i>Canavalia</i>	1	2007	1.07E+07	1.73E+07	2.80E+07
<i>Canavalia</i>	2	2007	8.00E+06	1.87E+07	2.67E+07
<i>Canavalia</i>	3	2007	6.67E+06	1.47E+07	2.13E+07
<i>Centrosema</i>	1	2007	1.25E+08	1.02E+09	1.15E+09
<i>Centrosema</i>	2	2007	6.67E+06	1.60E+07	2.27E+07
<i>Centrosema</i>	3	2007	1.20E+07	2.27E+07	3.47E+07
Testigo	1	2007	8.00E+06	2.80E+07	3.60E+07
Testigo	2	2007	6.67E+06	1.60E+07	2.27E+07
Testigo	3	2007	5.33E+06	1.33E+07	1.87E+07
<i>Arachis</i>	1	2008	6.67E+06	1.47E+07	2.13E+07
<i>Arachis</i>	2	2008	5.13E+08	9.68E+08	1.48E+09
<i>Arachis</i>	3	2008	6.00E+06	3.27E+07	3.87E+07
<i>Calopogonium</i>	1	2008	3.33E+06	1.47E+07	1.80E+07
<i>Calopogonium</i>	2	2008	1.00E+07	3.00E+07	4.00E+07
<i>Calopogonium</i>	3	2008	5.33E+06	9.33E+06	1.47E+07
<i>Callisia</i>	1	2008	8.00E+07	9.95E+08	1.07E+09
<i>Callisia</i>	2	2008	6.07E+07	9.53E+08	1.01E+09
<i>Callisia</i>	3	2008	1.78E+08	1.65E+09	1.83E+09
<i>Canavalia</i>	1	2008	2.54E+08	6.37E+08	8.91E+08
<i>Canavalia</i>	2	2008	4.67E+06	1.47E+07	1.93E+07
<i>Canavalia</i>	3	2008	1.93E+07	8.80E+07	1.07E+08
<i>Centrosema</i>	1	2008	2.03E+08	2.93E+08	4.96E+08
<i>Centrosema</i>	2	2008	2.45E+08	3.28E+08	5.73E+08
<i>Centrosema</i>	3	2008	1.40E+07	2.80E+07	4.20E+07
Testigo	1	2008	6.67E+06	2.80E+07	3.47E+07
Testigo	2	2008	2.67E+06	1.93E+07	2.20E+07
Testigo	3	2008	2.67E+06	2.73E+07	3.00E+07

**Cuadro 18.** Análisis de caracterización de suelos (indicadores químicos), 2007. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

Coberturas	Rep.	pH	C.E (1:1) dS/m	M.O. %	P ppm	K ppm	CIC	Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>	Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. Bases
<i>Arachis</i>	1	5.41	0.23	3.3	3.1	214	45.44	23.91	3.37	0.63	0.41	0.2	28.52	28.32	99
	2	6.21	0.22	3.5	3.2	191	43.68	22.85	2.18	0.51	0.22	0.0	25.76	25.76	59
	3	5.95	0.17	3.6	2.9	235	37.60	19.70	3.47	0.65	0.21	0.2	24.23	24.03	99
<i>Calopogonium</i>	1	5.82	0.18	3.0	3.4	200	37.76	21.25	3.02	0.54	0.16	0.2	25.17	24.97	99
	2	6.00	0.26	3.3	2.1	185	44.32	20.93	2.40	0.49	0.17	0.0	23.99	23.99	54
	3	5.94	0.24	3.6	2.2	191	37.60	23.49	2.40	0.48	0.17	0.2	26.74	26.54	99
<i>Callisia</i>	1	5.64	0.19	3.4	3.3	172	38.72	20.75	2.52	0.44	0.17	0.2	24.08	23.88	99
	2	5.87	0.22	3.5	3.4	213	45.12	22.19	2.62	0.53	0.19	0.2	25.73	25.53	99
	3	6.37	0.32	3.2	5.1	210	40.00	23.46	2.03	0.49	0.15	0.0	26.13	26.13	65
<i>Canavalia</i>	1	5.73	0.20	4.3	4.4	218	44.8	20.86	3.05	0.62	0.28	0.2	25.01	24.81	99
	2	6.10	0.22	3.7	4.2	184	41.92	25.65	2.22	0.51	0.18	0.0	28.56	28.56	68
	3	6.16	0.46	3.7	7.1	200	41.60	20.38	2.52	0.55	0.16	0.0	23.61	23.61	57
<i>Centrosema</i>	1	5.88	0.21	3.6	3.9	209	45.44	20.16	2.75	0.53	0.17	0.2	23.81	23.61	99
	2	5.57	0.20	3.3	2.2	168	36.32	20.76	2.35	0.44	0.16	0.3	24.01	23.71	99
	3	6.11	0.22	3.0	3.1	221	41.60	21.98	2.35	0.55	0.17	0.0	25.05	25.05	60
Testigo	1	6.01	0.23	3.7	5.8	227	43.20	20.57	2.55	0.56	0.35	0.0	24.03	24.03	56
	2	6.00	0.21	3.2	4.1	221	43.20	24.83	2.42	0.51	0.13	0.0	27.89	27.89	65
	3	5.45	0.18	3.1	3.7	159	34.72	21.68	2.55	0.41	0.13	0.2	24.97	24.77	99

**Cuadro 19.** Análisis de caracterización de suelos (indicadores químicos), 2008. E.E. “El Choclino”, San Martín - Perú.

Coberturas	Rep.	pH	C.E (1:1) dS/m	M.O. %	P ppm	K ppm	CIC	Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>	Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. Bases
<i>Arachis</i>	1	5.74	0.18	4.6	5.6	238	50.40	23.54	3.17	0.54	0.15	0.2	27.60	27.40	99
	2	6.14	0.23	3.9	5.1	185	44.16	22.61	2.22	0.44	0.16	0.0	25.43	25.43	58
	3	5.89	0.27	4.4	4.3	233	36.80	22.07	2.92	0.55	0.18	0.2	25.92	25.72	99
<i>Calopogonium</i>	1	5.90	0.15	4.1	7.9	198	40.48	22.45	3.00	0.44	0.15	0.2	26.24	26.04	99
	2	5.97	0.18	3.8	5.6	176	44.80	21.47	2.48	0.48	0.19	0.2	24.82	24.62	99
	3	5.83	0.19	4.0	4.5	207	40.00	21.43	2.73	0.46	0.23	0.2	25.05	24.85	99
<i>Callisia</i>	1	5.86	0.27	4.0	6.9	303	40.80	23.96	2.65	0.48	0.17	0.3	27.56	27.26	99
	2	5.98	0.19	4.3	7.1	191	47.36	21.69	2.45	0.46	0.16	0.2	24.96	24.76	99
	3	6.26	0.24	4.3	7.6	219	44.80	23.04	2.63	0.55	0.17	0.0	26.39	26.39	59
<i>Canavalia</i>	1	5.71	0.23	4.2	7.0	434	48.64	25.98	3.00	0.52	0.23	0.2	29.93	29.73	99
	2	5.82	0.20	3.4	7.8	195	36.00	21.10	2.22	0.49	0.17	0.2	24.18	23.98	99
	3	6.39	0.27	4.0	6.2	175	43.20	23.03	2.85	0.46	0.17	0.0	26.51	26.51	61
<i>Centrosema</i>	1	6.00	0.28	4.4	8.4	229	49.60	24.57	2.72	0.56	0.18	0.0	28.03	28.03	57
	2	5.48	0.15	3.5	6.5	215	38.40	24.11	2.48	0.55	0.15	0.3	27.59	27.29	99
	3	6.25	0.24	4.2	7.4	211	44.16	21.59	2.90	0.54	0.17	0.0	25.20	25.20	57
<i>Testigo</i>	1	6.26	0.21	3.9	7.9	238	47.20	22.43	2.95	0.61	0.18	0.0	26.17	26.17	55
	2	6.08	0.16	4.0	7.2	170	48.80	24.79	2.67	0.46	0.13	0.0	28.05	28.05	57
	3	5.76	0.12	3.8	4.9	132	35.20	22.72	2.72	0.38	0.13	0.2	26.15	25.95	99

**Cuadro 20.** Datos promedios de los indicadores físicos, químicos y biológicos del suelo en los dos años de evaluación utilizados para determinar el Índice de Calidad de Suelos Aditivo (ICSA). E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

Coberturas	pH	C.E	MO %	P ppm	K ppm	CIC	Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Al <sup>+3</sup> + H <sup>+</sup>	DA (0-10)	DA (10-20)	DA (20-30)	DA (30-40)	arena %
AR:1	5.58	0.21	3.95	4.35	226.00	47.92	23.73	3.27	0.59	0.28	0.20	1.04	1.26	1.34	1.30	56.00
AR:2	6.18	0.23	3.70	4.15	188.00	43.92	22.73	2.20	0.48	0.19	0.00	1.07	1.31	1.34	1.34	38.00
AR:3	5.92	0.22	4.00	3.60	234.00	37.20	20.89	3.20	0.60	0.20	0.20	1.16	1.37	1.38	1.35	50.00
CP:1	5.86	0.17	3.55	5.65	199.00	39.12	21.85	3.01	0.49	0.16	0.20	0.92	1.28	1.38	1.37	48.00
CP:2	5.99	0.22	3.55	3.85	180.50	44.56	21.20	2.44	0.49	0.18	0.10	0.91	1.12	1.30	1.26	34.00
CP:3	5.89	0.22	3.80	3.35	199.00	38.80	22.46	2.57	0.47	0.20	0.20	1.12	1.27	1.29	1.30	50.00
CL:1	5.75	0.23	3.70	5.10	237.50	39.76	22.36	2.59	0.46	0.17	0.25	0.76	1.22	1.31	1.34	40.00
CL:2	5.93	0.21	3.90	5.25	202.00	46.24	21.94	2.54	0.50	0.18	0.20	0.94	1.28	1.42	1.42	56.00
CL:3	6.32	0.28	3.75	6.35	214.50	42.40	23.25	2.33	0.52	0.16	0.00	0.96	1.27	1.34	1.38	64.00
CN:1	5.72	0.22	4.25	5.70	326.00	46.72	23.42	3.03	0.57	0.26	0.20	0.99	1.24	1.30	1.28	54.00
CN:2	5.96	0.21	3.55	6.00	189.50	38.96	23.38	2.22	0.50	0.18	0.10	0.92	1.32	1.38	1.43	34.00
CN:3	6.28	0.37	3.85	6.65	187.50	42.40	21.71	2.69	0.51	0.17	0.00	1.07	1.27	1.35	1.42	54.00
CS:1	5.94	0.25	4.00	6.15	219.00	47.52	22.37	2.74	0.55	0.18	0.10	0.92	1.14	1.26	1.32	58.00
CS:2	5.53	0.18	3.40	4.35	191.50	37.36	22.44	2.42	0.50	0.16	0.30	1.03	1.24	1.37	1.34	40.00
CS:3	6.18	0.23	3.60	5.25	216.00	42.88	21.79	2.63	0.55	0.17	0.00	1.05	1.20	1.26	1.33	54.00
TS:1	6.14	0.22	3.80	6.85	232.50	45.20	21.50	2.75	0.59	0.27	0.00	0.93	1.23	1.31	1.29	44.00
TS:2	6.04	0.19	3.60	5.65	195.50	46.00	24.81	2.55	0.49	0.13	0.00	1.11	1.28	1.28	1.36	53.00
TS:3	5.61	0.15	3.45	4.30	145.50	34.96	22.20	2.64	0.40	0.13	0.20	1.16	1.36	1.38	1.42	34.00

AR: *Arachis pintoi*, CP: *Calopogonium mucunoides*, CL: *Callisia repens*, CN: *Canavalia ensiformis*, CS: *Centrosema macrocarpum*, TS: Testigo, DA: densidad aparente.

...continuación del Cuadro 20.

limo %	arcilla %	I	RM (0 cm)	RM (10 cm)	RM (20 cm)	RM (30 cm)	RM (40 cm)	Nemátodos	NF	NNF	Hongos	Bacterias	H Nemat.	H Hongos
30.00	14.00	2.04	1.83	2.75	2.67	2.58	1.92	269.97	213.31	56.66	3.57E+04	1.93E+07	1.34	1.28
42.00	20.00	3.00	1.83	2.85	2.58	2.67	1.67	403.29	183.32	219.98	3.32E+04	7.46E+08	1.63	1.35
38.00	12.00	2.10	1.67	2.52	2.42	2.27	2.17	323.30	223.31	99.99	2.62E+04	2.67E+07	1.79	1.30
38.00	14.00	16.60	1.55	2.58	2.42	2.37	1.92	309.75	276.44	33.31	1.30E+05	1.90E+07	1.64	0.90
38.00	28.00	12.40	1.17	2.50	2.37	2.17	2.08	216.56	166.60	49.97	3.63E+04	2.67E+07	1.69	1.27
34.00	16.00	15.40	1.33	2.33	2.55	2.33	1.83	113.29	63.32	49.98	4.17E+04	1.67E+07	1.64	1.14
36.00	24.00	10.20	1.10	2.33	2.25	2.33	2.05	186.60	119.95	66.65	3.72E+04	5.44E+08	1.87	1.35
26.00	18.00	15.80	1.38	2.57	2.73	2.45	1.75	116.63	76.64	39.99	2.47E+04	5.15E+08	1.57	1.55
12.00	24.00	15.40	1.42	2.35	2.32	2.25	1.83	83.30	56.64	26.66	2.72E+04	9.26E+08	1.49	1.50
34.00	12.00	14.40	1.63	2.30	2.17	2.17	1.70	193.22	149.91	43.31	4.60E+04	4.59E+08	1.89	1.35
42.00	24.00	13.20	1.53	2.27	2.10	2.12	1.68	126.59	66.61	59.98	3.57E+04	2.30E+07	1.70	1.40
36.00	10.00	12.00	1.40	2.37	2.30	2.12	2.00	139.92	116.60	23.32	3.87E+04	6.43E+07	1.54	1.20
26.00	16.00	10.80	1.05	2.05	2.22	2.00	1.47	369.89	226.59	143.30	3.85E+04	8.23E+08	1.32	1.29
36.00	24.00	8.00	0.92	2.08	2.08	2.17	1.25	283.17	223.20	59.97	5.17E+04	2.98E+08	1.66	1.45
30.00	16.00	7.60	1.08	2.00	2.05	2.08	1.33	226.56	139.94	86.62	2.32E+04	3.83E+07	1.70	1.39
36.00	20.00	3.20	1.33	2.08	2.18	2.15	1.58	109.94	66.63	39.98	3.20E+04	3.53E+07	1.68	1.75
25.00	22.00	3.60	1.38	2.28	2.27	2.27	1.67	129.92	73.28	56.65	2.45E+04	2.23E+07	1.72	0.99
40.00	26.00	2.50	1.75	2.52	2.22	2.17	1.55	63.30	23.32	43.31	2.43E+04	2.43E+07	1.38	1.41

I: Infiltración, RM: Resistencia mecánica, NF: Nemátodos fitoparásitos, NNF: Nemátodos no fitoparásitos H: Índice de diversidad de Shannon.



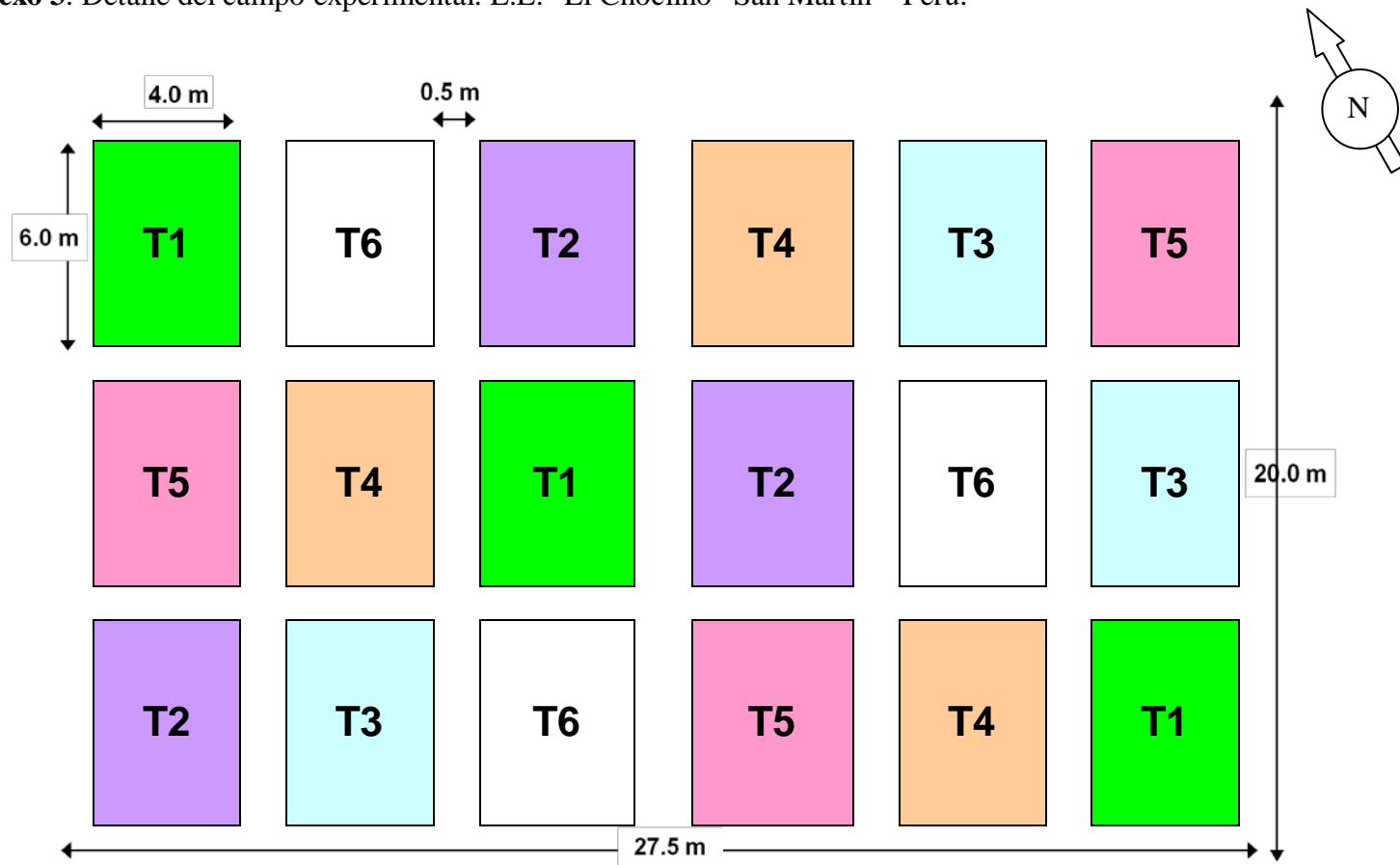
**Cuadro 21.** Datos de evaluación de altura de planta (cm) durante nueve meses después del trasplante del cultivo. E.E. “El Choclino”  
San Martín – Perú.

Coberturas	Repetición	Número de días					
		45	90	135	180	225	270
<i>Arachis</i>	1	57.14	59.70	61.65	64.51	69.59	78.30
<i>Arachis</i>	2	65.15	66.90	69.03	71.79	77.31	86.91
<i>Arachis</i>	3	60.17	67.65	69.84	74.39	79.98	91.69
<i>Calopogonium</i>	1	54.94	57.68	59.15	61.39	66.33	72.68
<i>Calopogonium</i>	2	57.14	66.08	72.23	79.08	88.51	104.85
<i>Calopogonium</i>	3	55.88	63.04	69.38	75.12	81.68	94.73
<i>Callisia</i>	1	57.98	65.28	71.15	76.37	84.67	106.88
<i>Callisia</i>	2	65.67	68.85	71.03	72.82	77.31	83.81
<i>Callisia</i>	3	65.54	70.00	72.47	76.21	84.24	91.41
<i>Canavalia</i>	1	56.20	62.28	66.78	69.71	76.78	85.95
<i>Canavalia</i>	2	61.09	62.78	65.48	67.37	77.84	89.16
<i>Canavalia</i>	3	59.65	66.10	68.19	72.57	76.24	90.56
<i>Centrosema</i>	1	63.21	71.65	78.98	85.32	93.20	111.38
<i>Centrosema</i>	2	59.65	69.05	75.28	80.90	88.77	104.63
<i>Centrosema</i>	3	59.91	69.85	72.61	75.43	83.44	94.50
Testigo	1	54.94	57.47	59.81	62.43	68.51	80.98
Testigo	2	60.49	67.12	72.00	79.08	95.55	111.65
Testigo	3	46.31	57.60	63.28	76.99	89.31	106.25

**Cuadro 22.** Datos de evaluación de diámetro de tallo (mm) durante un año después del trasplante del cultivo. E.E. “El Choclino” San Martín – Perú.

Coberturas	Repetición	Número de días							
		45	90	135	180	225	270	315	360
<i>Arachis</i>	1	8.67	10.17	10.78	12.52	13.46	14.69	16.11	17.95
<i>Arachis</i>	2	8.77	10.01	10.45	11.32	12.27	13.55	14.67	16.28
<i>Arachis</i>	3	8.67	10.17	11.33	13.69	15.36	17.45	19.43	20.96
<i>Calopogonium</i>	1	8.36	9.94	10.54	11.84	12.87	14.73	15.91	17.65
<i>Calopogonium</i>	2	7.97	9.91	11.84	15.00	16.36	18.24	19.93	21.79
<i>Calopogonium</i>	3	8.24	9.92	10.90	12.97	14.71	16.98	18.19	19.45
<i>Callisia</i>	1	8.93	10.60	11.58	13.59	15.26	17.70	21.25	22.63
<i>Callisia</i>	2	8.36	9.14	9.70	10.38	11.50	13.36	16.23	18.55
<i>Callisia</i>	3	8.64	9.85	10.65	12.53	13.98	15.60	17.42	19.45
<i>Canavalia</i>	1	8.59	10.37	11.18	13.17	14.70	16.23	18.27	20.28
<i>Canavalia</i>	2	8.08	9.31	10.27	12.65	13.95	16.13	18.30	20.95
<i>Canavalia</i>	3	8.17	9.30	10.77	11.86	13.98	15.72	17.39	19.00
<i>Centrosema</i>	1	8.68	10.05	10.91	13.88	16.13	19.04	22.25	25.67
<i>Centrosema</i>	2	8.80	11.06	12.03	14.35	16.30	18.29	19.59	22.01
<i>Centrosema</i>	3	8.60	10.12	11.12	12.67	14.28	17.35	18.98	20.47
Testigo	1	8.20	9.25	10.13	11.66	13.49	15.39	19.37	21.37
Testigo	2	8.56	9.98	11.14	13.66	16.42	19.25	23.16	27.05
Testigo	3	7.90	10.01	11.47	13.50	16.39	18.51	22.51	25.03

Anexo 3. Detalle del campo experimental. E.E. "El Choclino" San Martín – Perú.



- |   |  |
|---|--|
| <b>T1</b> <i>Arachis pintoi</i> "maní forrajero"        | <b>T4</b> <i>Canavalia ensiformis</i> "frijol de puerco" |
| <b>T2</b> <i>Calopogonium mucunoides</i> "calopogonium" | <b>T5</b> <i>Centrosema macrocarpum</i> "centrosema"     |
| <b>T3</b> <i>Callisia repens</i> "commelina"            | <b>T6</b> Testigo (Sin cobertura)                        |

**Anexo 4**  
**Panel fotográfico**



Limpieza y demarcación del campo experimental





Tratamiento 1: *Arachis pinto*



Tratamiento 2: *Calopogonium mucunoides*





Tratamiento 3: *Callisia repens*



Tratamiento 4: *Canavalia ensiformis*





Tratamiento 5: *Centrosema macrocarpum*



Tratamiento 6: Testigo





Profundidad radicular de *Arachis pintoi*



Profundidad radicular de *Callisia repens*





Cuadrantes de 25 x 25 cm para evaluar la biomasa radicular



Biomasa radicular de *Arachis pintoi* a 50 cm de profundidad





Penetrómetro de bolsillo



Determinación de la resistencia mecánica del suelo





Calicata de 40 cm de profundidad sub-dividida cada 10 cm



Cilindro de volumen conocido para determinar la densidad aparente





Muestra de los primeros 10 cm del suelo



Remoción del exceso de suelo nivelando los bordes del cilindro





Instalación de los cilindros (externo e interno) para estimar la infiltración



Estimación de la velocidad de infiltración a cada intervalo de tiempo





Demarcación del campo experimental para establecer la plantación de cacao



Establecimiento de la plantación de cacao









Registro de altura de planta (cm)



Registro de diámetro de tallo (mm)