

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE  
HUAMANGA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



**“EFECTO DE MICROORGANISMOS Y SUSTRATOS EN EL CRECIMIENTO Y  
DESARROLLO DE PLÁNTULAS DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.) VARIEDAD  
CATURRA ROJA A 550 msnm. PICHARI, LA CONVENCIÓN – CUSCO”**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO AGRÓNOMO**

**Presentado por:**

**Senobio TABOADA GÓMEZ**

**AYACUCHO – PERU**

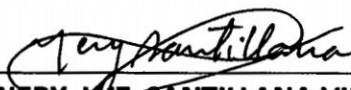
**2013**

Tesis  
Ag 1042  
Tab

**"EFECTO DE MICROORGANISMOS Y SUSTRATOS EN EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO  
DE PLÁNTULAS DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.) VARIEDAD CATURRA ROJA A 550 msnm.  
PICHARI, LA CONVENCION – CUSCO"**

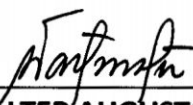
**Recomendado : 03 de mayo 2013**

**Aprobado : 31 de mayo 2013**



---

**DRA. NERY LUZ SANTILLANA VILLANUEVA**  
Presidente del jurado



---

**ING. WALTER AUGUSTO MATEU MATEO**  
Miembro del jurado



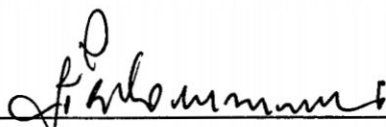
---

**M.Sc. ALEX LÁZARO TINEO BERMÚDEZ**  
Miembro del jurado



---

**ING. JUAN BENJAMÍN GIRÓN MOLINA**  
Miembro del jurado



---

**DR. RAMIRO PALOMINO MALPARTIDA**  
Decano (e) de la Facultad de Ciencias Agrarias

## **DEDICATORIA**

*De manera muy especial, con amor y gratitud de siempre  
a mi madre **Estela**, por ser fuente de toda energía,  
al haberme formado con tanto amor y sacrificio y  
a la memoria de mi padre **Zenobio**.*

*A mis hijos; **Yóselin, Edwar y Selene**,  
por ser la razón de mi superación.*

*A mi esposa **Carlina** por su apoyo permanente.*

*A mis hermanos que con su apoyo  
me dan la fuerza para seguir adelante  
en mi vida profesional, en especial a **Elías y Ester**  
por brindarme sus apoyos incondicionales.*

*A todos aquellos familiares y amigos  
que en algún momento de su vida  
me brindaron su apoyo.*

## **AGRADECIMIENTOS**

- A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela de Formación Profesional de Agronomía, alma mater de mi formación profesional.
  
- A toda la plana de catedráticos de la Facultad de Ciencias Agrarias que con sus conocimientos y experiencias guiaron mi formación profesional.
  
- Al Ing. Walter A. Mateu Mateo, gestor y asesor del presente trabajo, por su apoyo durante todo el proceso de planeamiento y ejecución del presente trabajo de investigación.
  
- A la Municipalidad Distrital de Pichari, Gerencia de Desarrollo Agrario Rural y Económico, a los profesionales y trabajadores del Proyecto Café, mis sinceros agradecimientos por brindarme su apoyo moral y material, en la ejecución del presente trabajo de investigación.
  
- De igual manera expreso mi reconocimiento y gratitud a todas aquellas personas que en algún momento me brindaron su apoyo incondicional.

## ÍNDICE

	Pág.
<b>INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>CAPITULO I: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</b>	<b>3</b>
1.1 GENERALIDADES	3
1.1.1 Origen e historia del cultivo de café	3
1.1.2 Descripción botánica	5
1.1.3 Descripción morfológica	5
1.2 DEL CULTIVO DE CAFÉ	6
1.2.1 Condiciones edafoclimáticas	6
1.2.2 Clima	6
1.2.3 Temperatura	7
1.2.4 Suelos	8
1.2.5 Propagación	9
1.2.5.1 Sexual	9
1.2.5.2 Asexual	10
1.3 MANEJO DEL CULTIVO EN LA ETAPA DEL GERMINADOR	10
1.3.1 El germinador o semillero	10
1.3.2 Construcción del germinador	12
1.3.3 Llenado y medio a usar	12
1.3.4 Desinfección del medio	13
1.3.5 Siembra de las semillas	14
1.3.6 Cobertura	15
1.3.7 Riegos	16
1.3.8 Sombra	16
1.3.9 Germinación y emergencia	17
1.4 MANEJO DEL CULTIVO EN VIVERO	17
1.4.1 Sustrato para el embolsado	17
1.4.2 Tamaño de la bolsa	18
1.4.3 Repique	18

1.4.4 Establecimiento y manejo de sombra en el vivero	20
1.4.5 Riegos	20
1.4.6 Deshierbo	20
1.4.7 Abonamiento	20
1.4.8 Plagas y enfermedades en el vivero	21
1.4.9 Prevención y control de plagas y enfermedades	22
1.4.10 Endurecimiento	23
1.4.11 Trasplante	23
1.4.12 Distanciamiento en la siembra	24
1.4.13 Tipos de siembra	25
1.4.14 Sistemas de siembra	27
1.4.15 Trazado, marcado y ahoyado	27
1.4.16 Uso de sombra temporal y permanente	28
1.5 AGRICULTURA ORGÁNICA	29
1.5.1 Materia orgánica	30
1.5.1.1 Función que cumple la materia orgánica	30
1.5.2 Abonos orgánicos	31
1.5.2.1 Importancia de los abonos orgánicos	31
1.5.2.2 Tipos de abonos orgánicos	33
1.6 MICROORGANISMOS EFICACES (EM)	38
1.6.1 Principales microorganismos en EM	39
1.6.1.1 Bacterias fotosintéticas	39
1.6.1.2 Bacterias ácido lácticas	40
1.6.1.3 Levaduras	40
1.6.2 Usos generales y aplicación de los EM	41
1.6.2.1 Usos	41
1.6.2.2 Aplicación	42
1.6.3 ventajas del EM	42
1.6.4 Efectos del EM sobre los cultivos	43
1.7 AZOTOBACTER VINELANDII	45
1.7.1 Taxonomía	45
1.8 CYATHUS	50

1.8.1 Descripción	51
1.8.2 Estructura de los peridiolos	52
1.8.3 Características microscópicas	53
1.8.4 Hábitat y distribución	54
1.8.5 Ciclo de vida	55
1.8.6 Dispersión de esporas	56
1.8.7 Compuestos bioactivos	56
1.8.8 Beneficios de los hongos micorrícicos	57
<b>CAPITULO II: MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>61</b>
2.1 DEL TERRENO	61
2.1.1 Ubicación del experimento	61
2.1.2 Análisis físico químico del suelo	61
2.2 DE LOS ABONOS ORGÁNICOS	63
2.2.1 Análisis químico del humus	63
2.2.2 Análisis químico del guano de islas	64
2.3 CONDICIONES CLIMÁTICAS	64
2.4 MATERIAL GENÉTICO DEL CULTIVO	68
2.4.1 Semilla	68
2.5 DEL SUSTRATO	68
2.5.1 Tierra agrícola	68
2.5.2 Humus	68
2.5.3 Guano de islas	68
2.6 MICROORGANISMOS	69
2.7 FACTORES A ESTUDIAR	70
2.8 TRATAMIENTOS	70
2.9 DISEÑO EXPERIMENTAL	71
2.10 CARACTERÍSTICAS DEL CAMPO EXPERIMENTAL	71
2.11 INSTALACIÓN Y CONDUCCIÓN DEL EXPERIMENTO	73
2.11.1 Obtención de las plántulas	73
2.11.2 Sustrato	73
2.11.3 Embolsado	73

2.11.4 Repique	73
2.11.5 Aplicación del EM	74
2.11.6 Riego	74
2.11.7 Deshierbo	74
2.11.8 Presencia de plagas y enfermedades	74
<b>2.12 CARACTERES EVALUADOS</b>	<b>75</b>
2.12.1 Altura de la planta	76
2.12.2 Grosor del tallo	76
2.12.3 Número de pares de hojas por planta	76
2.12.4 Longitud de la raíz principal	76
2.12.5 Número de raíces secundarias	76
2.12.6 Peso de materia verde y seca	77
<b>CAPITULO III: RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>78</b>
3.1 ALTURA DE LA PLANTA	78
3.2 GROSOR DEL TALLO	80
3.3 NÚMERO DE PARES DE HOJAS POR PLANTA	82
3.4 LONGITUD DE LA RAÍZ PRINCIPAL	84
3.5 NÚMERO DE RAÍCES SECUNDARIAS	86
3.6 PESO HUMEDO DE LA RAÍZ	88
3.7 PESO SECO DE LA RAÍZ	91
3.8 PESO FRESCO DE LA PARTE FOLIAR	93
3.9 PESO SECO DE LA PARTE FOLIAR	95
<b>CAPITULO IV: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b>	<b>98</b>
4.1 CONCLUSIONES	98
4.2 RECOMENDACIONES	99
<b>CAPITULO V: RESUMEN</b>	<b>100</b>
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	<b>102</b>
<b>ANEXOS</b>	<b>106</b>

## INTRODUCCIÓN

Entre las materias primas más importantes, después del petróleo, el Café es el producto comercial mas importante del mundo y para la mayoría de los países productores es el principal artículo de exportación que genera divisas.

La caficultura es la actividad agrícola lícita en zonas de selva alta, siendo el sustento económico muy importante de aproximadamente 130,000 familias.

La tecnología del cultivo, con excepciones, es la tradicional, basado en el uso de la variedad Typica y otras como la Caturra, Catimor, etc. poca o nula utilización de fertilizantes, limitado control de plagas y enfermedades. Como consecuencia de ello los rendimientos en promedio son bajos (500 - 600 kg.ha<sup>-1</sup>). Al problema de la productividad se suma la comercialización, lo que da como resultado bajos ingresos para el productor.

El Valle del Rio Apurímac y Ene, específicamente las comunidades ubicadas en las partes altas del distrito de Pichari cuentan con condiciones óptimas de clima, suelo y altitud para producir Café de calidad y en cantidades

suficientes como para competir con otras zonas productoras a nivel del país y sin embargo, se requiere conocer y desarrollar este potencial.

Existen trabajos en diferentes cultivos, sobre todo en las leguminosas y gramíneas, donde se ha demostrado que el uso de los abonos orgánicos y los microorganismos, mejoran los rendimientos y la calidad de los suelos, así como su influencia en la sanidad y calidad de las plantas, mejorando la nutrición de de las plantas en cuanto a la absorción del nitrógeno y sobre todo del fósforo.

En el país, existen escasos estudios sobre el cultivo de Café, especialmente en el tema de los biofertilizantes, por lo que con el presente trabajo se pretende demostrar la influencia del humus de lombriz, guano de isla, así como los biofertilizantes (*Azotobacter* y *Cyathus*) sobre el crecimiento y desarrollo de las plántulas de Café, en camas de repique en el vivero.

Por las consideraciones expuestas, en el presente trabajo se propone los siguientes objetivos:

1. Determinar la influencia del empleo de *Azotobacter* y *Cyathus*, solos y en mezcla, sobre el crecimiento y desarrollo de las plántulas de Café en vivero.
2. Determinar la influencia de dos fuentes de materia orgánica (humus de lombriz y guano de islas) en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de Café en vivero.

## **CAPITULO I**

### **REVISIÓN BIBLIOGRAFICA**

#### **1.1. GENERALIDADES**

##### **1.1.1. Origen e historia del cultivo de Café**

Castañeda (2000), indica que el Café es una de las bebidas de consumo mas difundido en el mundo. Es también una de las más antiguas. Su nombre se asocia al vocablo turco kawah, que significa "lo que maravilla y da vuelo al pensamiento" aunque también podría derivarse de los vocablos qahwa o qaharva, uno de los nombres árabes del vino. Otras versiones relacionan su nombre con la región de Kaffa en la Alta Etiopia, de donde probablemente provenga el grano.

*<http://www.cafesanmarcos.com>*, menciona que sobre el origen del Café se han tejido una serie de historias "dicen los que saben que fue en África y en Arabia donde se inicio el consumo del Café, allí por los siglos XV y XVI. Igualmente, la leyenda cuenta que cerca del año 600 en un monasterio un pastor llamado Kaldi observó que sus cabras se comportaban en forma

diferente después de haber comido las hojas de un arbusto desconocido para el mundo.

Este descubrimiento lo llevó a preparar una infusión con las hojas y semillas del cafeto para probarla el mismo. Y al comprobar alguno de sus atributos, la dio a beber a los monjes para evitar que se durmieran durante sus oraciones nocturnas".

Según Tocagani (1987), se descubrió el uso del grano en Abisinia (Etiopía) alrededor del año 575 d.C., luego es llevado a Yemen y Arabia, de donde algún peregrino musulmán lo llevó de La Meca a la India y luego a Ceylán a principios del siglo XVI, posteriormente los holandeses lo encuentran en Ceylan y lo siembran en su colonia, la Isla de Java, luego llevan plantas de café a invernaderos en Amsterdam a principios del siglo XVIII y finalmente los franceses lo traen a América por medio del capitán Gabriel Le Clieu a su colonia en la isla de Martinica en 1723, luego pasa al resto del Caribe, y Sur América (Guayana, Brasil, y Colombia).

### 1.1.2. Descripción botánica

Según Monroig (2007), la descripción botánica del Café es la siguiente:

Reino----- Plantae  
Tipo----- Espermatofitas  
Sub-tipo----- Angiospermas  
Clase----- Dicotiledóneas  
Sub-clase----- Gamopétalas inferiorvariadas  
Orden----- Rubiales  
Familia----- Rubiáceas  
Género----- Coffea  
Sub-género----- Eucoffea  
Especies ----- *arabica, canephora,*  
*liberica, deweri.*

### 1.1.3. Descripción morfológica

Infoagro (2004), señala que el Café arábigo, es un arbusto o árbol pequeño liso, de hojas lustrosas. Las hojas son relativamente pequeñas, pero varían en anchura, promediando de 12-15 cm de largo y más o menos 6 cm de ancho, de forma oval o elíptica, acuminadas, cortas, agudas en la base, algunas veces un tanto onduladas, siempre vivas. Flores fragantes, de color blanco o cremoso, subsésiles o muy cortamente pediceladas, varias en cada axila de las hojas, de 2-9 o más juntas en racimos axilares muy cortos o laterales bracteolados; las bractéolas son ovadas, los más internos connatos en la base de los pedicelos, cayéndose pronto del cáliz-limbo poco profundo, subtruncado u obtusamente 5-denticulado; la corola es de cinco lóbulos,

éstos son ovals, obtusos o puntiagudos, igualando o excediendo el tubo, extendiéndose; las anteras más cortas que los lóbulos-corola, completamente salientes, fijos un poco abajo de la mitad de los filamentos los que son más o menos de la mitad de su largo. El disco liso. El estilo más o menos igualando a la flor extendida, bifido, lóbulos lineales, más angostos hacia la punta. La baya oblonga - elíptica, más o menos de 1,5 cm de largo, al principio de color verde, después de color rojo o amarillo dependiendo de la variedad y con el tiempo de color azul - negro. Las semillas varían en tamaño de 8,5 a 12,7 mm de largo.

## **1.2. DEL CULTIVO DE CAFÉ**

### **1.2.1. Condiciones ecológicas y edáficas**

Para una producción adecuada del Café se requieren las siguientes condiciones:

### **1.2.2. Clima**

Según Fischersworing y Robkamp (2001), el clima de la ceja de selva favorece el desarrollo de las plantaciones de Café ubicadas entre los 600 a 1,600 metros sobre el nivel del mar.

Las zonas cafetaleras se dividen en:

- Baja que comprende desde los 600 a 900 msnm
- Media que va de 900 a 1,200 msnm
- Alta de 1,200 a 1,600 msnm.

Tocagani (1987), indica que el Café se cultiva en lugares con una precipitación que varía desde los 750 mm anuales ( $7.500 \text{ m}^3.\text{ha}^{-1}$ ) hasta 3000 mm ( $30.000 \text{ m}^3.\text{ha}^{-1}$ ), si bien el mejor Café se produce en aquellas áreas que se encuentran en altitudes de 1200 a 1700 metros, donde la precipitación pluvial anual es de 2000 a 3000 mm y la temperatura media anual es de  $16^\circ$  a  $22^\circ$ . Pero aún más importante es la distribución de esta precipitación en función del ciclo de la planta. Podemos decir que el cultivo requiere una lluvia (o riego) abundante y uniformemente distribuida desde comienzos de la floración hasta finales del verano (noviembre – setiembre) para favorecer el desarrollo del fruto y de la madera. En otoño sin embargo, es conveniente un período de sequía que induzca la floración del año siguiente.

### **1.2.3. Temperatura.**

Según Fischersworing y Robkamp (2001), a medida que aumenta la altura, disminuye la temperatura y aumenta la calidad del Café. La temperatura óptima oscila entre  $19^\circ \text{ C}$  y  $21^\circ \text{ C}$  ya que por encima de la temperatura promedio de  $24^\circ \text{ C}$  se acelera el crecimiento vegetativo, limitando tanto la floración como el llenado de los frutos.

Ospina (1994), afirma que la temperatura es el componente más relacionado con el crecimiento de la planta. Bajas temperaturas propician un desarrollo lento y una maduración de frutos tardía. De otra parte, las temperaturas altas aceleran la senescencia de los frutos, disminuyen la fotosíntesis, reducen el crecimiento y producción. Además, pueden causar: anomalías en la flor;

fructificación limitada; la ocurrencia de enfermedades y plagas; afectar la longevidad de la planta, su productividad y rendimiento. Existe una tendencia a que ocurran tallos múltiples en localidades donde las temperaturas son altas.

#### **1.2.4. Suelos**

Ochse y Dijkman (1986), mencionan que el Café prospera en un suelo profundo, bien drenado, que no sea ni demasiado ligero ni demasiado pesado. Los limos volcánicos son ideales. La reacción del suelo debe ser más bien ácida. Una variación del pH de 4.2-5.1 se considera lo mejor para el Café arábigo en Brasil y para Café robusta en el África Oriental.

Fischersworing y Robkamp (2001), afirman que la textura del suelo y su profundidad son determinantes. Tanto el suelo como el subsuelo deben tener un buen drenaje. Son preferibles los suelos profundos de color oscuro derivados de ceniza volcánica.

El suelo adecuado para el cafeto es el migajón bien drenado, profundo ligeramente ácido, rico en nutrientes (particularmente en potasio y materia orgánica).

## **1.2.5. Propagación.**

### **1.2.5.1. Sexual**

Figueroa (1990), afirma que el Café se propaga en gran escala por medio de plantas obtenidas de semilla, o vegetativamente, por medio de injertos o estacas, por ser la primera la más utilizada, se hará mención de la misma.

La especie *Coffea arabica* (Selección Puerto Rico, Borbón, Caturra, etc.) normalmente se propaga por semillas ya que la fecundación de la flor ocurre por autopolinización y se mantienen las características de la variedad sobre 90%. En el caso de las especies *Coffea canephora* var. Robusta y el *Coffea liberica* var. Excelsa la polinización es cruzada lo que implica una alta variabilidad en el tipo y en la producción de las plantas obtenidas por semilla. Si se desea obtener plantas fieles a la variedad se hace necesario propagarlas por métodos asexuales.

Martínez y Peters (1994), mencionan que para el caso de la utilización de semillas existen algunos datos sobre el adecuado almacenamiento de las mismas para impedir su deterioro. Así para *C. arabica* el almacenamiento bajo aire seco de las mismas se hace a unas temperaturas de 10 °C con un contenido de humedad del 10-11%.

La semilla de Café aunque se haya almacenado adecuadamente comienza a perder viabilidad luego de los tres meses y después de seis meses de almacenamiento no se recomienda que se utilice para sembrarse.

Ospina (1994), afirma que el sistema actual de propagar el Café por medio de plantas obtenidas de semilla en las plantaciones cafetaleras, incluye el sembrar las semillas en almácigos especiales, donde las plantitas serán cuidadas hasta que se les trasplante en el campo. El vivero es una plantación típica; está situado en el mejor terreno disponible. Si es posible se utiliza tierra virgen para minimizar las enfermedades. Cada almácigo se prepara para ser el sostén del vivero limpiándolo de piedras, nivelándolo, etc. Además se sitúa bajo una ligera sombra de hojas de palma o tira de bambú. Dentro del almácigo se disponen hileras espaciadas unos 15 cm, a lo largo de los surcos. El material de siembra se selecciona cuidadosamente en cuanto a su adaptabilidad a las condiciones locales lo mismo que por su capacidad de alto rendimiento, resistencia a las enfermedades y demás criterios.

#### **1.2.5.2. Asexual**

Ospina (1994), indica que cuando la propagación es por estaquillado se pueden utilizar auxinas, IBA y/o NAA para fomentar la aparición de raíces. Las concentraciones recomendadas oscilan entre los 200 ppm de NAA junto con Boron, o la combinación de IBA y NAA a 200 ppm más Boron.

### **1.3. MANEJO DEL CULTIVO DE CAFÉ EN LA GERMINACIÓN**

#### **1.3.1. El germinador o semillero**

Martínez y Peters (1994), mencionan que en éste, se colocan las semillas en un ambiente adecuado para su germinación, desarrollo de raíces, tallos y

hojas. Si la semilla es fresca pueden obtenerse plántulas listas para el trasplante a los 2 a 3 meses después de la siembra.

Entre otras ventajas es un medio sencillo, práctico y económico de producir un alto número de plantas para el establecimiento de las futuras plantaciones en un espacio relativamente pequeño.

En la preparación y manejo del germinador deben considerarse las prácticas y cuidados que se describen a continuación:

- ❖ El predio debe ser plano con una leve inclinación de medio al uno por ciento ( $\frac{1}{2}$  - 1%), esto es, de 6 pulgadas a un pie de caída por cada 100 pies de distancia. La inclinación debe hacerse de este a oeste si las condiciones del predio lo permiten.
- ❖ Poseer un buen drenaje para evitar el exceso de humedad en el área, condición favorable para el desarrollo de hongos patógenos.
- ❖ Ubicado a plena exposición solar.
- ❖ Fuente de agua abundante para el riego necesario.
- ❖ Lugar accesible.
- ❖ Cercano al vivero o lugar de trasplante.
- ❖ Protegido de fuertes vientos

### **1.3.2. Construcción del germinador**

- ❖ Localice el germinador de este a oeste para protegerlo de los rayos solares en la parte más amplia de éste.
- ❖ Prepare cajas cementeras de madera o bloques de hormigón. Si es un germinador para propagación comercial use preferiblemente bloques de hormigón.
- ❖ El tamaño del germinador debe ser de 1.0 m de ancho por 0.20 m de profundidad. El largo del germinador está determinado por la cantidad de semilla a sembrarse y por el largo del predio a usarse (Martínez y Peters ,1994).

### **1.3.3. Llenado y medio a usar**

Castañeda (2000), menciona que la arena fina lavada del río o del mar es el material más adecuado para germinar las semillas por ser un medio suelto de buen drenaje, permite el libre crecimiento de las raíces, facilita sacar las plántulas con poco daño al sistema de raíces y es un medio inerte que nos obliga a trasplantar las chapolas o mariposas en el tiempo preciso. Puede usar arena de río o de mar dependiendo de su disponibilidad. Si se usa arena de mar ésta debe lavarse bien para eliminar los excesos de salinidad que pudieran afectar la germinación de las semillas. Esto puede hacerse colocando la arena dentro del germinador y regarle agua por varios días antes de sembrar las semillas. La lluvia puede facilitar y agilizar el proceso de lavado para que las sales se depositen en el fondo del germinador. La arena de río debe estar libre de piedras u otros materiales que obstaculicen

o deformen el crecimiento de las raíces. Además, este tipo de arena no debe contener un porcentaje alto de materia orgánica condición que puede traer problemas de plagas en el germinador. En ambos casos la arena debe cernirse.

Llene completamente el germinador con arena cernida y presiónela con un pedazo de madera para sellar los bolsillos de aire que se hayan formado. Agregue más arena y emparéjela con una tabla a nivel con la parte superior de la caja cementera.

#### **1.3.4. Desinfección del medio**

Castañeda (2000), señala que esta práctica debe efectuarse preventivamente y con anterioridad al ataque de las plagas. Para ello se sugiere el uso de solarización, uso de vapor de agua, formol diluido en agua al 5% u otras formas de desinfección.

Para la prevención de plagas y enfermedades en las camas de germinación, es necesario anticipadamente hacer ciertos tratamientos de desinfección con:

- ✓ **Agua hervida:** A razón de 2 galones por metro cuadrado.
- ✓ **Caldo bordelés:** A razón de 30 g de sulfato de cobre más 30 g de cal hidratada diluir en 1 galón de agua para cubrir 1 m<sup>2</sup> y aplicar con regadera.

- ✓ **Exposición solar:** Tapando la tierra de germinador con plástico en un día intenso de brillo solar (6 Horas) y voltear periódicamente el sustrato.
- ✓ **Lejía:** Disolver 2 cojines de lejía en dos galones de agua y esparcir por m<sup>2</sup>.

### 1.3.5. Siembra de las semillas

Tocagani (1987), informa que antes de sembrar las semillas éstas pueden sumergirse en un envase con agua por un período de 24 horas para imbibirlas y acelerar su germinación.

La siembra puede efectuarse de varias maneras dependiendo el propósito de la misma y pueden ser en surcos o al voleo.

Castañeda (2000), menciona que la siembra se puede hacer de 2 formas:

- **Por surco:** Sembrar 5 cm entre surcos 1 cm entre semillas = 700 semilla por m<sup>2</sup>.
- **Al voleo:** Esparcir la semilla uniformemente y apretarle suavemente para que quede bien en contacto con el sustrato.

En el siguiente cuadro se dan las bases para producir plantones e instalar una hectárea de Café.

BASES	NECESIDADES	
	Con un tallo por hoyo = 5,000 plantones/ha.	Con dos tallos por hoyo = 10,000 plantones/ha.
1 kg semilla produce 2,500 plantones	2 Kilos de semilla	4 Kilos de semilla
En un m <sup>2</sup> de germinador se siembra 1 kg de semilla	2 m <sup>2</sup> de germinador	4 m <sup>2</sup> de germinador
Recomendación: Para acelerar la germinación, remojar el Café por 24 a 48 horas antes de sembrar en la cama de germinador (se acorta de 12 a 15 días)		

Fuente: El ABC del cultivo de Café. CASTAÑEDA, E. (2000)

### 1.3.6. Cobertura

Ospina (1994), señala que después de distribuidos las semillas deberán cubrirse con la misma arena de río, con una capa de 2 cm y luego con costales de yute o algún material vegetal fino como hoja de bambú, hoja de plátano y otros, la finalidad es proveer un microclima adecuado para favorecer la germinación de la semilla. La germinación se iniciará a los 40 a 45 días; (cabecita de fósforo o soldaditos) por lo que en este momento debe quitarse paulatinamente los costales y hojas, para que se adapten poco a poco al sol.

Ochse y Dijkman (1986), indican que una vez se hayan sembrado las semillas cubra el germinador con manta, sacos de yute limpios u otro material apropiado. Esto se hace para mantener la humedad, evitar la evaporación excesiva, el resecamiento del medio y el que se desentierren las semillas por el impacto directo de la lluvia con la arena. Otro efecto de la cubierta es que ayuda a evitar el crecimiento de yerbajos.

### **1.3.7. Riegos**

Castañeda (2000), afirma que la frecuencia de estos dependerá del lugar, textura del sustrato y de la cobertura, por lo que se recomienda efectuar cada dos días y evitar la pérdida de humedad del sustrato.

El germinador debe humedecerse según sea necesario evitando que se reseque el medio o que haya exceso de humedad. La falta de agua retarda la germinación y el exceso aumenta las posibilidades del ataque de hongos que causan la pudrición de las semillas. El riego se efectúa por apreciación de las condiciones de humedad del medio, puede hacerse con regaderas, mangueras o con micro aspersores para estos propósitos. Este último sistema se adapta y se justifica económicamente a niveles de propagación comercial.

### **1.3.8. Sombra**

Pérez (1995), recomienda que se coloque la malla rashell que proporcione entre el 50 al 60% de sombra a unos 2 m de altura sobre el borde del germinador. La malla rashell debe quedar bien estirado de manera que no forme ondulaciones (“hamacas”) que concentran el agua de lluvia o riego en un punto y desentierran las semillas.

La sombra ayudará a evitar el resecamiento de la arena y al mejor crecimiento y desarrollo de las plántulas.

### **1.3.9. Germinación y emergencia**

Castañeda (2000), afirma que la germinación y emergencia de semillas frescas ocurre generalmente alrededor de 30 a 45 días después de la siembra. Durante este período se deben realizar observaciones frecuentes para que tan pronto se inicie la emergencia de las plántulas se retire la cubierta (manta o sacos).

## **1.4. MANEJO DEL CULTIVO DE CAFÉ EN VIVERO**

### **1.4.1. Sustrato para el embolsado**

Carvajal (1985), manifiesta que para llenar las bolsas se emplea tierra fértil de preferencia negra mezclada con pulpa de Café, estiércol o gallinaza bien descompuesta para evitar enfermedades radiculares o ataques de nematodos.

Las mejores mezclas recomendadas son:

- Una parte de pulpa de Café descompuesta o compost por una de tierra agrícola negra (1:1)
- Una parte de gallinaza o estiércol compostado por tres partes de tierra (1:3)

Una vez llenas las bolsas, se acomodan en bloques de 10 surcos de ancho y del largo necesario, dejando entre bloques una calle de 50 cm de ancho para facilitar las labores de manejo. Se recomienda ubicar estos surcos en

dirección este-oeste (salida y puesta del sol, respectivamente) para garantizar un sombreado uniforme en el vivero.

Figuroa (1990), menciona que si se utiliza el humus la mezcla puede hacerse con un máximo de 75 % de tierra negra y un mínimo de 25 % de este abono, mas 1 kg de Dolomita (Ca y Mg) o Magnocal (tiene Ca, Mg y S) y 2 kg Roca Fosfórica por m<sup>3</sup> de sustrato. Dichas mezclas deben pasarse por un tamiz o malla de pulgada de diámetro.

#### **1.4.2. Tamaño de la bolsa**

Según Fischersworing y Robkamp (2001), el tamaño de la bolsa es importante, puesto que influye en la formación adecuada de las raíces. Por ello es preferible usar bolsas perforadas de polietileno negro con medidas aproximadas de 17 cm de ancho por 22 cm de alto.

Según Castañeda (2000), el embolsado se debe realizar en bolsas de polietileno de color negro perforadas; siendo la medida de 6 x 8 pulgadas y 1.5 milésimas de grosor.

#### **1.4.3. Repique**

Ochse y Dijkman (1986), señalan que alrededor de 60 días después de la siembra de las semillas las plántulas estarán listas para el repique en las bolsas con sustrato en el vivero. Esto se hace cuando éstas aún poseen sus hojas cotiledonarias y no han emitido su primer par de hojas verdaderas. Aunque el trasplante puede efectuarse en la etapa de “fosforito” o

“soldadito” y de “chapola “ o “mariposa” es preferible hacerlo en esta última ya que permite observar deformaciones o anomalías en las hojas para descartarlas y hacer una mejor selección de las plantitas.

Pérez (1995), afirma que para extraer con cuidado las plántulas del germinador removiendo el sustrato (arena) con las manos en el área de las raíces. Procure desprender o romper el menor número de raíces. Hacer unas selecciones de aquellas, más fuertes, sanas y vigorosas para la siembra. Elimine todas aquellas plántulas con raíces y tallos rotos, raíces y hojas deformadas, enfermas, débiles, cloróticas, etc.

Según Castañeda (2000), las plantitas están listas para trasplantar a las bolsas en vivero a partir del estado de fosforito o soldadito hasta el estado de mariposa (antes que emita las hojas verdaderas) esto ocurre entre los 55 a 75 días, después de sembrado el Café.

Al repicar la plántula en la bolsa, el cuello de la raíz debe quedar al mismo nivel en que crecía en el germinador. No la siembre muy profundo cubriendo parte del tallo con tierra ya que puede traer problemas con pobre crecimiento y ataque de enfermedades. Es preferible realizar el repique en días nublados en las primeras horas o últimas horas del día, para ello el sustrato en la bolsa debe estar húmedo.

#### **1.4.4. Establecimiento y manejo de sombra en el vivero**

Según Figueroa (1990), en su fase inicial el vivero de Café ha de contar con una buena sombra que poco a poco se va aleando en la medida que se desarrollen las plántulas. Se recomienda ubicar el vivero en un lugar con sombrero natural como el pacaé o guaba (*Inga sp.*) o el plátano (*Musa sp.*)

Otra manera de brindar sombra al vivero es mediante la construcción de un cobertizo empleando materiales de la zona o mediante el tendido de malla rashell. El cobertizo debe tener una altura de 1.70 a 1.90 m para facilitar las labores culturales.

#### **1.4.5. Riegos**

Ochse y Dijkman (1986), mencionan que el vivero se debe mantener con una humedad óptima por medio de riegos que se deben realizar por las mañanas o preferiblemente por las tardes.

#### **1.4.6. Deshierbo**

Según Pérez (1995), los deshierbes de las bolsas se realizan manualmente por lo general, mensualmente o cuando sea necesario.

#### **1.4.7. Abonamiento**

Ochse y Dijkman (1986), mencionan que las plántulas en el germinador no se abonan. Por tal razón, cuando éstas hayan alcanzado la etapa de “fosforito” o “mariposa” debe realizarse el trasplante. La arena es un medio

estéril o inerte por lo que esta tarea no debe posponerse para evitar el agotamiento de las reservas de alimento y el deterioro de las plantitas.

Fischersworing y Robkamp (2001), recomiendan iniciar el programa de abonamiento pasados 10 días después del repique de las plántulas al vivero. Para garantizar un óptimo desarrollo de las plántulas se puede aplicar purín de estiércol u ortiga a manera de abono foliar cada 15 días o cuando se presenten síntomas de amarillamiento. Ha de tenerse en cuenta de no “sobreabonar” las plántulas. A los 02 meses del repique, se puede aplicar 50 gramos de compost, humus o lombriabono por planta o guano descompuesto cada 30 días. En caso de presentarse ataques de roya (*Hemileia vastatrix*) aplicar Caldo Bordalés o Caldo Super Magro (contienen sulfato de cobre), teniendo en cuenta no sobrepasarse en la dosis de aplicación, ya que el cobre en mayor concentración es fitotóxico.

#### **1.4.8. Plagas y enfermedades en el vivero**

Según Carvajal (1985), la falta de drenaje en las camas de vivero favorece la presencia del hongo de la chupadera o volcamiento (*Rhizoctonia solani*) cuya incidencia es mayor en las primeras semanas después del trasplante o repique, por lo cual se debe evitar el exceso de humedad y sombra.

La mancha de la hoja o mancha de hierro, causada por el hongo (*Cercospora coffeicola*), se presenta con mayor frecuencia en cafetos con deficiencia de nitrógeno.

#### 1.4.9. Prevención y control de plagas y enfermedades

Fischersworing y Robkamp (2001), mencionan que la chupadera se puede evitar controlando el exceso de humedad y sombra durante las primeras semanas después del repique.

La mancha de la hoja o Cercospora se previene mediante aplicaciones periódicas de compost, lombriabono o guano. Asimismo los purines o el estiércol líquido pueden contrarrestar rápidamente la deficiencia de nitrógeno en las plantas.

En caso de ataques fuertes de mancha de la hoja, se fumiga con Caldo Bordalés.

Según Castañeda (2000), la prevención de plagas y enfermedades dependerá del manejo integrado del vivero; sin embargo, si fuese necesario, deberán hacerse aspersiones de:

- ❖ **Caldo bordalés** (120 g de Sulfato de cobre + 120 g de Cal Hidratada por 20 litros de agua) para el control de enfermedades fungosas.
- ❖ **Caldo sulfocálcico** (2 Kg de azufre agrícola mas 1 Kg de cal Hidratada para 10 litros de agua) y para el control de algunas plagas deberán utilizarse productos orgánicos recomendados por la empresa certificadora.
- ❖ A manera de **abono foliar**, se puede aplicar purín de estiércol, solución de ortiga o Biol.

#### **1.4.10. Endurecimiento (“Hardening”)**

Ochse y Dijkman (1986), indican que tres o cuatro semanas antes de llevar los arbolitos al campo, quitar la cubierta de Saram. Exponer las plantas a la luz solar, controle el riego y el abonamiento para que éstas endurezcan y se vayan adaptando a las condiciones del campo. Cuando no se realiza esta práctica el estrés en el campo es mayor y puede observarse el escaldamiento y la caída de las hojas.

#### **1.4.11. Trasplante**

Según Castañeda (2000), la siembra (trasplante de plántones a campo definitivo), de cafetos debe coincidir con la época húmeda pero no en exceso. Esto suele variar según las distintas zonas. Es importante que la plantación esté bien establecida, al llegar la época seca del invierno para que los arbolitos no sufran un estrés severo.

Cuando los arbolitos hayan alcanzado entre 30 y 40 cm de altura aproximadamente tendrán el desarrollo necesario para llevarse al campo. Generalmente esto ocurre de seis a ocho meses después del trasplante al vivero.

Los arbolitos no deben permanecer más del tiempo necesario en el vivero. Esto ocasiona que las raíces se deformen por la falta de espacio para su libre crecimiento. Esta condición puede afectar el crecimiento y desarrollo de los arbolitos en las fincas.

Se coloca la raíz pivotante derecha dentro del hueco y se debe asegurar de que la raíz no se doble formando el llamado “cuello de ganso” (esta condición puede traer serios problemas de anclaje y pobre desarrollo del sistema radicular del arbusto a nivel de campo) y evite causarle daños físicos a las raíces. Descarte toda plántula con raíces malformadas o rotas y aquellas con hojas cloróticas, débiles, enfermas, anormales, etc.

Según Pérez (1995), cuando las plantas alcanzan una altura de 15 a 20 cm, o sea aproximadamente de seis a ocho meses después de la siembra, los arbolitos están listos para su trasplante.

Figuroa (1990), menciona que los arbustos de cafeto son intolerantes a la perturbación de sus raíces por lo que se les debe trasplantar con cuidado. Además, estudios recientes sobre la influencia del sustrato utilizado en los viveros, así como el grado de micorrizas asociadas a las plántulas de Café, influye notablemente en el éxito del trasplante. Se ha demostrado la importancia de la calidad de la mezcla del suelo, el estado de micorrización por hongos y las condiciones del suelo tras el trasplante. Dichas condiciones pueden acelerar o retrasar el proceso de adaptación al nuevo medio de cultivo de las jóvenes plantas de Café.

#### **1.4.12. Distanciamiento en la siembra**

Fischersworing y Robkamp (2001), indican que la distancia de siembra del cafeto debe establecerse con anterioridad a la de la sombra temporal o permanente y así evitar dificultades que tendrán consecuencias adversas en el futuro. Al determinar la distancia de siembra del cafeto, considere los

factores siguientes: topografía y fertilidad del suelo, porte, comportamiento de la variedad, sistema de siembra, uso de sombra temporal o permanente, clima, mecanización de prácticas, densidad versus rentabilidad, y los requerimientos de pago de los compromisos económicos contraídos por el agricultor .

En la caficultura ecológica se recomiendan densidades de siembra de 2.500 a 5.000 cafetos por hectárea.

Castañeda (2000), menciona que el distanciamiento de siembra dependerá de la variedad a establecer, se recomiendan los siguientes distanciamientos:

- **Variedades de porte alto:** Bourbon, Típica, Mundo Novo a distanciamiento de 2.50m entre calles y 1.25 m entre plantas = 3,200/ha, 01 planta/hoyo.
  
- **Variedades de porte bajo:** Caturra, Catuai, Pache y Catimor a distanciamiento de 2.00m entre calles y 1.00 m entre plantas = 5,000/ha, 01 planta/hoyo.

#### **1.4.13. Tipos de siembra**

Según Fischersworing y Robkamp (2001), existen dos tipos de siembra de cafetos: a pleno sol o al raso y bajo sombra temporal o permanente.

Las ventajas y desventajas de estos tipos de siembra se discuten a continuación:

Pérez (1995), menciona que, según estudios llevados a cabo desde 1956 en los que se comparó la producción a pleno sol y con sombra regulada, combinando diferentes sistemas de siembra y de poda, demostraron que para las condiciones de Costa Rica, el cultivo al sol, en comparación con sombra balanceada, produjo apenas un 10% más de cosecha por hectárea; a pleno sol se encontró chasparria (*Cercospora coffeicola*) con mayor frecuencia y la mayor presencia de mala hierba aumentó el costo de manejo.

Montealegre (1954), analizó varias experiencias negativas de cultivo de Café a pleno sol en diferentes sectores de Costa Rica, concluyendo que dichos fracasos se debieron a que el Café es una especie que se desarrolla bajo la sombra y sólo en esas condiciones es posible obtener una planta sana, de alta producción y buena calidad, por un periodo más prolongado.

Carvajal (1985), menciona, que la mala calidad de Café en Brasil se debe a que su cultivo se desarrolla a pleno sol.

Muschler (2001), ensayó efectos de sombra sobre la calidad de Café en Turrialba, encontrando mejores propiedades organolépticas, mayor peso fresco en frutos y proporciones de Café pergamino oro de plantaciones bajo sombra abierta (40 a 60% de sombra) y/o sombra densa (> 80% de sombra), que en aquellos cosechados en plantaciones a pleno sol o en asociación con poró (*Erythrina poeppigiana*), podado tres veces por año.

#### **1.4.14. Sistemas de siembra**

Según Castañeda (2000), de los sistemas de siembra de Café pueden mencionarse cuatro de ellos como los más usados, éstos son: hileras a favor de la pendiente, hileras en contra de la pendiente, curvas de nivel o contorno y tresbolillo.

#### **1.4.15. Trazado, marcado y ahoyado**

Según Figueroa (1990), el trazado de la plantación se realiza tomando en consideración la distancia de siembra, la topografía, el sistema y tipo de siembra. Para estos propósitos pueden utilizarse cordeles y estacas para definir las hileras y, luego marcar, con carbonato calizo (cal), banderas o haciendo un pequeño hoyo con una azada en el lugar donde se sembrará el arbolito.

Los hoyos deben acomodar el pilón de tierra que contiene el sistema de raíces del arbolito y su tamaño generalmente es de 10 x 10 pulgadas de ancho y largo. La profundidad está determinada por el tamaño del "pilón" de tierra en la bolsa donde se sembró el arbolito.

La tierra que se extrae del hoyo debe quedar suelta sin formación de terrones. Los hoyos deben abrirse con bastante antelación a la siembra para exponerlos a la luz y disminuir la población de plagas en el suelo. Mientras están abiertos pueden recibir hojarasca y otros materiales que servirán de materia orgánica.

El terreno debe estar húmedo, no seco ni “enchumbao”. Evite rebajar el área del hoyo formando “hoyas” que luego acumularán agua en exceso durante las lluvias fuertes posibilitando el ataque de enfermedades. Las primeras seis pulgadas de suelo deberían colocarse a un lado del hoyo (se supone que sea el suelo mejor) y las siguientes al lado contrario. Agregue el primero que sacó al fondo del hoyo.

#### **1.4.16. Uso de sombra temporal y permanente**

Según Montealegre (1954), si bien todavía existe alguna discusión entre los expertos sobre la necesidad de la sombra para el cultivo del Café, es preciso indicar que la tendencia moderna es hacia la no utilización de plantas de sombra, y la inmensa mayoría de las nuevas plantaciones son efectuadas sin esta. Es un hecho comprobado que el Café produce invariablemente mayores rendimientos sin plantas de sombra. Hay que hacer notar, por otra parte, que en el caso particular de utilizar plantas de sombra tendrían que: a) ser productivas, b) poseer similares necesidades de agua y nutrientes ya que de otro modo se originaría un desequilibrio entre el Café y estas plantas.

Muschler (2001), menciona que en ocasiones nos causa cierto grado de dificultad ofrecer recomendaciones acertadas y confiables sobre el uso de la sombra en el cafetal debido a las variadas condiciones ecológicas dentro de la región donde se cultiva. Es importante tener un amplio conocimiento de las condiciones prevalecientes en la zona, sector y, más específicamente, de la finca en particular. Es casi imposible conseguir una recomendación general para aplicarla en todos los casos así como que se nos ofrezca una

para cada caso. De ahí, la importancia de tener el conocimiento y desarrollar la experiencia necesaria para ajustar las recomendaciones conforme a la situación encontrada y que propicien las mayores probabilidades de éxito.

Los cafetos jóvenes deben tener sombra continua desde la época en que se les trasplante, consecuentemente, resulta necesario trasplantar los árboles de sombra con uno o dos años de anticipación. El espaciado que se da a los cafetos se determina principalmente por la altitud de la plantación. La distancia comúnmente usada en la siembra del Café arábigo es de 2,0 x 2,5 m, lo cual da más o menos 2,000 árboles por ha. Otro método de siembra consiste en el doble trasplante al principio. Después los árboles alternos se eliminan cuando empiezan a resultar demasiado aglomerados y los rendimientos empiezan a bajar.

### **1.5. AGRICULTURA ORGÁNICA**

Según Sánchez (1985), la agricultura orgánica es una técnica de cultivo y producción que privilegia la tierra y todo lo que significa aumentar su fertilidad natural, es decir incrementar la materia orgánica en el suelo, por ello la agricultura orgánica se propone como una técnica sostenible y económica a la vez.

Suquilanda (1996), menciona que la agricultura orgánica es una visión holística de la agricultura, que toma como modelos a los procesos que ocurren de manera espontánea en la naturaleza. En ese contexto la agricultura orgánica evita la utilización de agroquímicos para la producción y controlar las plagas y enfermedades.

### **1.5.1. Materia orgánica**

Burés (2001), indica que la materia orgánica, si bien su aplicación en agricultura es milenaria, sufrió a mediados de este siglo un olvido, a causa probablemente de la introducción de los abonos químicos que producían mayores cosechas con un menor costo. La materia orgánica procede de los seres vivos (plantas o animales superiores o inferiores) y su complejidad es tan extensa como la composición de los mismos seres vivos.

Según Guerrero (1993), la materia orgánica incorporada en forma adecuada al suelo representa una estrategia básica para darle vida al suelo, ya que sirve de alimento a todos los organismos que viven en él, particularmente a la microflora responsable de realizar una serie de procesos de gran importancia en la dinámica del suelo, en beneficio de las plantas.

#### **1.5.1.1. Función que cumple la materia orgánica**

Burés (2001), indica que los numerosos investigadores han reconocido efectos beneficiosos en la aplicación de la materia orgánica en el suelo, en cuanto a las mejoras observadas con respecto a las características químicas, físicas y biológicas del mismo. La materia orgánica forma parte del ciclo del nitrógeno, del azufre y del fósforo, contribuye a la asimilación de nutrientes, mejora la estructura, contribuye al crecimiento vegetal mediante sus efectos en las propiedades, la aireación y la retención de agua del suelo y da soporte a todo un mundo de microorganismos cuya actividad resulta beneficiosa para el cultivo.

El uso de materia orgánica es primordial, porque tiene efectos tan directos como indirectos en la disponibilidad de nutrientes para el crecimiento de las plantas. En la agricultura sin laboreo, el cultivo en sustratos y la agricultura orgánica o biológica.

### **1.5.2. Abonos orgánicos**

Camasca (1994), menciona que en los suelos ricos en materia orgánica sin duda se obtienen los mejores rendimientos de cosecha. El abono orgánico, además de aportar macro, micro nutriente y algunos nutrientes para el crecimiento riguroso y saludable de las plantas contribuye en una buena labranza de suelo y capacidad para absorber el agua de la lluvia o riego. Estas condiciones al proporcionar humus, que aumenta la capacidad de retención de los suelos arenosos, mejora la estructura de labranza y el drenaje de los suelos arcillosos.

Según Lampkin (2001), la finalidad del empleo de los abonos orgánicos es para complementar los nutrientes que la planta es capaz de extraer del suelo con el fin de incrementar el rendimiento de los cultivos sin que quede perjudicada su calidad.

#### **1.5.2.1. Importancia de los abonos orgánicos.**

Vivanco (2002), afirma que la aplicación de abonos orgánicos ofrece beneficios favorables para las plantas tales como:

- 1) Sirven como medio de almacenamiento de los nutrientes necesarios para el crecimiento de las plantas como es el caso de nitratos, fosfatos, sulfatos, etc.
- 2) Aumenta la capacidad de cationes en proporciones de 5 a 10 veces más que las arcillas.
- 3) Amortiguan los cambios rápidos de acidez, alcalinidad, salinidad del suelo y contra la acción de pesticidas y metales tóxicos pesados.
- 4) Contrarrestan los procesos erosivos causados por el agua y por el viento.
- 5) Proporcionan alimento a los organismos benéficos como la lombriz de tierra y las bacterias fijadoras de nitrógeno.
- 6) Atenúan los cambios bruscos de temperatura en la superficie del suelo.
- 7) A medida que se descomponen los residuos orgánicos, suministran a los cultivos en crecimiento cantidades pequeñas de elementos metabólicos a tiempo y en armonía con las necesidades de la planta.
- 8) Reducen la densidad aparente del suelo aumentando la infiltración y el poder de retención de agua en el suelo.
- 9) Mejoran las condiciones físicas del suelo mediante la formación de agregados.

### **1.5.2.2. Tipos de abonos orgánicos**

#### **a) El humus**

Según Bellapart (1996), el humus es la materia orgánica del suelo, en un estado más o menos avanzado de descomposición. No se encuentra de una forma definida, sino en una serie de productos intermedios de transformación, hasta llegar a la mineralización de sus componentes bajo la acción del agua, oxígeno y principalmente de los microorganismos del suelo. Además el humus como materia orgánica en estado de descomposición, es el estado orgánico que actúa como fuente o aporte de carbohidratos para la vida de la microflora y fauna del suelo.

Según Coyne (1999), la fracción más ambigua y menos claramente definida de la materia orgánica del suelo se conoce como humus. El humus es la porción amorfa, coloidal y alterada desde el punto de vista microbiana, así como relativamente estable, de la materia orgánica del suelo. El humus se forma de la condensación de compuestos fenólicos y aminos derivados de la descomposición de la materia orgánica y de la condensación de intermediarios de aminoquinona.

La característica principal del humus del suelo es su resistencia a la degradación, debido a su protección física durante la formación de microagregados y microporos, así como por sus extensas interacciones con los minerales del suelo (arcillas, óxidos y materiales amorfos)

## **b) Guano de islas**

Fischersworing y Robkamp (2001), mencionan que el guano de islas es uno de los recursos naturales que se usa exitosamente como abono orgánico en el Perú. Se caracteriza por su contenido relativamente alto de nitrógeno y fósforo así como por su riqueza en elementos menores. 1.000 kg de guano de islas contiene 80 a 100 kg de nitrógeno, 70 a 80 kg de fósforo y 10 a 20 kg de potasio.

Según Rodríguez, (1956), el guano de islas además de poseer los elementos menores y mayores contiene un número diferente de bacterias nitrificadoras, bacterias fijadoras de nitrógeno atmosférico, bacterias antagonistas de patógenos del suelo y hongos benéficos que ayudan a la planta en la nutrición vegetal en forma total.

Cabrera (1988), menciona que el guano de islas viene a ser la columna vertebral de nuestra agricultura, es el mejor fertilizante natural y el más barato del mundo. Su calidad es reconocida en el país y en el extranjero.

Bajo toda modalidad de uso, y en cualquier cultivo, evite que el guano entre en contacto con las raíces de las plantas, pues se quemarán por el alto contenido de materia orgánica (44.64%) en transformación, lo cual produce gran cantidad de calor.

Use las dosis recomendadas y evite el gasto innecesario del guano, aplicando en demasía (no aumentará el rendimiento).

### **c) Roca fosfórica**

Casanova y Valderrama (1986), indican que en su forma natural la roca fosfórica presenta poca solubilidad, sin embargo, el fósforo contenido en la roca fosfórica se libera por la acción de ácidos presentes en el medio. Así mismo, la acción de la flora microbiana natural del suelo promueve la biodisponibilidad del fósforo.

Soto, et al (1981), mencionan que la roca fosfórica, es un producto natural que tiene un bajo impacto ecológico debido a que no se requieren de procesos altamente contaminantes, tal como la calcinación y la producción de ácidos fuertes. Asimismo, su impacto ecológico es menor debido a su lenta liberación del fósforo, lo cual reduce las emisiones contaminantes por lixiviación y reduce eventualmente la eutrofización de cuerpos de agua. Adicionalmente, la roca fosfórica tiene un alto impacto económico asociado a las mejoras significativas que produce en diferentes etapas del desarrollo y la producción agrícola, ya que incrementa el desarrollo vegetativo, produciendo un vigoroso follaje y estimula los procesos reproductivos para la obtención de floraciones y fructificaciones con altos niveles de calidad.

Beneficios de la roca fosfórica:

- ❖ No saliniza el suelo
- ❖ Altos contenidos de fósforo
- ❖ Baja lixiviación y lavado del nutriente
- ❖ Activa la flora microbiana del suelo
- ❖ Acorta los ciclos de cultivo adelantando la maduración de frutos

- ❖ Menor impacto ecológico por la producción y forma de uso de la fuente de fósforo
- ❖ Mayor rentabilidad

#### **d) Compost**

Sánchez (1985), señala que es un abono orgánico que resulta de la descomposición del estiércol de animales con residuos vegetales, los cuales han sido mezclados en un “montón o pila” y se deja en reposo por algún tiempo, para que actúen sobre los millones de microorganismos que descomponen estos residuos. Este material tiene un color oscuro, con un agradable olor a mantillo de bosque. Contiene una elevada carga enzimática y bacteriana que aumenta la solubilización de los nutrientes haciendo que puedan ser inmediatamente asimilables por las raíces.

#### **e) El abono verde**

Suquilanda (1996), manifiesta que los abonos verdes son cultivos de cobertura, cuya finalidad es devolverle a través de ellos sus nutrientes al suelo. Se hacen mediante siembras de plantas, generalmente leguminosas, solas o en asociación con cereales. Se cortan en la época de floración (10 a 20%) y se incorporan en los 15 primeros centímetros del suelo, para regular su contenido de nitrógeno y carbón y mejora sus propiedades físicas y biológicas. Se practica desde hace 3000 años y es una de las tecnologías que manejó la agricultura prehispánica.

## **f) Los Bioles**

Suquilanda (1996), afirma que el biol es una fuente de fitorreguladores que se obtienen como producto de la descomposición anaeróbica de los desechos orgánicos.

Siendo el biol una fuente orgánica de fitorreguladores, a diferencia de los nutrientes en pequeñas cantidades, es capaz de promover actividades fisiológicas y estimular el desarrollo de las plantas, sirviendo para actividades agronómicas como: enraizamiento (aumenta y fortalece la base radicular), acción sobre el follaje (amplía la base foliar), mejora la floración y activa el vigor y poder germinativo de las semillas, traduciéndose todo esto en aumento significativo de las cosechas.

## **g) Mulch**

Vivanco (2002), indica que el mulch son restos de hojarasca, cosechas u otros materiales (bagazo, etc.), que no deben ser quemados, por el contrario deben ser picados y esparcidos sobre el terreno para que cubran el suelo y una vez que se descompongan se las debe mezclar con el mismo. Esta práctica tiene algunas ventajas como proteger al suelo del sol y el viento, evitando que se reseque y conservando su humedad por mayor tiempo, evita el crecimiento de malezas y favorece la vida microbiana, aunque se debe tener cuidado por que una capa muy gruesa podría en lugares húmedos a ayudar a la propagación de plagas como la babosa y caracol, por ello es

recomendable realizar esta práctica en lugares donde haya escasez de agua.

#### **h) Estiércol**

Sánchez (1985), menciona que el estiércol es una fuente excelente de materia orgánica, pero es relativamente bajo en nutrientes, el valor del abono depende del tipo de animal, la calidad de la dieta, la clase y la cantidad de cobertura usada, y la manera en que el abono es almacenado y aplicado. El estiércol mejora las propiedades biológicas, físicas y químicas de los suelos.

#### **1.6. MICROORGANISMOS EFICACES (EM)**

Según, EM Research Organization (2006), EM, es una abreviación de Effective Microorganisms (Microorganismos Eficaces), EM es una combinación de varios microorganismos benéficos, de origen natural que se usan principalmente para los alimentos o que se encuentran en los mismos, contiene organismos beneficiosos de 3 géneros principales: bacterias fototróficas, bacteria de ácido láctico, levadura.

Correa (2005), afirma que muchos de estos microorganismos son usados en la producción de alimentos como yogurt, queso y salsa de soya. EM ha sido aprobado por una de las entidades certificadoras de alimentos orgánicos más estrictas del mundo como es la de los Agricultores Orgánicos Certificados de California (CCOF).

### **1.6.1. Principales microorganismos en EM**

El cultivo consiste sobre todo de bacterias lácticas, bacterias fotosintéticas y levaduras, contiene más de 105 diferentes microorganismos en total.

#### **1.6.1.1. Bacterias fotosintéticas (*pseudomonas* sp)**

Para <http://www.fundases.com>(4), las bacterias fotosintéticas o fototrópicas, son un grupo de microorganismos independientes y autosuficientes. Estas bacterias sintetizan sustancias útiles a partir de secreciones de raíces, materia orgánica y gases dañinos, usando la luz solar y el calor del suelo como fuentes de energía. Las sustancias sintetizadas comprenden aminoácidos, ácidos nucleicos, sustancias bioactivas y azúcares, promoviendo el crecimiento y desarrollo de las plantas. Los metabolitos son absorbidos directamente por ellas, y actúan como sustrato para incrementar la población de otros microorganismos benéficos.

Las bacterias fotosintéticas pueden fijar el nitrógeno atmosférico y el bióxido de carbono en moléculas orgánicas tales como aminoácidos y carbohidratos. También sintetizan sustancias bioactivas. Llevan a cabo una fotosíntesis incompleta, lo cual presiona a que la planta genere nutrimentos, carbohidratos y aminoácidos, sin necesidad de la luz solar, eso permite que la planta potencialice sus procesos completos durante 24 horas al día.

Los actinomicetos funcionan como antagonistas de muchas bacterias y hongos patógenos de las plantas debido a que producen antibióticos (efecto biostático y biocida). Benefician el crecimiento y actividad de *Azotobacter* y de las micorrizas.

### **1.6.1.2. Bacterias ácido lácticas (*Lactobacillus* sp.)**

De acuerdo a <http://www.fundases.com>(4), estas bacterias producen ácido láctico a partir de azúcares y otros carbohidratos sintetizados por bacterias fotosintéticas y levaduras. Desde tiempos antiguos, muchos alimentos y bebidas como el yogurt son producidos usando bacterias ácido láctico. Sin embargo, el ácido láctico es un compuesto altamente esterilizante que suprime microorganismos nocivos y mejora la descomposición de la materia orgánica. Además las bacterias ácido lácticas promueven la fermentación y descomposición de materiales como lignina y celulosa, eliminando así los efectos indeseables de la materia orgánica no descompuesta.

Vivanco (2002), menciona que las bacterias ácido lácticas tienen la habilidad de suprimir microorganismos causantes de enfermedades como fusarium, las cuales aparecen en sistemas de producción continua.

### **1.6.1.3. Levaduras (*Saccharomyces* sp.)**

Según <http://www.fundases.com> (4), estos microorganismos sintetizan sustancias antimicrobiales y útiles para el crecimiento de las plantas a partir de aminoácidos y azúcares secretados por bacterias fotosintéticas, materia orgánica y raíces de las plantas. Las sustancias bioactivas, como hormonas y enzimas, producidas por las levaduras, promueven la división celular activa, sus secreciones son sustratos útiles para microorganismos eficaces como bacterias ácido lácticas y actinomicetos.

Estos Microorganismos Eficaces cuando entran en contacto con materia orgánica secretan sustancias beneficiosas como vitaminas, ácidos orgánicos, minerales y fundamentalmente sustancias antioxidantes.

Además mediante su acción cambian la micro y microflora de los suelos, y mejoran el equilibrio natural, de manera que los suelos causantes de enfermedades se conviertan en suelos supresores de enfermedades, y ésta se transforme a su vez en suelo azimogénico y a través de los efectos antioxidantes promueven la descomposición de la materia orgánica y aumentan el contenido de humus.

### **1.6.2. Usos generales y aplicación de los EM.**

#### **1.6.2.1. Usos**

1. Tratamiento pre – siembra en los suelos.
2. Aplicaciones foliares.
3. Inoculante para semillas y transplantes.
4. Inoculante para cultivos de vivero y plantas de maceta.
5. Inoculante para hortalizas, frutales, vegetales, flores, forrajes, cereales y otros cultivos.
6. Inoculante para acelerar la descomposición de residuos de cultivos y otros desechos como el arroz.
7. Inoculante para hacer varios tipos de abonos.
8. Inoculante para renovar aguas residuales y aguas de superficie contaminadas (estanques).

### **1.6.2.2 Aplicación**

Vivanco (2002), menciona que se requiere para aplicaciones foliares o al suelo (utilizando un equipo de fumigación): 2 ml. de EM – 2 ml. de melaza / 1 litro de agua.

Cuando se aplica con equipo de riego por goteo o por micro aspersión incrementar la disolución en una parte de EM – 1 parte de melaza en 10 litros de agua.

### **1.6.3. Ventajas del EM**

<http://www.fundases.com> (4), señala las ventajas de los Microorganismos Eficaces (EM):

- ✓ Promueve la germinación, crecimiento, florecimiento, fructificación y maduración de las plantas cultivadas.
- ✓ No contiene fármacos agrícolas, ni pesticidas ni fertilizantes artificiales.
- ✓ Controla totalmente las malas hierbas sin usar herbicidas.
- ✓ Es bueno y seguro para el medio ambiente.
- ✓ Mejora eficazmente la calidad de las cosechas y producción.
- ✓ Garantiza una estabilidad económica.
- ✓ Mejoras las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo
- ✓ Realza la capacidad fotosintética de las plantas
- ✓ Incrementa la eficiencia de la materia orgánica como fertilizante
- ✓ Desarrolla resistencia de las plantas a plagas y enfermedades

- ✓ Suprime patógenos y plagas del sorgo

#### **1.6.4. Efectos del EM sobre los cultivos**

*http://www.fundases.com (4)*, considera que los Microorganismos Eficaces, como inoculante microbiano, restablecen el equilibrio microbiológico del suelo, mejorando sus condiciones físico-químicas, incrementando la producción de los cultivos y su protección; además conserva los recursos naturales, generando una agricultura sostenible. Entre los efectos sobre el desarrollo de los cultivos se pueden encontrar:

##### **En los semilleros:**

- ✓ Aumento de la velocidad y porcentaje de germinación de las semillas, por su efecto hormonal, similar al del ácido giberélico.
- ✓ Aumenta el vigor, crecimiento del tallo y raíces, desde la germinación hasta la emergencia de las plántulas, por su efecto como rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal.
- ✓ Incremento de las probabilidades de supervivencia de las plántulas.

##### **En las plantas:**

- ❖ Genera un mecanismo de supresión de insectos y enfermedades en las plantas, ya que pueden inducir la resistencia sistémica de los cultivos a enfermedades.

- ❖ Consume los exudados de raíces, hojas, flores y frutos, evitando la propagación de organismos patógenos y desarrollo de enfermedades.
- ❖ Incrementa el crecimiento, calidad y productividad de los cultivos.
- ❖ Promueven la floración, fructificación y maduración por sus efectos hormonales en zonas meristemáticas.
- ❖ Incrementa la capacidad fotosintética por medio de un mayor desarrollo foliar.

**En los suelos:**

*http://www.fundases.com* (4), señala que los efectos de los microorganismos en el suelo están enmarcados en el mejoramiento de las características físicas, biológicas y supresión de enfermedades. Así pues, entre sus efectos se pueden mencionar:

Efectos en las condiciones físicas del suelo: mejora la estructura y agregación de las partículas del suelo, reduce su compactación, incrementa los espacios porosos y mejora la infiltración del agua.

Efectos en la microbiología del suelo: suprime o controla las poblaciones de microorganismos patógenos que se desarrollan en el suelo por competencia. Incrementa la biodiversidad microbiana, generando las condiciones necesarias para que los microorganismos benéficos nativos prosperen.

## 1.7. AZOTOBACTER VINELANDII

Raaa (2001), manifiesta que las bacterias de vida libre como el Azotobacter, tienen la capacidad de utilizar el nitrógeno atmosférico para formar su propia célula; se multiplican rápidamente y proporcionan muchas ventajas, como regular el crecimiento de las plantas, producir hormonas y favorecer la solubilidad de la materia orgánica agregada al suelo como abono.

### 1.7.1. Taxonomía

[http://es.wikipedia.org/wiki/Azotobacter\\_vinelandii](http://es.wikipedia.org/wiki/Azotobacter_vinelandii), señala lo siguiente:

Filo : Proteobacteria  
Clase : Gammaproteobacteria  
Orden : Pseudomonadales  
Familia : Pseudomonadaceae  
Género : Azotobacter  
Especie : *A. vinelandii*

*Azotobacter vinelandii* es una especie microbiológica de bacteria Gram negativa quimiorganotrófica. Se reproduce por fisión binaria, viven en suelos y en aguas frescas, son células ovoides y grandes de 1,5 a 2  $\mu\text{m}$  de diámetro, pleomórficas, variando su morfología desde bacilos hasta cocos. *A. vinelandii* es poliploide (posee varias copias de su cromosoma).

Las capacidades metabólicas y genéticas por las que *A. vinelandii* ha sido y es objeto de estudio son principalmente:

1. Fija nitrógeno atmosférico en presencia de oxígeno por tres sistemas diferentes de nitrogenasa.
2. Posee mecanismos de protección de la nitrogenasa.
3. Posee una alta capacidad respiratoria que en condiciones diazotróficas o de fijación de nitrógeno es hasta 10 veces más alta que la de *Escherichia coli*.
4. Produce dos polímeros de uso industrial: el polisacárido extracelular alginato y el poliéster intracelular polihidroxibutirato.
5. Sufre un proceso de diferenciación morfológica para formar quistes resistentes a la desecación.

Sánchez et al. (1985), manifiestan que utilizando el *Azotobacter* en la producción de posturas de café, alcanzaron una mayor uniformidad y vigor en las posturas.

Bellapart (1996), señalan que el *Azotobacter chroococcum* sintetiza tiamina (vitamina B-1), ácido nicotínico, ácido pantoténico y otras vitaminas capaces de estimular la germinación de las semillas y el crecimiento y desarrollo de algunas especies vegetales, siempre que sea adecuada la concentración de las bacterias en la zona de la Rizósfera de las plantas.

Correa (2005), reporta que en el trabajo "Influencia de diferentes concentraciones de *Azotobacter chroococcum* sobre algunos parámetros del crecimiento y la productividad del tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill) cv "ISCAB-10", desarrollado en el período comprendido de septiembre a diciembre del 2005 en condiciones de campo en el área de Autoconsumo de

la Empresa Agroindustrial "Juan Manuel Márquez" del municipio de Media Luna, sobre suelo de tipo Cambisol, con el objetivo de estudiar el efecto de diferentes concentraciones de la cepa comercial de *Azotobacter chroococcum* (INIFAT-12) sobre algunos parámetros morfo fisiológicos y el rendimiento del tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill) variedad "ISCAB-10", utilizando un diseño experimental de bloques al azar con seis tratamientos y 5 replicas. La cepa del bioproducto empleado mostró un alto grado de efectividad bajo las condiciones edafoclimáticas estudiadas, al lograrse incrementos significativos en cuanto a los parámetros morfo fisiológicos estudiados y el rendimiento en comparación con el control (sin aplicación).

Los mejores resultados se alcanzaron en las variantes experimentales, donde se aplicó el *Azotobacter chroococcum* en las más altas concentraciones, demostrándose su efecto biofertilizante y bioestimulante y la posibilidad real de su utilización como alternativa de fertilización en las condiciones actuales de producción, al lograrse un elevado efecto económico sobre este cultivo hortícola.

Correa (2005), encontró que al inocular con *Azotobacter* las yemas de caña de azúcar al momento del trasplante y la inmersión de las raíces al momento de la siembra, originaba un incremento en la velocidad de germinación, en el establecimiento del material trasplantado, en el desarrollo de las raíces, el macollamiento, la altura y número de tallos movibles, lo cual incremento la producción por unidad de área.

Asimismo con la aplicación de *Azotobacter* y *Azospirillum* se pueden reducir las pérdidas de Nitrógeno ( $\text{NO}_3$ ) por lavado, permitiendo la aplicación hasta de 400kg de N sin que se presenten riesgos ambientales, pues los niveles de pérdidas están entre los valores permitidos y se estima que es posible hacer una reducción de al menos el 20% de fertilizante nitrogenado sin afectar la producción.

Las bacterias de vida libre como el *Azotobacter*, tienen la capacidad de utilizar el nitrógeno atmosférico para formar su propia célula; se multiplican rápidamente y proporcionan muchas ventajas, como regular el crecimiento de las plantas, producir hormonas y favorecer la solubilidad de la materia orgánica agregada al suelo como abono.

Estas bacterias tienen la ventaja de ser aplicadas a cualquier cultivo, en cualquier época de desarrollo de la planta, antes o durante la siembra, en la germinación, en los aporques y en los trasplantes.

Lo recomendable es mezclar previamente 100 kilogramos de estiércol o tierra húmeda, con 200 g de inoculante específico. Tapar con una manta y dejar fermentar 48 a 72 horas. Se enfría, se ensaca y se aplica según se presente el caso:

- Al voleo: Se distribuye uniformemente sobre la superficie del terreno o sobre el cultivo.
- En surcos: A chorro continuo, sobre la semilla, alrededor de la semilla o a un lado de la misma.

- En el aporque: Al pie de la planta, alrededor de la planta, a uno o ambos lados de la hilera de las plantas.
- Al trasplante: Colocando al fondo del hoyo, o en el relleno. Es recomendable para frutales, papa, cebolla y ajo.

Las alternativas nutricionales de aplicación práctica no procedentes de la industria química datan del siglo XVII (Soto et al., 1998), de las cuales se destaca la producción de bio-fertilizantes. En la actualidad se ha retornado esta práctica como única posibilidad de lograr producciones sanas y económicas. En Cuba, a partir de 1990, las investigaciones han estado dirigidas a tomar en cuenta estas producciones y se han obtenido resultados positivos en cultivos económicos con la aplicación de Azotobacter.

En nuestro país esta práctica está ampliamente difundida, obteniéndose buenos resultados con su empleo en hortalizas, frijoles y ñame (Salazar y González, 1994; Anderson et al., 1994; Martínez, 1989 y Martínez, 1992).

La utilización de estos biofertilizantes en el cultivo del Café se inició en los años 1990 con el empleo de las cepas de Azotobacter, provenientes del INIFA. Estudios realizados por Rodríguez y Blanco (1994) y Sánchez et al. (1998) utilizando el Azotobacter en la producción de posturas de Café, alcanzaron una mayor uniformidad y vigor en las posturas.

Ferrer y Herrera, (1991), señalan que en determinadas condiciones ambientales, el efecto beneficioso de las bacterias nitrificantes se debe a la presencia de sustancias fisiológicamente activas que ellas son capaces de

sintetizar. Por ejemplo el *Azotobacter chroococcum* sintetiza tiamina (vitamina B-1), ácido nicotínico, ácido pantoténico y otras vitaminas capaces de estimular la germinación de las semillas y el crecimiento y desarrollo de algunas especies vegetales, siempre que sea adecuada la concentración de las bacterias en la zona de la rizosfera de las plantas.

### 1.8. CYATHUS

Correa (2005), señala que el *Cyathus* está considerado en el grupo de los hongos micorríticos y se caracteriza por desarrollar cuerpos fructíferos de forma bastante llamativa, como el resto de especies de la familia, ya que semejan nidos de pájaros. Tienen forma de copa alta o nido, de casi 1 cm de altura y medio de anchura en la parte superior, por lo que tiene en parte forma de trompeta. Su pared está formada por 3 capas. La parte externa, pruinosa, carece de pelos y es de color gris pardusco, y la interna, lisa y sin acanaladuras, de color grisáceo. La parte fértil o himenio, es interna (gleba), y aparece en el interior de unas lentejas, los peridiolos, que se forman en el interior de la copa en número de 10 de un tamaño que oscila entre los 2 y 5 mm de diámetro y están unidos a la pared interna de la copa por un fino hilo, el funículo. Las esporas se forman en el interior de los peridiolos, son elípticas, algo alargadas, de 8 - 12 x 5 - 7 micras y forman una esporada blanca. Al principio está cubierto por un velo blanquecino, pero al madurar se desprende dejando al descubierto los peridiolos.

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), se refiere a *Cyathus* como ***Striatus cyathus***, comúnmente conocida como **estriado de aves nido**, es

un hongo común saprófito parecido al nido de pájaro con una amplia distribución en todas las zonas templadas del mundo. Este hongo se parece en miniatura al nido de pájaro, un nido con numerosos pequeños "huevos", los huevos, o *peridiolos*, en forma de cuerpos de hecho que contienen esporas (*C. Striatus*) con frecuencia crecen en la madera muerta en bosques abiertos, también crece en astillas de madera acolchado en las zonas urbanas. Los cuerpos fructíferos se encuentran a partir del verano hasta principios del invierno. El color y el tamaño de esta especie puede variar un poco, pero son generalmente menos de un centímetro de ancho y alto, y gris o marrón en color. Otro nombre común dado a *C. striatus*, **vasos de chapoteo**, alude a la forma de esporas de dispersión: los lados de la copa tienen un ángulo tal que las gotas de agua cayendo puede desalojar a los peridiolos y expulsar los de la copa. El epíteto específico se deriva del latín *estría*, que significa "con crestas o surcos finos".

### 1.8.1. Descripción

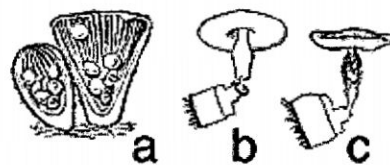


Fig. (a) joven maduro y cuerpos fructíferos) de la sección longitudinal

(b), (c) solo peridiolos-todo, y en la sección

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), refiere que el "nido", o peridio , suele ser de unos 7 a 10 mm de altura y 6 a 8 mm de ancho, pero el tamaño es algo variable y las muestras se han encontrado con varias alturas y anchuras de hasta 1,5 cm (0,59 en). La forma general se asemeja a un vaso

o cono invertido. La superficie externa (*exoperidium*) varía en color de marrón a grisáceo poco aficionado a la de color marrón oscuro, el *exoperidium* tiene una textura o peludas peludo (un *tomento*), con los cabellos sobre todo hacia abajo. La superficie interna del peridio (*endoperidium*) es estriada y brillante. Los ejemplares jóvenes tienen una tapa, técnicamente se llama un *epifragma*, una membrana delgada que cubre la abertura del recipiente. El epifragma es peludo como el resto de la superficie exoperidial, pero los pelos a menudo desaparecen dejando tras de sí una fina capa blanca se extendía a través de la tapa de la taza. A medida que el peridio madura y se expande, esto rompe la membrana y se cae, dejando al descubierto la peridiolos dentro. El peridio se une a la superficie cada vez mayor por una masa de apretadas hifas llamado emplazamiento, en *C. striatus* el diámetro máximo de el emplazamiento es típicamente 8-12 mm, y con frecuencia la incorporación de pequeños fragmentos de la superficie de crecimiento en su estructura.

### **1.8.2. Estructura de los peridiolos**

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), menciona que los peridiolos miden cerca de 1 a 1,5 mm de ancho y amplio raramente hasta 2 mm. Ellos tienen forma de disco, pero puede aparecer angular debido a la presión de vecinos peridiolos. Peridiolos puede ser oscuro, gris o gris si todavía está cubierto con una delgada membrana llamada túnica.

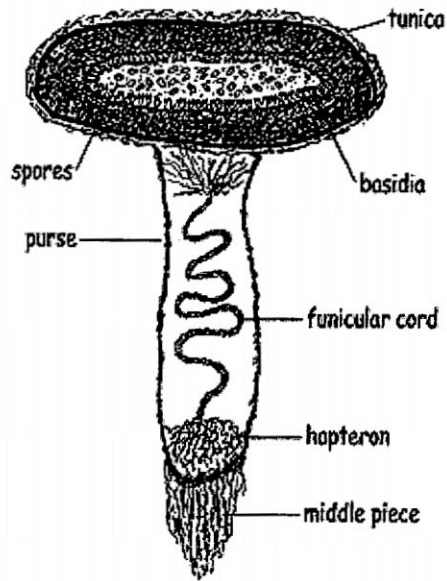


Fig. Un funículo peridiolo y adjunto en la sección

Peridiolos en *C. striatus* son enfundados y adjunto a la endoperidium por cordones complejo de micelio conocido como funículo en singular. El funículo se diferencia en tres regiones: la pieza basal, que se adhiere a la pared interna del peridio, la pieza central y una cubierta superior, llamada la bolsa, relacionada con la superficie inferior del peridiolo. Dentro de la bolsa y media pieza es un hilo en espiral de hifas entrelazadas llama el cable de funicular, unida a un extremo del peridiolo y en el otro extremo a una masa enredada de hifas llamado *hapteron*. Una vez seco el cordón es frágil, pero cuando está mojado es capaz de larga extensión.

### 1.8.3. Características microscópicas

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), señala que los basidios , el cojinete de células de esporas, son en forma de maza con tallos largos. Por lo general tienen cuatro esporas que son sésiles, esto es, conectado

directamente a la superficie del basidio, en lugar de por un tallo corto (*sterigmas*). Las esporas miden de 15 a 20 micras de largo por 8 -12 micras de ancho. Ellas son elípticas, lisas, hialinas, y anotó en un extremo. Durante el desarrollo, las esporas se separan de los basidios cuando el colapso de éstas y gelatinizar junto con otras células que recubren las paredes interiores del peridiolo. Las esporas crecen cada vez un poco después de ser separado de los basidios.

#### **1.8.4. Hábitat y distribución**

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), menciona que *Striatus Cyathus* es un hongo saprófito, que derivan su nutrición a partir de materia orgánica en descomposición, y se encuentra típicamente crecen en racimos en las ramas pequeñas y restos de madera. También es común encontrar en el acolchado debajo de los arbustos. Las características del microambiente en gran medida influyen en la aparición de *C. striatus*, todo lo demás es igual, es más probable que se encuentre en húmedo, depresiones poco profundas que en las zonas elevadas. Crece en zonas arenosas calcáreas abiertas, jardines, cultivos, asociado a restos leñosos o herbáceos, desde verano a otoño o invierno. Su distribución es muy extendida en zonas templadas en todo el mundo.

### 1.8.5. Ciclo de vida



Fig. La superficie exterior del *C. striatus* está cubierto con una lana o tomento hirsuto.

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), *Striatus cyathus* pueden reproducirse tanto asexual (a través vegetativo esporas) o sexual (con la meiosis), típico de los taxones en el basidiomicetos que contienen haploides y diploides etapas, basidiosporas producidas en el peridiolos contienen una haploide solo núcleo. Después de las esporas se dispersan en un ambiente de cultivo adecuado, germinan y se desarrollan en homocarióticas hifas, con un único núcleo en cada compartimento celular. Cuando dos hifas homocarióticas de diferentes grupos de compatibilidad de acoplamiento fusible por uno con otro, forman un dicariótico micelio en un proceso llamado plasmogamia. Después de un período de tiempo y bajo las condiciones ambientales adecuadas, los cuerpos de fructificación se pueden formar a partir de los micelios dicarióticos. Estos cuerpos fructíferos producen peridiolos que contienen los basidios en los que las esporas se hacen nuevos basidios jóvenes contienen un par de núcleos haploides compatibles sexualmente que se funden y el núcleo diploide de fusión resultante

experimenta la meiosis para producir basidiosporas haploides. El proceso de la meiosis en *C. striatus* se ha encontrado para ser similar a la de los organismos superiores.

#### **1.8.6. Dispersión de esporas**

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), describe el cono de cuerpo fructífero en forma de *estriado* *Cyathus* hace uso de una copa de bienvenida mecanismo para ayudar a dispersar las esporas. Cuando una gota de lluvia golpea el interior de la taza con el ángulo óptimo y la velocidad, la fuerza hacia abajo del agua expulsa los peridiolos en el aire. El hapteron unido al extremo del cordón es adhesivo, y cuando entra en contacto con una planta cercana madre o un palo, el hapteron se pega a él, el cable de funicular vueltas alrededor del tronco o palo alimentado por la fuerza de la aún en movimiento peridiolo (similar a una tetherball ). Los peridiolos se degradan con el tiempo para liberar las esporas en el tiempo, o pueden ser comidos por los animales herbívoros y depositados de nuevo después de pasar por el tracto digestivo.

#### **1.8.7. Compuestos bioactivos**

[http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus\\_striatus](http://en.wikipedia.org/wiki/Cyathus_striatus), indica que *Striatus Cyathus* ha demostrado ser una rica fuente de compuestos bioactivos químicos. Fue reportada por primera vez en 1971 para producir "Indólico" sustancias (compuestos con un indol estructura de anillo), así como un complejo de diterpenoides antibióticos compuestos conocidos como *cyathins*. Algunos años más tarde, la investigación reveló a las sustancias como Indólico.

Hoy se conoce como striatinas, Striatinas (A, B y C) tienen actividad antibiótica contra hongos imperfectos, y varios-positivas y bacterias Gram negativas. *C. striatus* también produce sesquiterpénicas compuestos llamados schizandronols. También contiene el triterpeno compuestos glochidone, glochidonol y glochidiol diacetato glochidiol, ácido cyathico, ácido striatico, el ácido cyathadonico epistriatico. Los cuatro últimos compuestos eran desconocidos antes de su aislamiento de *C. striatus*.

#### **1.8.8. Beneficios de los hongos micorríticos**

Raaa (2000), menciona que los hongos micorríticos al ser inoculados brindan muchos beneficios de los cuales podemos citar lo siguiente:

- Incremento notable en la superficie de absorción de los pelos radiculares más la que se produce por la cobertura producida por el hongo.
- Mejoramiento de la absorción iónica y acumulación más eficiente y selectiva, especialmente en el caso del fósforo.
- Solubilización de minerales que se encuentran en el suelo, facilitando su absorción por las raíces de las plantas.
- Incremento de la vida útil de las raíces absorbentes; las raíces micorrizadas persisten durante mayor tiempo que las raíces no micorrizadas.
- Resistencia de raíces a infecciones causadas por hongos patógenos, tales como *Phytophthora* spp., *Pythium* spp.,

*Fusarium* spp. y *Rhizoctonia*, especialmente en coníferas en época de lluvia.

- Incremento de la tolerancia del árbol a las toxinas del suelo (orgánica e inorgánica), valores extremos de acidez del suelo y mayor resistencia a las sequías.

[http://canicosa.info/articulos/Ecologia\\_de\\_los\\_hongos\\_parte1.pdf](http://canicosa.info/articulos/Ecologia_de_los_hongos_parte1.pdf)  
.hongos.

La acción de los hongos es destruir todo tipo de material orgánico natural y gracias a su intervención, permiten que se cierre el ciclo de la materia orgánica y esta se transforme en elementos minerales con los que se alimentaran las plantas. Este ciclo es importantísimo para mantener la vida.

A veces la distinción entre hongos saprofitos y parásitos no es excesivamente evidente. Hay hongos que se saltan esta barrera de clasificación comportándose como semisaprofitos o semiparásitos; esto significa que pueden actuar de una manera o de otra, según las condiciones del medio y sus propias necesidades. Un ejemplo es el *Kuehneromyces mutabilis* (*Pholiota mutabilis*), que es un hongo saprófito muy eficaz que se transforma en parásito cuando encuentra un organismo vivo pero débil.

Estos organismos en general viven de los desperdicios de otras plantas, a las que llegan a desintegrar, y se dice que no hay materia orgánica natural que no pueda ser degradada por este hongo. Si bien es verdad que no aporta ningún tipo de ayuda a la planta superior, tampoco la perjudica. En el

caso de los árboles, acostumbra a atacar las partes muertas de la madera. Un típico ejemplo de hongo saprofito es el exquisito Champiñón (*Agaricus campestris*) que acostumbra a crecer en terrenos abonados.

La alimentación de estos hongos se lleva a cabo mediante la solubilización del material que colonizan, previa la liberación de enzimas, y la posterior absorción de la materia orgánica resultante. Si bien es en los grandes bosques donde se les encuentra con mayor facilidad, podemos hallarlos también en los parques urbanos, en las plantaciones de árboles frutales, en las maderas empleadas en la construcción, en las serrarías, en las traviesas de las vías, en pastizales viviendo sobre el humos o sobre el tallo seco de pequeñas hierbas, en las turberas viviendo sobre pequeños restos vegetales, sobre estiércol, (coprofilos), o en restos de hogueras, (pirófitos), etc.

Para conocer con más exactitud el desarrollo y la vida de este tipo de hongos, voy a describir más detalladamente los hábitats en los que crecen y viven.

Cuando escogen restos de madera para instalarse tardan un tiempo considerable hasta que se empiezan a notar sus efectos, pues tienen que asentar la red micelial y desarrollar los carpóforos para reproducirse sexualmente. La infección se reconoce por un cambio de la coloración de la madera.

Estos hongos no invaden la madera todos al mismo tiempo ni con el mismo grado de descomposición, sino que cada especie lo hace en un momento determinado del proceso de podredumbre. Si partimos del momento en que el tronco muere y cae en un principio sería colonizado por especies como *Formitopsis pinicola*, *Formes fomentarius*, *Ganoderma pfeifferi*, *Oudemansiella mucida*, *Lentinus lepideus*, así como por varias especies de *Stereum*, etc. Cuando la madera ha llegado ya a un grado de descomposición determinado, por la acción de los hongos antes mencionados u otros parecidos, comienzan a actuar diversas especies del género *Mycena*, y varios *Pluteus*, *Trametes*, *Pholiotas*, etc. Y en el último estadio, cuando el tronco está convertido en serrín, aparecen especies como *Bolvitius vitellinus*, *Cyathus olla*, *Polyporus arcularius*, *Phaeolus schweinitzii*, etc.

En función del tipo de enzimas que utilicen para la degradación de la madera se pueden observar diferentes tipos dependiendo de que el componente disuelto sea la celulosa o la lignina. Si es la celulosa, los restos quedan compuestos principalmente por lignina y produce unos residuos de color pardo o rojizo, generalmente con zonas cuarteadas de forma regular a modo de cubos que hace que este tipo de descomposición reciba el nombre de pudrición roja o parda, (*Phaeolus schweinitzii*, *Phellinus pini*, etc.). Cuando el ataque lo recibe la lignina los residuos son básicamente las fibras alargadas cuyo componente principal es la celulosa, los restos son fibrosos de color blanco o amarillo, por lo que se conoce como podredumbre blanca, (*Stereum sanguinolentum*, *Trametes versicolor*, etc.).

## **CAPITULO II**

### **MATERIALES Y METODOS**

#### **2.1. DEL TERRENO**

##### **2.1.1. Ubicación del experimento**

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero de Café de la Municipalidad de Pichari, provincia La Convención, departamento de Cusco, a una altitud de 550 msnm. Enmarcado en el ámbito del Valle del Río Apurímac y Ene, ubicado en la ceja de selva en la margen derecha del Río Apurímac, cuyas coordenadas son: 13° 22' 00" Latitud Sur y 74° 17' 23" Longitud Oeste, ecológicamente se encuentra dentro de la zona de vida natural bosque húmedo, Premontano Sub-Tropical, (ONERN, 1976).

##### **2.1.2. Análisis físico químico del suelo**

La tierra agrícola para preparar el sustrato se extrajo de un cacaotal en abandono, lo cual se mezcló con arena fina de río y para la determinación de las características físicas y químicas del sustrato, se separó una muestra representativa de aproximadamente de 01 kg, para su respectivo análisis se

derivó la muestra al Laboratorio de Suelos, Plantas y Aguas "Nicolás Roulet" del Programa de investigación de Pastos y Ganadería de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; cuyos resultados se muestran en el cuadro siguiente:

**Cuadro N° 2.1:** Características físico y químico del suelo empleado para el sustrato (Pichari 550 msnm).

CARACTERÍSTICAS	RESULTADOS		INTERPRETACIÓN
	VALOR	MÉTODO	
<b>ANÁLISIS FÍSICO</b>			
Arena (%)	61.21	Hidrómetro de Bouyoucos	Textura: Franco-Arenoso
Limo (%)	17.6	Hidrómetro de Bouyoucos	
Arcilla (%)	21.19	Hidrómetro de Bouyoucos	
<b>ANÁLISIS QUÍMICO</b>	<b>VALOR</b>	<b>MÉTODO</b>	<b>INTERPRETACIÓN</b>
pH H <sub>2</sub> O	5.8	Potenciómetro	Ácido
M.O (%)	4.5	Walkley y Black	Rico (Ibáñez- Aguirre)
N-Total (%)	0.29	Kjeldahl	Alto (UNALM)
P-Disponible (ppm)	19.22	Colorímetro-Bray-Kurtz	Medio (Pastos-UNSCH)
K-Disponible (ppm)	39.1	Fonometría de llama	Bajo (UNALM)
Ca <sup>++</sup> camb.(meq/100g )	11.84	Complexometría EDTA	Alto (UNALM)
Mg <sup>++</sup> camb. (meq/100g )	1.51	Complexometría EDTA	Medio (UNALM)
K <sup>+</sup> camb.	0.17	Fotometría de llama	Muy bajo (UNALM)
CIC (meq/100g)	18.5	Complexometría EDTA	Medio (UNALM)

De los resultados, se puede afirmar que el suelo, posee un pH ácido; ideal para el cultivo del Café, un contenido de materia orgánica y nitrógeno total alto, el contenido de fósforo disponible medio y un nivel de potasio disponible bajo. Finalmente según el análisis físico del suelo el contenido de arena, limo y arcilla es de 61.21%, 17.60% y 21.19% respectivamente, determinándose por medio del triángulo textural, como un suelo de textura franco arenoso.

Según, Fischersworing y Robkamp (2001), el Café prospera en un suelo profundo de color oscuro, bien drenado, que no sea ni demasiado ligero ni demasiado pesado. Los limos volcánicos son ideales. La reacción del suelo debe ser ácida ó ligeramente ácida. Una variación del pH de 4.2 - 6.0 se considera lo mejor para el Café arábigo.

## 2.2. DE LOS ABONOS ORGÁNICOS

### 2.2.1. Análisis químico del humus

**Cuadro N° 2.2:** Características Químicas del Humus de Lombriz (Pichari 550 msnm).

CARACTERISTICAS	MÉTODO	CONTENIDO
Humedad (%)	Digestión vía húmeda	13.8
pH H <sub>2</sub> O	Potenciómetro	8.10
C.E mS/cm	Conductimetría	2.18
Materia Orgánica (%)	Walkley y Black	12.60
Nitrógeno Total (%)	Semi-micro Kjeldahl	1.30
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (%)	Bray - Kurtz	1.22
K <sub>2</sub> O (%)	Morgan y Peech	0.56
SO <sub>4</sub> (%)	Massoumi	0.13
Ca (%)	Complexometría	2.43
Mg (%)	Complexometría	0.82

## 2.2.2. Análisis químico del guano de islas

**Cuadro N° 2.3:** Características Químicas del Guano de Islas

CARACTERISTICAS	MÉTODO	CONTENIDO
Materia Orgánica (%)	Walkley Black	10.24
Nitrógeno Total (%)	Semi-micro Kjeldahl	5.18
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (%)	Bray y Kurtz	6.83
K <sub>2</sub> O (%)	Morgan y Peech	1.41
Ca (%)	Complexometría	8.26
Mg (%)	Complexometría	2.73
pH – H <sub>2</sub> O	Potenciómetro	7.76

En el cuadro N°. 2.3 se muestra la composición química del guano de islas utilizado en el experimento, donde se observa que las cifras de los diferentes componentes son inferiores a lo reportado por Rodríguez (1956), cuyo contenido promedio es de: nitrógeno (11 – 15%), fósforo (10 – 12%), potasio (2.3 – 2.9%), magnesio (0.6 – 1%), calcio (8.9 – 10.8%) y materia orgánica (39 – 51%).

## 2.3. CONDICIONES CLIMÁTICAS

El clima del Valle Río Apurímac y Ene, específicamente del distrito de Pichari es cálido y húmedo, la precipitación pluvial promedio anual es de 2000 mm y casi no existe un solo mes del año sin lluvia. Existe dos épocas bien marcadas, siendo los meses de mayo a octubre con precipitación escasa y entre los meses de noviembre y abril es abundante. La temperatura promedio anual es de 25 °C, con un valor máximo y mínimo de 29 °C y 21 °C respectivamente, radiación solar de 280 a 450 cal/g/cm<sup>2</sup>, evapotranspiración resultante 700 a 1 400 mm/año, con 85% promedio de humedad relativa.

Los datos meteorológicos fueron registrados y proporcionados por la estación meteorológica Santa Teresita de Kimbiri 560 msnm, correspondientes al año 2003, la cual se aprecia en el cuadro N° 2.4. Precisando que la estación meteorológica de Kimbiri fue clausurada en el año 2004, razón por la cual no se cuenta con datos actualizados.

Con los datos del clima que se muestra en el cuadro N°. 2.4 se realizaron los cálculos de balance hídrico mediante la metodología propuesta por la Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales (ONERN, 1976), en la cual se puede observar la temperatura media mensual fue de 25.3 °C y una precipitación total anual de 1 773 mm de lluvia, considerándose un año de poca lluvia. De acuerdo al balance hídrico, se observa un déficit de humedad durante los meses de mayo, junio, julio, agosto y noviembre; mientras el exceso de humedad, se registró en los meses de enero, febrero, marzo, abril, setiembre, octubre y diciembre, como se aprecia en el gráfico N°. 2.1

**Cuadro N° 2.4:** Temperatura (máxima, mínima, media), precipitación y balance hídrico mensual, correspondiente a la campaña agrícola 2003, estación meteorológica del Aeropuerto de Santa Teresita de Kimbiri 560 msnm. La Convención - Cusco.

AÑO	2003												TOTAL		
	MESES	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC	ANUAL	PROM
T max (°C)	29.70	27.60	27.40	27.50	30.20	30.60	30.90	32.50	32.50	32.60	34.50	33.10			30.76
T min (°C)	20.50	19.10	18.80	18.40	19.40	19.80	18.90	19.80	20.10	20.40	21.80	20.90			19.83
T med (°C)	25.10	23.4	23.1	22.9	24.80	25.2	24.9	26.20	26.3	26.5	28.2	27			25.30
Factor (ONERN)	4.96	4.48	4.96	4.80	4.96	4.8	4.96	4.96	4.80	4.96	4.80	4.96			
ETP(mm)	124.6	108.4	114.5	110	123	120.7	123.6	129.7	126.2	131.3	135.3	133.9		1481.2	
Precipitación (mm)	271.00	238.80	210.50	197.00	59.00	89.80	19.40	86.70	163.30	227.00	72.00	138.50		1773	
Deficit (mm)					64	30.9	99.3	43			63.3				
Exceso (mm)	146.4	130.4	96	87					37.1	95.7		4.6			

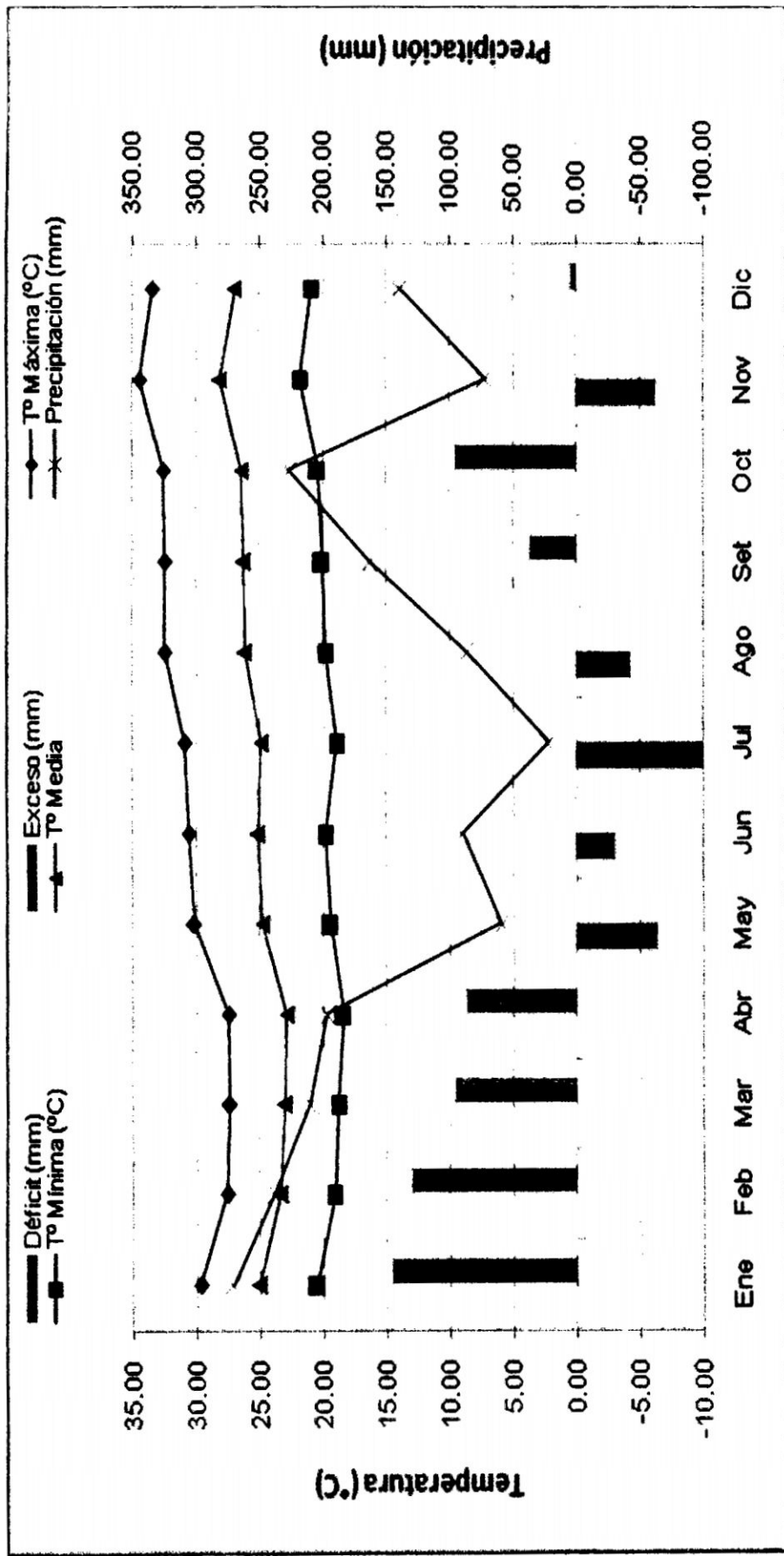


Gráfico N° 2.1: Diagrama ombrotérmico de Temperatura Vs precipitación y balance hídrico correspondiente al año 2003. Estación Meteorológica "Santa Teresita de Kimbiri" 560 msnm. La Convención-Cusco.

## **2.4. MATERIAL GENÉTICO DEL CULTIVO**

### **2.4.1. Semilla**

En el presente trabajo de investigación, se empleó la semilla de Café de la variedad Caturra Roja que se adquirió de la misma zona (Comunidad de Villa Real a 973 msnm) teniendo en consideración la pureza varietal, uniformidad y sanidad requerida. Actualmente esta variedad es muy acogida por su rendimiento y resistencia a algunas plagas y enfermedades.

## **2.5. DEL SUSTRATO**

### **2.5.1. Tierra agrícola**

La tierra agrícola que se utilizó en todos los tratamientos se extrajo de una plantación de cacao antigua, lo cual se mezcló con arena fina de río en una proporción de 3:1 (tierra agrícola: arena fina, respectivamente).

### **2.5.2. Humus**

El humus que se utilizó en los tratamientos, provino de la Planta de Tratamiento de Residuos Sólidos, proyecto ejecutado por la Municipalidad Distrital de Pichari, humus procesado a partir de los desechos orgánicos conocido comúnmente como "basura".

### **2.5.3. Guano de islas**

El guano de islas utilizado en el presente trabajo es el guano que expende la empresa PROABONOS.

## **2.6. MICROORGANISMOS**

El Azotobacter, bacterias de vida libre que tienen la capacidad de utilizar el nitrógeno atmosférico para formar su propia célula; son reguladores del crecimiento de las plantas, producen hormonas y favorecen la solubilidad de la materia orgánica agregada al suelo como abono.

El Cyathus, hongo micorrítico que al ser inoculado al suelo brindan muchos beneficios, entre ellos podemos citar lo siguiente:

- Incremento notable en la superficie de absorción de los pelos radiculares.
- Mejoramiento de la absorción iónica y acumulación más eficiente y selectiva, especialmente del fósforo.
- Solubilización de minerales que se encuentran en el suelo, facilitando su absorción por las raíces de las plantas.

Tanto el Azotobacter, como Cyathus fueron proporcionados en calidad de donación por los profesionales responsables del laboratorio de Rhizobiología del Programa de Investigación de Pastos de la Universidad Nacional De San Cristóbal De Huamanga.

## 2.7. FACTORES A ESTUDIAR

### A. Tipos de sustrato (S)

- s<sub>1</sub>: Tierra + Humus al 20%
- s<sub>2</sub>: Tierra + Guano de islas al 3%

### B. Microorganismos (M)

- m<sub>1</sub>: Sin microorganismos
- m<sub>2</sub>: Cyathus (hongo micorrítico)
- m<sub>3</sub>: Azotobacter (bacteria de vida libre)
- m<sub>4</sub>: Cyathus + Azotobacter.

## 2.8. TRATAMIENTOS

Los tratamientos con sus respectivas descripciones se presentan en el siguiente cuadro:

**Cuadro N° 2.5:** Tratamientos Estudiados

Tratamientos	Código	Combinaciones (tratamientos)
T <sub>1</sub>	s <sub>1</sub> m <sub>1</sub>	Tierra + Humus al 20%, sin microorganismos
T <sub>2</sub>	s <sub>1</sub> m <sub>2</sub>	Tierra + Humus al 20% +Cyathus
T <sub>3</sub>	s <sub>1</sub> m <sub>3</sub>	Tierra + Humus al 20% + Azotobacter
T <sub>4</sub>	s <sub>1</sub> m <sub>4</sub>	Tierra + Humus al 20% + Cyathus + Azotobacter
T <sub>5</sub>	s <sub>2</sub> m <sub>1</sub>	Tierra + Guano de isla al 3%, sin microorganismos
T <sub>6</sub>	s <sub>2</sub> m <sub>2</sub>	Tierra + Guano de isla al 3%+Cyathus
T <sub>7</sub>	s <sub>2</sub> m <sub>3</sub>	Tierra + Guano de isla al 3%+Azotobacter
T <sub>8</sub>	s <sub>2</sub> m <sub>4</sub>	Tierra + Guano de isla al 3%+Cyathus + Azotobacter
T <sub>9</sub>	Testigo	Tierra agrícola

El criterio para emplear 20% de humus de lombriz y 3% de guano de islas, es que se han producido plantones de Café en cantidades considerables con esta

proporción, en el proyecto café ejecutado por la Municipalidad Distrital de Pichari, además por información bibliográfica se sabe que el guano de islas se puede emplear hasta el 5% y en caso de humus de lombriz hasta el 100%.

## 2.9. DISEÑO EXPERIMENTAL

El diseño estadístico utilizado fue el Diseño Completamente Randomizado (DCR), con arreglo factorial 2S x 4M más un testigo adicional, con 03 repeticiones (cada repetición con 20 plántulas); de tal manera que el ensayo estuvo constituido por 27 unidades experimentales.

El modelo aditivo lineal es el siguiente:

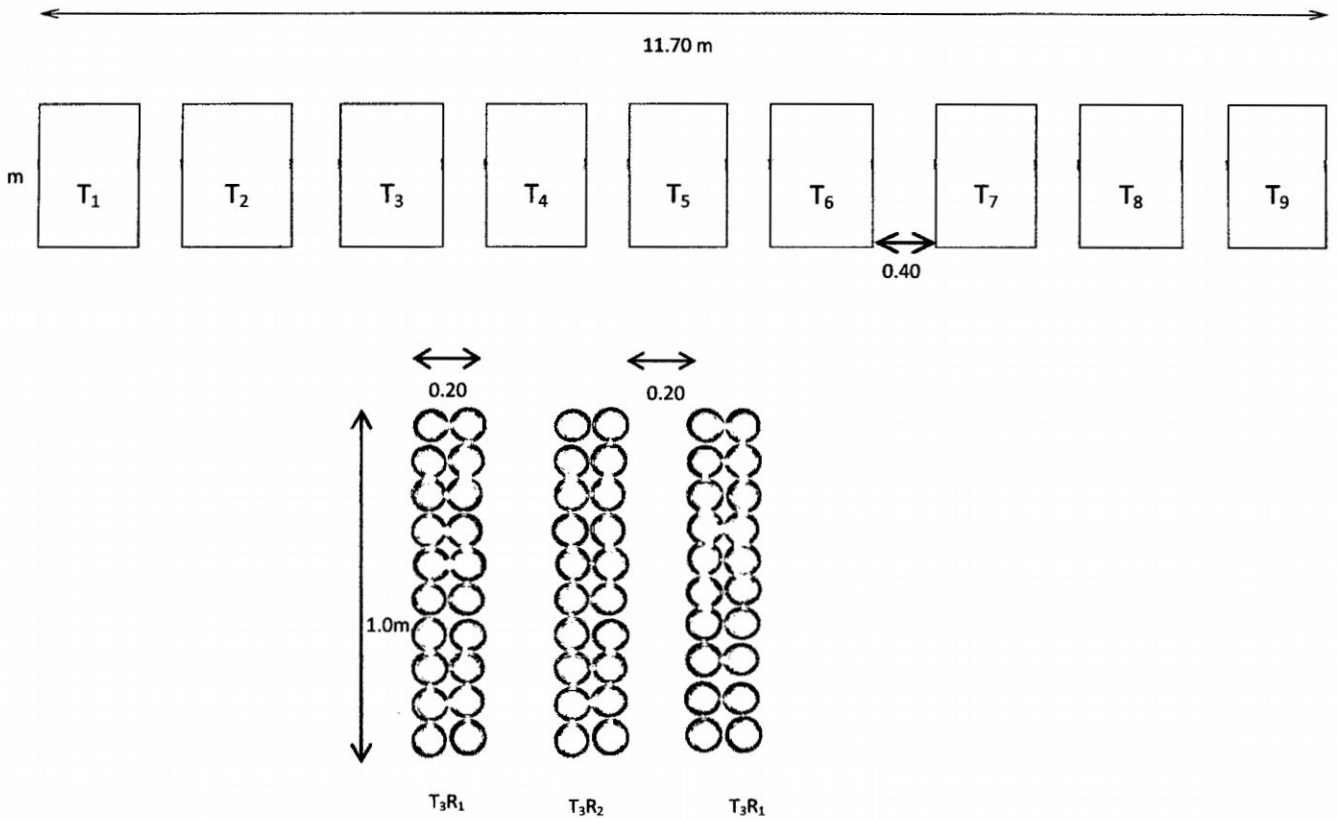
$$Y_{ijk} = \mu + S_i + M_j + (S \times M)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

$Y_{ijk}$	= Observación cualquiera experimentales
$\mu$	= media
$S_i$	= Efecto del i - ésimo tipo de sustrato
$M_j$	= Efecto del j - ésimo microorganismo
$(S \times M)_{ij}$	= Del i-ésimo sustrato en el j-ésimo microorganismo
$\epsilon_{ijk}$	= Es el efecto del error experimental.

## 2.10. CARACTERÍSTICAS DEL CAMPO EXPERIMENTAL

Como área experimental se utilizó las instalaciones del vivero ubicado en el Centro Poblado de Puerto Mayo, del proyecto Café de la Municipalidad Distrital de Pichari, donde se instaló y condujo tanto la cama germinadora como la cama de repique.



**Gráfico N° 2.2:** Distribución de los tratamientos y ordenamiento de las repeticiones en cada tratamiento.

### A) Campo experimental

Los tratamientos se ubicaron en una sola cama de repique, donde fueron distribuidos los diferentes tratamientos separados por calles.

### B) Unidad experimental

Cada unidad experimental estuvo conformado por 20 plántulas de Café repicadas en bolsas de polietileno de 5" x 7" x 0.02", y fueron acomodadas en 02 filas, de los cuales se evaluaron 05 plántulas seleccionadas al azar e identificadas con rafias.

## **2.11. INSTALACIÓN Y CONDUCCIÓN DEL EXPERIMENTO**

### **2.11.1. Obtención de las plántulas**

Las plántulas en estado de “fosforito” se produjeron en camas germinadoras (platabandas construidas a base de tablas), como sustrato para germinación se utilizó arena fina de río y tierra agrícola en una proporción de 4:1 respectivamente.

### **2.11.2. Sustrato**

Se utilizaron 2 tipos de sustrato ( $s_1$ : Tierra agrícola + Humus al 20%); ( $s_2$ : Tierra agrícola + Guano de isla al 3%) más un testigo. Cada una de las bolsas se llenó con el sustrato respectivo, en forma individual, y luego fueron acomodadas en la cama de repique o crianza.

### **2.11.3. Embolsado**

El embolsado de sustrato mezclado previamente de manera uniforme se hizo en bolsas de polietileno color negro de 5” x 7” x 0.02”, de acuerdo a los sustratos descritos.

### **2.11.4. Repique**

El trabajo de repique se realizó a los 45 días de la siembra cuando las plántulas llegaron a la etapa de “fosforito”, los cuales se acomodaron en bolsas de polietileno con sustrato embolsado de acuerdo al tratamiento y permanecieron bajo tinglado con malla rashell por el tiempo que duró el trabajo de investigación.

### **2.11.5. Aplicación de microorganismos**

La aplicación de los microorganismos se hizo en el momento del repique directamente a la parte radicular de las plántulas en la cantidad recomendada por los profesionales que proporcionaron los microorganismos el Azotobacter 5 g por plántula y el Cyathus 6 ml por plántula, de acuerdo a los tratamientos establecidos.

### **2.11.6. Riego**

Un día antes del repique se hizo un riego pesado del sustrato embolsado y luego inmediatamente concluido el repique se realizó el primer riego ligero, posteriormente con la finalidad de mantener la humedad del sustrato a capacidad de campo se aplicaron riegos frecuentes utilizando una regadera de chorro fino.

### **2.11.7. Deshierbo**

La eliminación de las malezas en las bolsas se realizaron manualmente y de manera oportuna con la finalidad de evitar competencia por humedad, nutrientes, luz, y otros factores.

### **2.11.8. Presencia de plagas y enfermedades**

#### **a) Plagas insectiles**

**Grillo de los almácigos (*Neocultilla sp.*)**, esta plaga causa el daño durante las noches cortando los tallitos y raíces de las plántulas en el germinador, la incidencia fue muy leve, el control se hizo eliminando manualmente los insectos en sus túneles.

**Chinches raspadores**, cuando las plantas alcanzaron una altura de aproximadamente de 20 cm se ha observado el ataque de los chinches causando ataque en las hojas tiernas, daño causado por esta plaga fue leve y focalizado por lo que se hizo el control manual.

**Escamas o Queresas (*Coccus viridis*)**, esta plaga apareció en la etapa final del experimento cuando las plantas alcanzaron una altura de aproximadamente 20 a 22cm impregnados en los tallos tiernos la incidencia fue muy leve y focalizada.

#### **b) Enfermedades**

**Chupadera fungosa (*Rhizoctonia solani*)**, se presentó en la etapa inicial de las plántulas en la cama de repique causando el necrosamiento en el cuello de las plántulas y posteriormente causando la muerte, las plántulas afectadas fueron descartadas y reemplazadas por otras sanas, el control se hizo disminuyendo la frecuencia de los riegos.

**Cercospora (*Cercospora coffeicola*)**, es una enfermedad que ataca las plantas tanto en el vivero como en el campo definitivo, en el presente trabajo se ha observado la presencia de esta enfermedad cuando las plántulas alcanzaron una altura de 6 – 8 cm. En los tratamientos con humus se ha observado mayor incidencia que con guano de isla y el testigo.

#### **2.12. CARACTERES EVALUADOS**

De las 20 plantas que conforman cada unidad experimental se evaluó 05 plantas representativas seleccionadas al azar los que se marcaron con rafia en la primera evaluación.

### **2.12.1. Altura de la planta**

Para conocer la altura de la planta se midió la longitud desde el cuello de la planta hasta la yema apical utilizando una wincha calibrada en centímetros, la primera evaluación se efectuó a los 15 días del repique y posteriormente se evaluó cada 15 días hasta finalizar el periodo de investigación (150 días).

### **2.12.2. Grosor del tallo**

Se midió el grosor del tallo a la altura del cuello de la planta, para lo cual se utilizó una regla milimetrada, la medición se hizo en las mismas fechas en que se evaluó la altura de la planta.

### **2.12.3. Número de pares de hojas por planta**

Se registró el número de pares de hojas verdaderas del tallo principal casi al finalizar el quinto mes, es decir al finalizar el trabajo de investigación.

### **2.12.4. Longitud de la raíz principal**

De la misma manera, la longitud de la raíz principal se evaluó en centímetros, desde el cuello de la planta hasta el ápice de la raíz, variable evaluado al finalizar el trabajo de investigación.

### **2.12.5. Número de raíces secundarias**

Se contabilizó el número de raíces secundarias que se originaron a partir de la raíz principal, al finalizar el trabajo de investigación.

#### **2.12.6. Peso de materia verde y seca**

La materia seca se determinó pesando la biomasa (hojas, tallos y raíces) fresca de la planta y biomasa secados al sol por tres días hasta alcanzar un peso constante. Se utilizó una balanza analítica electrónica. El registro de esta variable se realizó al finalizar la investigación (150 días).

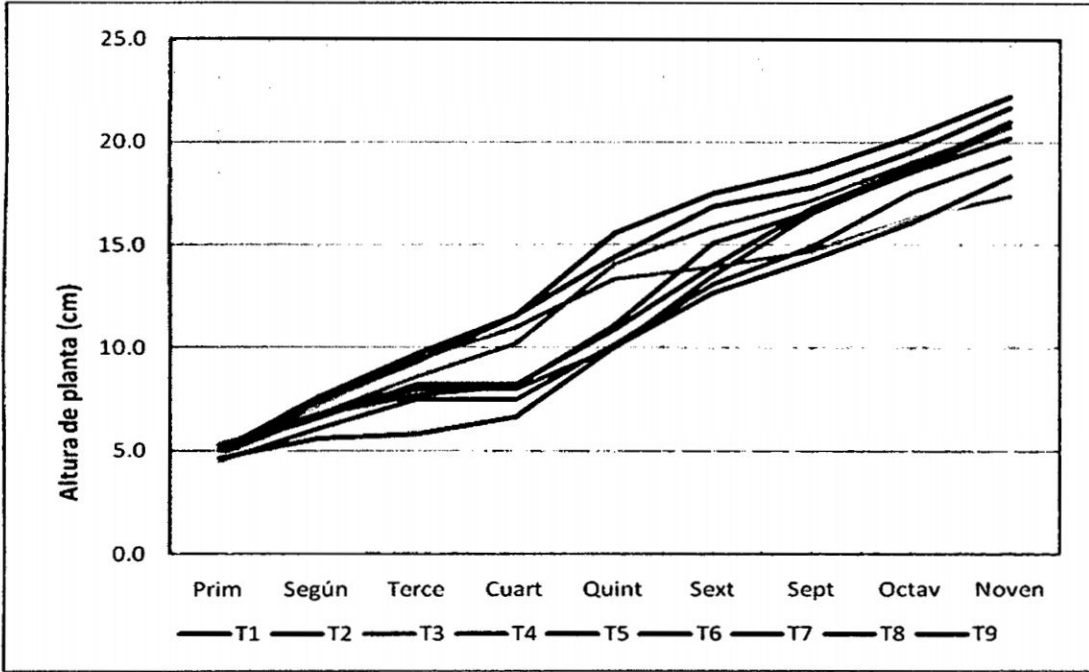
## **CAPITULO III**

### **RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

#### **3.1. ALTURA DE LA PLANTA**

En el gráfico 3.1 se aprecia el desarrollo de los plantones de Café, desde la segunda hasta las dieciocho semanas, luego del repique donde existe una tendencia lineal ascendente, mostrando ligeramente un mayor desarrollo los tratamientos T6 y T5 frente a los demás, que son los tratamientos de guano de islas con *Cyathus* y guano de islas solo. El tratamiento testigo, que no contiene ningún abono orgánico, ni microorganismos inoculados en general hasta las dieciocho semanas presenta un menor desarrollo.

Se aprecia también que en el caso del tratamiento T4 y T8 tanto de humus con *Cyathus* y *Azotobacter* así como guano de isla con *Cyathus* y *Azotobacter* respectivamente, no existe lo que podemos llamar una sinergia, al contrario, como que se neutralizan y ocurre un menor crecimiento de los plantones al final de las dieciocho semanas.



**Gráfico N° 3.1:** Tendencia de la altura de plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

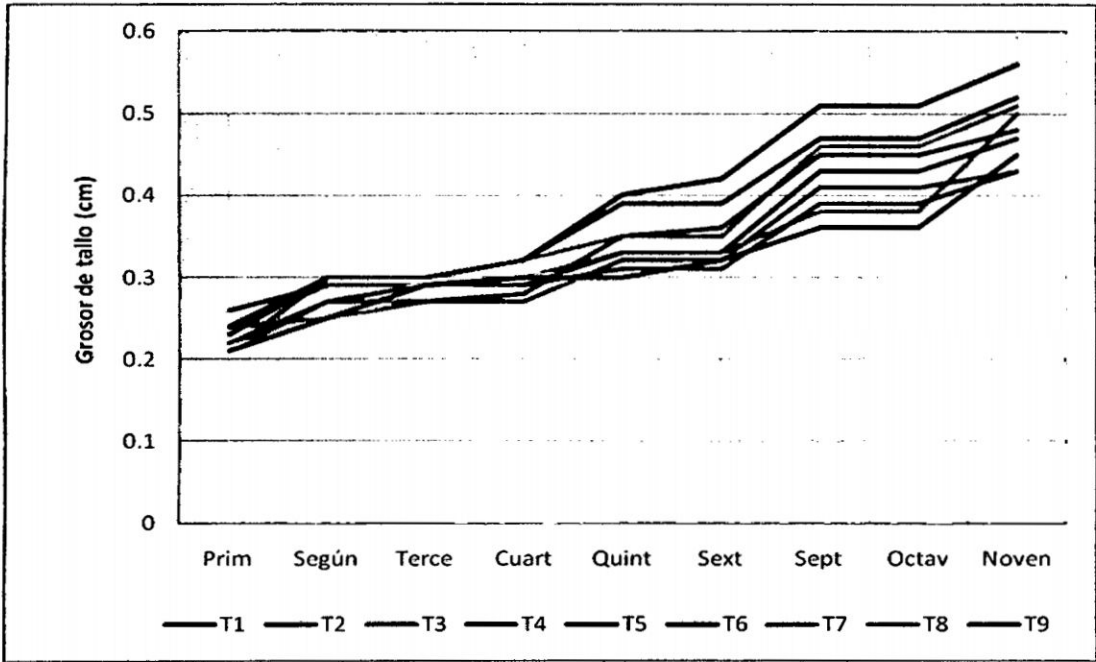
Con el humus la respuesta de los plantones en crecimiento es ligeramente menor que con el guano de islas. Esto podría explicarse evidentemente por el menor contenido de nutrientes especialmente de N, que como se aprecia en el análisis es mucho menor en el caso del humus, en casi el 4%.

Hasta las dieciocho semanas se aprecia que la ligera diferencia de altura de los plantones de Café se debe a la influencia del *Cyathus*.

Entre la sexta y octava semana se observa que se detiene el crecimiento de las plantas, producto de la defoliación por incidencia de la *Cercospora*, tal como se indica en el capítulo de plagas y enfermedades.

El crecimiento diario del tallo tiene un rango de 2 a 3 mm por día, aproximadamente.

### 3.2. GROSOR DEL TALLO



**Gráfico N° 3.2:** Tendencia del Grosor de tallo de plántones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

En el gráfico 3.2 se aprecia el crecimiento del grosor de tallo de los plántones de Café, desde la segunda hasta las dieciocho semanas, luego del repique, donde existe una tendencia lineal ascendente, mostrando mayor grosor de tallo los tratamientos T6, T5 y T7 frente a los demás. Estos tratamientos han recibido, guano de islas con *Cyathus*, guano de islas solo y guano de isla con *Azotobacter* respectivamente. El tratamiento testigo T9, que no contiene ni guano de islas, ni microorganismos inoculados en general hasta las dieciséis semanas presenta un menor desarrollo, y se recupera a la dieciochoava semana.

Se aprecia también que en el caso de los otros tratamientos, tanto de humus con *Cyathus* y *Azotobacter* a la vez, no existe sinergia entre los microorganismos y el guano de islas, que haya influido en el crecimiento del grosor de tallo.

Con el humus la respuesta de los plantones en el grosor del tallo es menor que con el guano de isla. Esto podría explicarse evidentemente por el menor contenido de nutrientes especialmente de N.

Se observa también que cuando se aplica el *Cyathus* junto con *Azotobacter*, no se observa la sinergia, sino al contrario como que se contraponen; solo al final o sea a dieciséis semanas se observa una recuperación del tratamiento T8.

Como puede verse en el grafico correspondiente el incremento del grosor es muy pequeño, en promedio, luego de 18 semanas el incremento del grosor es de 0.3 cm.

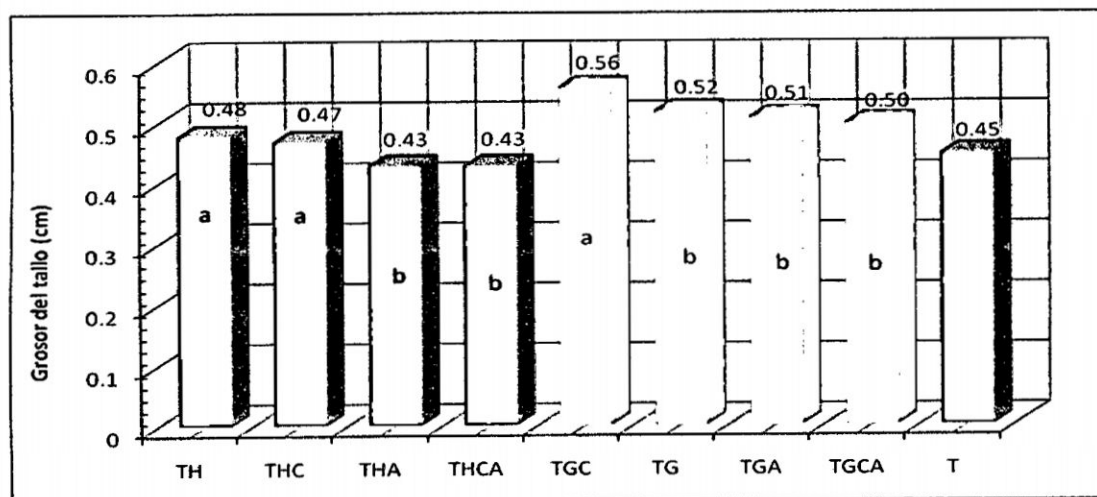
**Cuadro N° 3.1:** Análisis de variancia del grosor de tallo de plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato (S)	1	0.0294	0.0294	14.12	0.0014 **
Microorganismo (M)	3	0.0087	0.0029	1.39	0.2771 ns
Inter ( S x M)	3	0.0023	0.0008	0.37	0.7767 ns
Factorial vs Testigo	1	0.0032	0.0032	1.54	0.2309 ns
Error	18	0.0375	0.0021		
Total	26	0.0811			

C.V. 9.41

En el ANVA se observa que existe alta significación estadística tan solamente en los sustratos mas no así en las otras fuentes de variación-

El coeficiente de variación nos muestra que existe una buena precisión de los resultados en el experimento, lo que nos proporciona una buena confianza en los resultados obtenidos.



**Gráfico N° 3.3:** Prueba de Tukey de los efectos simples para grosor de tallo por plantón de Café con diferentes sustratos y microorganismos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

En la Prueba de Tukey entre los tratamientos con humus, observamos que con el humus solo, seguido por el tratamiento que recibió humus mas Cyathus se logra mayor grosor de tallo, siendo ligeramente superior en frente a los otros tratamientos.

Con el humus, el tratamiento con Cyathus y Azotobacter en mezcla no muestra que existe una sinergia para grosor de tallo, más bien nos indica que existe antagonismo ya que el efecto es inferior incluso al del testigo.

En el caso de los tratamientos con guano de islas, el tratamiento con guano de isla mas Cyathus con 0.53 cm es superior frente a otros tratamientos incluido el testigo.

### 3.3. NUMERO DE PARES DE HOJAS POR PLANTA

En el ANVA se observa que existe significación entre los tratamientos y el testigo lo que nos demuestra que hubo efecto de los tratamientos en el número de pares de hojas de las planta.

Existen diferencias altamente estadísticas entre sustratos, entre microorganismos y en la interacción microorganismos por sustrato.

Esto quiere decir que los microorganismos tienen comportamientos diferentes en los sustratos aplicados o donde crecen las plantas de café.

**Cuadro N° 3.2:** Análisis de variancia del número de pares de hojas de plántones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

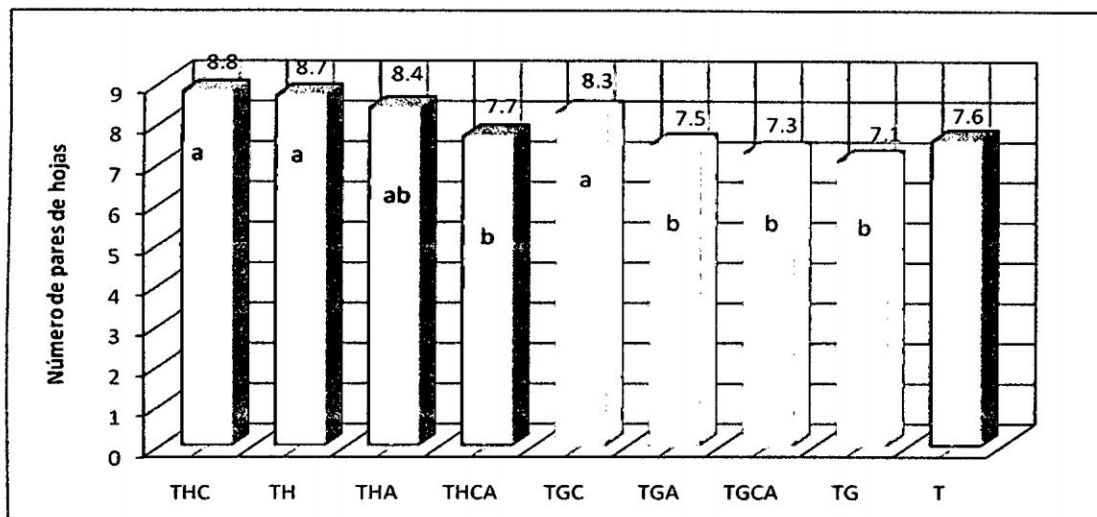
F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato (S)	1	4.1666	4.1666	65.41	<.0001 **
Microorganismo (M)	3	3.2666	1.0888	17.09	<.0001 **
Inter ( S x M)	3	1.3666	0.4555	7.15	0.0023 **
Factorial vs Testigo	1	0.2953	0.2962	4.65	0.0448 *
Error	18	1.1463	0.0637		
Total	26	10.2499			

C. V. = 3.17 %

En la Prueba de Tukey observamos que con el humus, tanto con Cyathus, Azotobacter y con ambos se logra mayor número de pares de hojas que los tratamientos donde se aplicó el guano de isla.

Los tratamientos T2, T1 y T3 presentan similar número de pares de hojas, con 8.8, 8.7 y 8.4, superiores al tratamiento que recibió el Cyathus y Azotobacter simultáneamente.

En el caso de los tratamientos con guano de Isla, sólo el tratamiento con Cyathus con 8.3 pares de hojas es superior al testigo, lo que nos indica que en las otras combinaciones no existe efecto del guano de islas y menos del Azotobacter.



**Gráfico N° 3.4:** Prueba de Tukey de los efectos simples para número de pares de hojas por plantón de Café con diferentes sustratos y microorganismos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

### 3.4. LONGITUD DE RAÍZ PRINCIPAL (LRP)

En el ANVA se aprecia que existe alta significación en las fuentes de variación, o sea entre sustratos, entre microorganismos, en la interacción de ambos, y entre el factorial y el testigo.

En la Prueba de Tukey respectiva, se observa que los tratamientos T3, T1 y T4 (humus con Azotobacter, humus solo y humus con Cyathus y Azotobacter en mezcla), alcanzaron la mayor longitud de raíz con un rango de 31.4 a 29.5 cm, pero similares entre ellos.

**Cuadro N° 3.3:** Análisis de variancia de la longitud de la raíz principal de los plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato (S)	1	99.2266	99.2266	90.02	<.0001 **
Microorganismo (M)	3	56.7800	18.9266	17.17	<.0001 **
Inter ( S x M)	3	33.2133	11.0711	10.04	0.0004 **
Factorial vs Testigo	1	10.4896	10.4896	9.52	0.0064 **
Error	18	19.8400	1.1022		
Total	26	219.5496			

C.V. = 3.76 %

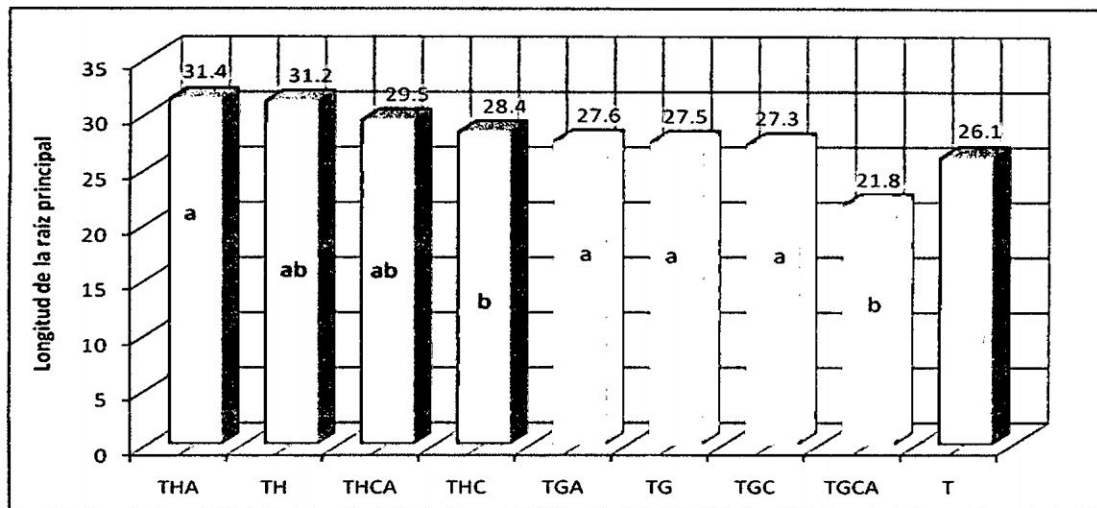
Por otro lado, los tratamientos de guano de isla con Azotobacter, guano de isla, guano de isla con Cyathus, alcanzaron menor longitud de raíces con una rango de 27.6 a 27.3 cm y similares entre ellos, se diferencian significativamente del tratamiento de guano de isla con Cyathus y Azotobacter que alcanzó 21.8 cm de longitud de raíces.

El tratamiento testigo, con tierra alcanzó una longitud de 26.1 cm, que supera al tratamiento de guano de isla con Cyathus y Azotobacter.

En forma general se aprecia que los tratamientos con humus alcanzaron mayor longitud que los tratamientos que recibieron guano de isla. También, los tratamientos de humus y guano de isla con Azotobacter, lograron mejores performance que cuando se aplicaron solos o con Cyathus. Los tratamientos de humus y guano de isla con Cyathus y Azotobacter, juntos tuvieron menor desarrollo de la longitud de la raíz principal, probablemente a una interacción de

tipo negativo entre estos dos microorganismos, pues en ambos casos, con humus y con guano de isla apenas alcanzaron 28.4 y 21.8 cm, respectivamente.

La bibliografía al respecto, no registra este tipo de comportamiento entre estos dos microorganismos en el crecimiento de la longitud de raíces.



**Gráfico N° 3.5:** Prueba de Tukey de los efectos simples para longitud de la raíz principal del plantón de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

### 3.5. NUMERO DE RAÍCES SECUNDARIAS (NRS)

En la prueba de ANVA se aprecia que existe alta significación entre las fuentes de variación con excepción del factorial vs testigo donde no existe significación.

El coeficiente de variabilidad se encuentra dentro de los límites permisibles para este tipo de trabajos.

**Cuadro N° 3.4:** Análisis de variancia del número de raíces secundarias de plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

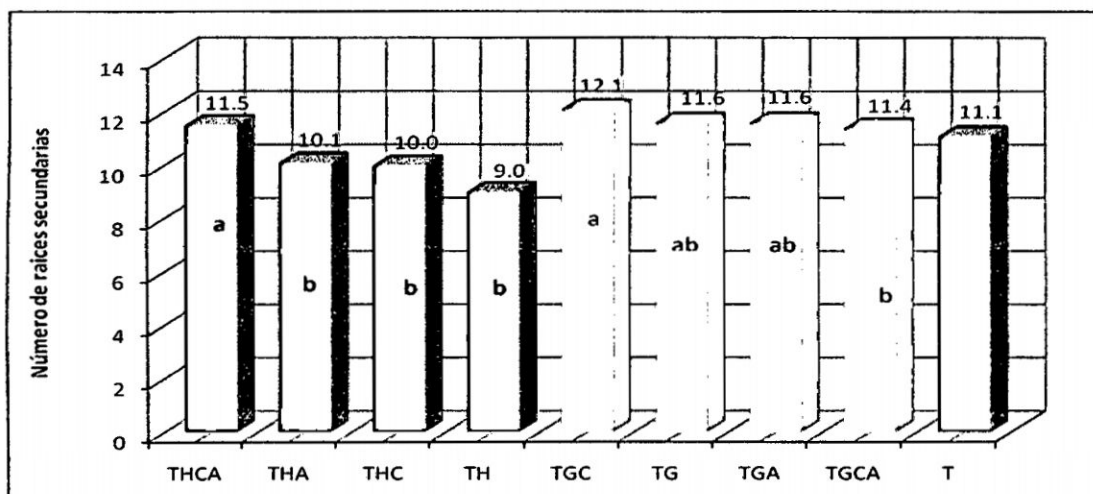
F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato (S)	1	13.5000	13.5000	68.52	<000.1**
Microorganismo (M)	3	4.8333	1.6111	8.18	0.0012 **
Inter ( S x M)	3	5.2066	1.7355	8.81	0.0008 **
Factorial vs Testigo	1	0.0896	0.0896	0.45	0.5086 ns
Error	18	3.5466	0.1970		
Total	26	27.1763			

C.V. = 4.04 %

En la prueba de Tukey respectiva, se aprecia que el tratamiento de humus con *Cyathus* y *Azotobacter* a la vez con 11.5 raíces secundarias, tiene mayor cantidad de raíces secundarias en comparación con los otros tratamientos de humus con *Azotobacter*, humus con *Cyathus* y humus solo.

Asimismo, los tratamientos de guano de isla con *Cyathus*, guano de isla solo, y guano de isla con *Azotobacter* tienen similar comportamiento con un rango de 12.1 a 11.6 raíces secundarias. También, los tratamientos guano de isla solo, guano de isla con *Azotobacter* y guano de isla con *Cyathus* y *Azotobacter*, tiene similar comportamientos con un rango de 11.6 a 11.4 raíces secundarias.

Se aprecia también de manera general, que los tratamientos con guano de isla tienen mayor cantidad de raíces secundarias que los tratamientos con humus. El testigo con 11.1 supera en número de raíces a los tratamientos con humus con *Azotobacter*, humus con *Cyathus* y humus solo.



**Gráfico N° 3.6:** Prueba de Tukey de los efectos simples para número de raíces secundarias por plantón de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

### 3.6. PESO HÚMEDO DE LA RAÍZ (PHR)

En el ANVA se aprecia que existe alta significación entre las fuentes de variación de sustrato, microorganismos y factorial vs testigo y significación en la interacción sustrato por microorganismos.

El coeficiente de variabilidad de 7.14 % se encuentra dentro de los valores permisibles para este tipo de experimento.

**Cuadro N° 3.5:** Análisis de variancia de peso húmedo de la raíz de plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

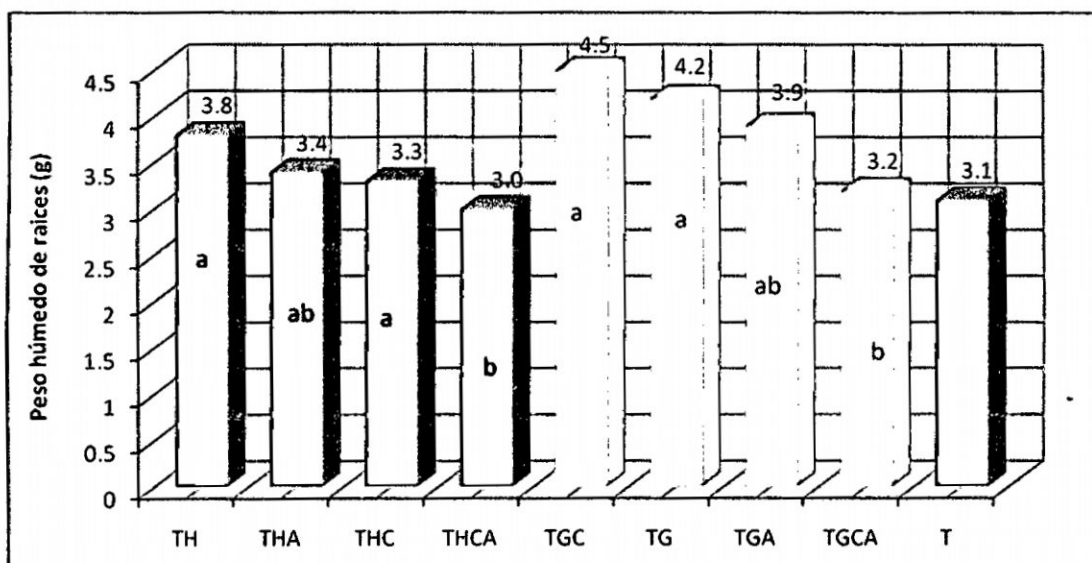
F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato (S)	1	1.7066	1.7066	25.60	<.0001**
Microorganismo (M)	3	3.0600	1.0200	15.30	<.0001**
Inter ( S x M)	3	0.7733	0.2577	3.87	0.0269*
Factorial vs Testigo	1	1.0140	1.0140	15.21	0.0010**
Error	18	1.2000	0.0666		
Total	26	7.7540			

C. V. = 7.14 %

En la prueba de Tukey se aprecia que los tratamientos de humus solo, humus con Azotobacter y humus con Cyathus son similares entre ellos con un rango de 3.8 a 3.3. g, mientras que los tratamientos humus con Azotobacter, humus con Cyathus y humus con Cyathus y Azotobacter juntos con rango 3.4 a 3.0 g son similares entre ellos.

Por otro lado, los tratamientos guano de isla con Cyathus, guano de isla solo y guano de isla con Azotobacter son similares entre ellos con un rango de 4.5. a 3.9 g, mientras que entre los tratamientos guano de isla con Azotobacter y guano de isla con Cyathus y Azotobacter juntos son similares entre ellos y con un rango de 3.9 a 3.2 g.

El testigo, con 3.1 g tiene un peso similar al tratamiento de humus con Cyathus y Azotobacter.



**Gráfico N° 3.7:** Prueba de Tukey de los efectos simples para peso húmedo de raíces por plantón de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

En forma general se aprecia que los tratamientos con guano de isla tienen mayor peso fresco que los tratamientos con humus. Esta diferencia puede atribuirse al mayor contenido de nutrientes del guano de isla.

Al respecto Raaa (2000), menciona que los hongos micorríticos al ser inoculados brindan muchos beneficios de los cuales podemos citar lo siguiente:

- Incremento notable en la superficie de absorción de los pelos radiculares más la que se produce por la cobertura producida por el hongo.
- Mejoramiento de la absorción iónica y acumulación más eficiente y selectiva, especialmente en el caso del fósforo.
- Solubilización de minerales que se encuentran en el suelo, facilitando su absorción por las raíces de las plantas.

- Incremento de la vida útil de las raíces absorbentes; las raíces micorrizadas persisten durante mayor tiempo que las raíces no micorrizadas.
- Resistencia de raíces a infecciones causadas por hongos patógenos, tales como *Phytophthora* spp., *Pythium* spp., *Fusarium* spp. y *Rhizoctonia*, especialmente en coníferas, en época de lluvia.
- Incremento de la tolerancia del árbol a las toxinas del suelo (orgánica e inorgánica), valores extremos de acidez del suelo y mayor resistencia a las sequías.

### **3.7. PESO SECO DE LA RAIZ (PSR)**

En el ANVA se aprecia que solo existe alta significación en la interacción sustrato x microorganismos. También se aprecia que no existe diferencia entre el testigo y el factorial, lo que quiere decir que el efecto de los sustratos es mínimo en relación al testigo que no tiene ningún tratamiento.

Para averiguar el efecto simple de los microorganismos en los sustratos, se realizó el estudio de los efectos simples y la respectiva prueba de Tukey.

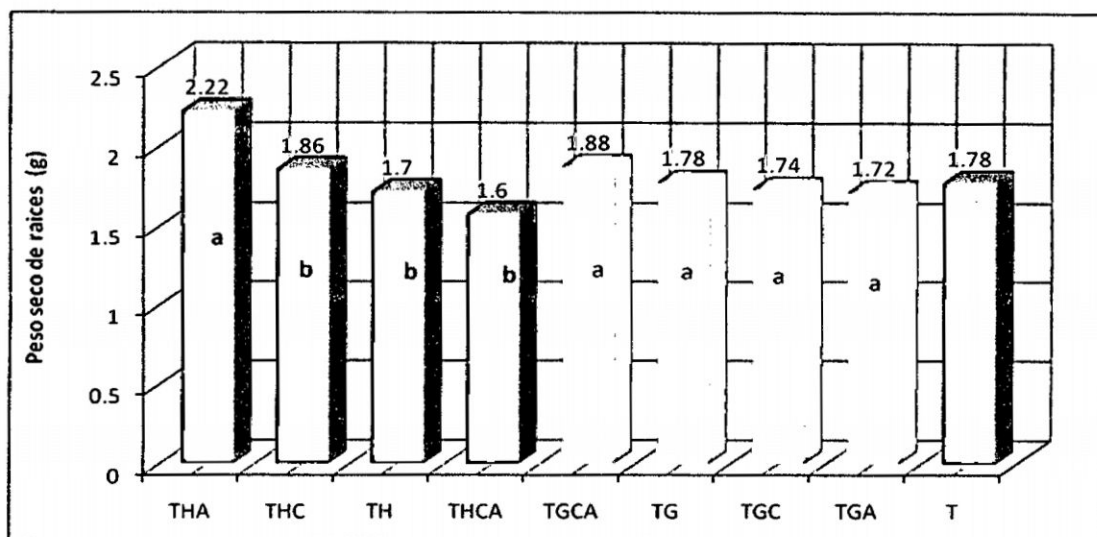
El coeficiente de variación se encuentra dentro de los límites permisibles para este tipo de experimentos.

**Cuadro N° 3.6:** Análisis de variancia del peso seco de la raíz de plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato(S)	1	0.0253	0.0253	2.76	0.1140 ns
Micróorganismo (M)	3	0.2045	0.0681	7.42	0.0019 ns
Inter ( S x M)	3	0.5153	0.1717	18.70	<.0001**
Factorial vs Testigo	1	0.0022	0.0022	0.25	0.6252 ns
Error	18	0.1653	0.0091		
Total	26	0.9129			

C.V = 5.28 %

En la prueba de Tukey se observa que el tratamiento de humus con Azotobacter con 2.22 g supera significativamente a los demás tratamientos en estudio. Por otro lado guano de isla con microorganismos y solo no presentan diferencias entre ellos, con un rango entre 1.88 y 1.72 g.



**Gráfico 3.8:** Prueba de Tukey de los efectos simples para peso seco de raíces por plantón de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

El testigo alcanzó 1.78 g, superior al humus solo, humus con *Cyathus* y *Azotobacter* juntos, guano de isla, guano de isla con *Cyathus* y guano de isla con *Azotobacter*.

Las respuestas encontradas, muestran que el efecto de los microorganismos es más acentuado en el caso de humus, no así en el guano de isla donde las respuestas son homogéneas.

### **3.8. PESO FRESCO DE LA PARTE FOLIAR (PFF)**

En el ANVA se aprecia que existe alta significación entre las fuentes de variación de sustratos, microorganismos y la interacción sustratos x microorganismos; o sea que existen diferencias significativas entre los tipos de sustrato y los tipos de microorganismos inoculados, así mismo el comportamiento de los microorganismos es diferente en cada sustrato probado.

El coeficiente de variación de 8.54 % se encuentra dentro de los límites permisibles para este tipo de experimentos.

**Cuadro N° 3.7:** Análisis de variancia del peso fresco de la parte foliar de plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

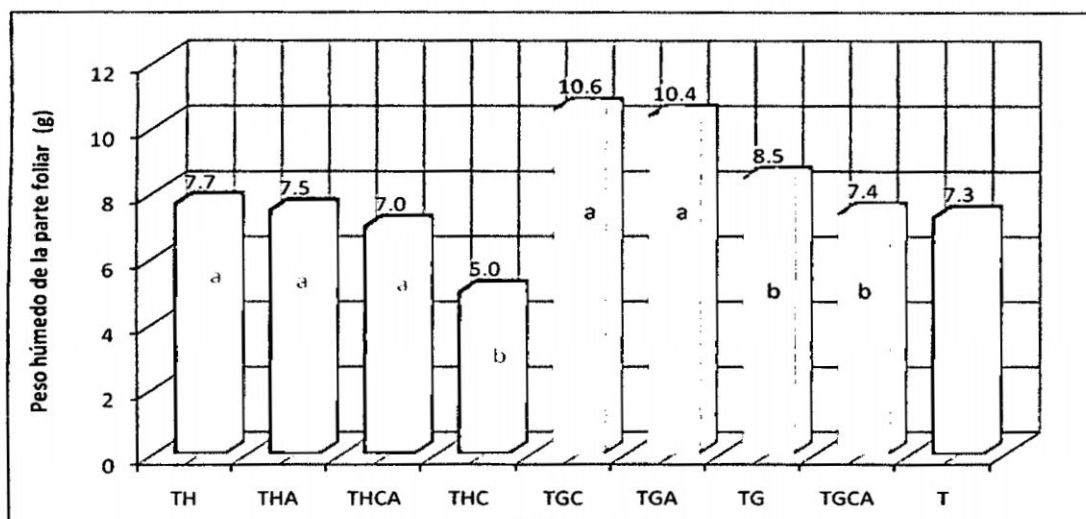
F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato (S)	1	34.5600	34.5600	75.01	<.0001**
Microorganismo (M)	3	9.6933	3.23111	7.01	0.0025**
Inter ( S x M)	3	24.8933	8.2977	18.01	<.0001**
Factorial vs Testigo	1	1.5674	1.5674	3.40	0.0816 ns
Error	18	8.2933	0.4607		
Total	26	79.0074			

C.V. = 8.54 %

En la prueba de Tukey, los tratamientos de humus solo, humus con Azotobacter y humus con Cyathus y Azotobacter juntos tienen similares peso fresco de plantón con rango de 7.7 a 7.0 g, superiores al tratamiento de humus con Cyathus que apenas alcanzó 5.0 gramos.

Por otro lado los tratamientos de guano de isla con Cyathus y guano de isla con Azotobacter tiene similar comportamiento con 10.6 y 10.4 g, respectivamente superiores a guano de isla solo y guano de isla con Cyathus y Azotobacter que tienen 8.5 y 7.4 g, sin diferencia entre ellos.

El testigo supera a los tratamientos de humus con Cyathus y Azotobacter y humus con Cyathus.



**Gráfico N° 3.9:** Prueba de Tukey de los efectos simples para peso fresco de la parte foliar por planton de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

Se aprecia también que se alcanzó mayor peso fresco de plantones con el guano de isla, lo que podría atribuirse a que el guano de isla tiene mayor contenido de nutrientes que el humus, como se puede observar en los resultados del análisis y que influyó en el metabolismo de la planta y por lo tanto en el crecimiento de las plantas.

### 3.9. PESO SECO DE LA PARTE FOLIAR (PSF)

Se aprecia en el ANVA, que se alcanzó alta significación en las fuentes de variación de sustratos y en la interacción de sustratos x microorganismos. No existe significación entre tipos de microorganismos y en el factorial x testigo. o sea que el peso seco de los plantones difiere con la aplicación de cada sustrato.

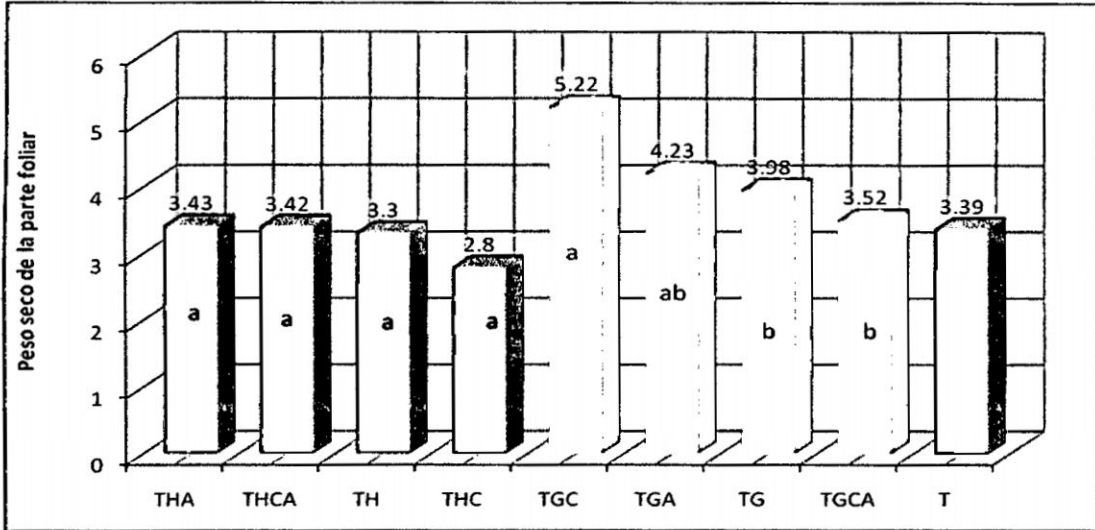
El coeficiente de variabilidad de 9.35 %, se encuentra dentro de los límites permisibles para este tipo de experimento.

En la prueba de Tukey del peso seco de la parte foliar se aprecia que no existen diferencias significativas entre los tratamientos con humus, siendo el rango desde 3.43 a 2.81 gramos, mientras que los tratamientos con guano de isla con *Cyathus* y guano de isla con *Azotobacter* tienen similar comportamiento con 5.22 y 4.33 g , respectivamente; así mismo, guano de isla con *Azotobacter*, guano de isla solo y guano de isla con *Cyathus* y *Azotobacter* juntos son similares entre ellos, con un rango de 4.23 a 3.52 gramos.

**Cuadro N° 3.8:** Análisis de Variancia del peso seco de la parte foliar de plantones de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari, 550 msnm. Cuzco.

F. Variación	G.L.	SC	CM	FC	Pr>F
Sustrato(S)	1	5.9401	5.9401	49.46	<.0001**
Microorganismo (M)	3	0.9615	0.3205	2.67	0.0786ns
Inter ( S x M)	3	4.4295	1.4765	12.29	<.0001**
Factorial vs Testigo	1	0.3282	0.3282	2.73	0.1158ns
Error	18	2.1618	0.1201		
Total	26	13.8212			

C.V. = 9.35 %



**Gráfico N° 3.10:** Prueba de Tukey de los efectos simples para peso seco de la parte foliar de plántulas de Café con diferentes microorganismos y sustratos. Pichari 550 msnm. Cuzco.

En forma general, se aprecia que los tratamientos con guano de isla tienen mayor peso seco en la parte foliar que los tratamientos de humus, que se comportaron de forma similar que el testigo.

El testigo presenta un peso seco de 3.39 g, similar a los tratamientos con humus.

## **CAPITULO IV**

### **CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

#### **4.1. CONCLUSIONES**

En base a los resultados encontrados, se ha llegado a las siguientes conclusiones:

1. El guano de isla demostró ser mejor fuente de materia orgánica para el sustrato que el humus de lombriz, para la producción de plántones de Café en condiciones de vivero; la misma que se manifestó principalmente en el crecimiento de la planta, el grosor del tallo a la altura del cuello de los plántones, las raíces secundarias, peso húmedo de la raíz así como los pesos húmedo y seco de la parte foliar.

2. El *Cyathus* demostró tener mejor comportamiento cuando la fuente de materia orgánica para el sustrato es el guano de isla; lo que se manifestó en el crecimiento, el grosor, las raíces secundarias y el peso seco de la parte foliar. Asimismo, cuando la fuente de materia orgánica para el sustrato es el humus de lombriz el *Azotobacter* respondió ligeramente mejor que el *Cyathus*, principalmente en cuanto al peso fresco de la parte foliar, peso seco de la raíz principal y longitud de la raíz principal.

3. La mezcla de *Cyathus* y *Azotobacter*, resultó inferior que la aplicación individual de estas.

## **4.2. RECOMENDACIONES**

1. Repetir el experimento para alcanzar mayor precisión en los tratamientos aplicados.
2. Se recomienda preparar el sustrato utilizando como fuente de materia orgánica el guano de isla con *Cyathus* y guano de isla con *Azotobacter*, que alcanzan el mayor peso seco de la parte foliar.

## CAPITULO V

### RESUMEN

El trabajo se realizó en el vivero de Café de la Municipalidad de Pichari, ubicado en la comunidad de Otari Colonos, comprensión del Centro Poblado de Puerto Mayo, del distrito de Pichari, provincia de La Convención, departamento del Cusco, en el periodo comprendido entre diciembre de 2009 y mayo de 2010, a una altitud de 550 msnm, teniendo los siguientes objetivos: determinar la influencia del empleo de Azotobacter y Cyathus, solos y en mezcla en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de Café. Así mismo, determinar la influencia de dos fuentes de materia orgánica (humus de lombriz y guano de islas) en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de Café de la variedad caturra roja, en vivero. Se utilizó el diseño completamente randomizado (DCR), con arreglo factorial 2S x 4M más un testigo, en total 09 tratamientos con 03 repeticiones (cada repetición con 20 plántulas); se evaluaron los principales índices morfológicos: altura de la planta, grosor del tallo, número de hojas, longitud de la raíz principal, número de raíces secundarias, peso de materia verde y seca. En base a los resultados encontrados, se ha llegado a las siguientes conclusiones: 1. En altura de la planta de caféto, hasta las 18 semanas de evaluación el T6 con 22 cm, presenta mayor altura de planta seguido de T5. 2. En grosor de tallo del caféto hasta las 18 semanas, el T6 con 0.56 cm, presenta mayor grosor, seguido de T5. 3. En relación al número de par de hojas por planta, humus con Cyathus, humus y humus con Azobacter, con 8.8, 8.7 y 8.4 pares de hojas y guano de isla con Cyathus, con 8.3 pares registran mayor número de pares de hojas que los otros tratamientos. 4. En longitud de raíz principal, el

humus con Azotobacter, humus solo y humus con Cyathus y Azotobacter, con 31.4, 31.2 y 29.5 cm, respectivamente así como el guano de isla con Azotobacter, guano de isla sólo y guano de isla con Cyathus con 27.6, 27.5 y 27.3 cm, registran mayor longitud de raíz principal. 5. En número de raíces secundarias, humus con Cyathus y Azotobacter juntos, con 11.5 raíces y guano de isla con Cyathus, guano de isla solo y guano de isla con Azotobacter con 12.1, 11.6, respectivamente, tuvieron el mayor número de raíces. 6. En peso húmedo de la raíz, humus solo, humus con Azotobacter y humus con Cyathus con 3.8, 3.4 y 3.4.g, y guano de isla con Cyathus, guano de isla solo y guano de isla con Azotobacter con 4.5, 4.2 y 3.9 g, alcanzaron el mayor peso húmedo de raíz. 7. En peso seco de raíz, humus con Azotobacter con 2.22.g alcanzó el mayor peso seco de raíz. 8. En peso fresco de la parte foliar, humus solo, humus con Azotobacter y humus con Cyathus y Azotobacter, con 7.7, 7.5 y 7.0 g y guano de isla con Cyathus, guano de isla con Azotobacter y guano de isla solo, con 10.6, 10.4 y 8.5 g respectivamente, alcanzan el mayor peso de la parte foliar. 9. En peso seco de la parte foliar, el guano de isla con Cyathus y guano de isla con Azotobacter con 5.22 y 4.23 g, alcanzaron el mayor peso de la parte foliar.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. BELLAPART V. C. 1996. Nueva Agricultura Biológica. Madrid, España. Ed. MUNDI-PRENSA. 76 77p.
2. CABRERA, Q. D. 1988. Recurso Natural Renovable del Perú: Guano de islas. Separata del Fórum "fertilizantes". CONCYTEC. 25-03-88. Lima-Perú.
3. CAMASCA, V. A. 1994. Horticultura Práctica. CONCYTEC, Primera ed. Ayacucho - Perú.
4. CARVAJAL, J. F. 1985. Cafeto-Cultivo y Fertilización. 2da. Edición. Berna, Suiza. Instituto Internacional de la Potasa. 254 p.
5. CASANOVA, E. y U. VALDERRAMA. 1986. Potencial de las Rocas Fosfóricas Venezolanas en la Agricultura Nacional. en: Seminario Nacional Los Fertilizantes y la Productividad Agrícola. Caracas, MAC-PALMAVEN-UCV-FAGRO. 12 p.
6. CASTAÑEDA, E. 2000. El ABC del Cultivo de Café. Lima Perú. Edit. TECNATROP. 180p.
7. CORREA, M. 2005. Microorganismos Eficaces (en línea). Okinawa.
8. COYNE, M. 1999. Microbiología del Suelo: Un Enfoque Exploratorio. Edit. Paraninfo. Madrid, España.
9. EM RESEARCH ORGANIZATION. 2006. Tecnología EM. Okinawa, Japón. 2 p.

10. FIGUEROA, R. 1990. La Caficultura en el Perú. Lima: Edit. FIESSA
11. FISCHERSWORRING Y ROBKAMP. 2001. Guía para la Caficultura Ecológica. 153 p.
12. GUERRERO, J. 1993. Abonos Orgánicos: Tecnología Para el Manejo Ecológico de Suelos. Lima, s.e.250 p.
13. LAMPKIN, N. 2001. Agricultura Ecológica. México, Edit. MUNDI-PRENSA. 235p
14. MARTINEZ, E. y PETERS, W. 1994. Caficultura Ecológica en el Estado de Chiapas. Tapachula/México.
15. MONTEALEGRE, M. 1954. Cafetales a Pleno Sol Versus Cafetales a la Sombra. Suelos Tico 7:263-275.
16. MUSCHLER, R. 2001. Efectos de Sombra de *Erythrina poeppigiana* Sobre *Coffea arabica* var. Caturra y Catimor. In: Memorias XVIII Simposio Latinoamericano de Caficultura. Costa Rica. IICA-PROMECAFE. p. 157-162.
17. OCHSE, J Y DIJKMAN, W. 1986. Cultivo y Mejoramiento de Plantas Tropicales y Subtropicales. Vol. II, 7ª Reimpresión. Edit. LIMUSA, Impreso en México.
18. OSPINA, M. 1994. Cultivo Del Café, Nociones Elementales al Alcance de Todos los Labradores. Medellín- Colombia.

19. PÉREZ, V. 1995. Veinticinco Años de Investigación Sistemática del Cultivo de Café en Costa Rica. 1950–1975. *Agronomía Costarricense* 1:169–185.
20. RODRIGUEZ, P. 1956. Eficiencia del Guano de Islas Rico, Como Fertilizante Nitrogenados y Fosfatado en el Cultivo de Papa. Tesis de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú. 71 pp.
21. SÁNCHEZ, R. 1985. Abonos Orgánicos y Lombricultura. Lima, Edit. SERVILIBROS. 60 p.
22. SOTO, E. et al. 1981. Características Químicas y Físicas de Rocas Fosfáticas y Otras Fuentes de Fósforo. In: Congreso Venezolano de Ingeniería Química. Caracas. 10 p.
23. SUQUILANDA, M. 1996. Agricultura Orgánica. Quito, Edit. Fundación para el Desarrollo Agropecuario. 654 p.
24. TOCAGANI, H. 1987. El Café. Ed. Albatros. Republica Argentina.
25. VALDERÁBANO, I. 1992. Tesis de Ingeniero Agrónomo “Evaluación Preliminar de la Asistencia Técnica Bajo un Enfoque de Sistema de Producción, en la Zona Cafetalera de Pahuatlán. Puebla, UAEM, México”.

## FUENTES ELECTRÓNICAS

1. BURÉS, S. 2006. s.f. La Materia Orgánica (en línea). Madrid, Edit. AGROTÉCNICAS. disponible en:  
  
<http://www.terralia.com/revista8/pagina16.htm>. 2 001.
2. CORREA, M. 2005. s.f. Microorganismos Eficaces (en línea). Okinawa, JP. Consultado 27 dic. Disponible en:  
  
<http://www.fundases.com/emos.html>.
3. Historia Del Café: <http://www.cafesanmarcos.com/historia.htm>.
4. OSPINA, M. 2001. Cultivo Del Café. Medellín:  
[http://webmail.radiomarañon.org.pe/radiomaranon.org.pe/redmaranon/archivos/cafe\\_manual\\_cultivo.pdf](http://webmail.radiomarañon.org.pe/radiomaranon.org.pe/redmaranon/archivos/cafe_manual_cultivo.pdf).
5. MONROIG, M. Manual de Caficultura Sostenible:  
  
<http://academic.uprm.edu/mmonroig/id24.htm>.
6. Red de Acción en Agricultura Alternativa. Lima 1:(2000),  
<http://www.raaa.org.pe>.
7. VIVANCO, B. 2002. Elaboración de EM Bokashi y su Evaluación en el Cultivo del Maíz Bajo Riego en Zapotillo. Consultado 29 dic. 2006. disponible en: <http://www.monografias.com/trabajos15/em-bokashi/em-bokashi.shtml>.

# **Anexos**

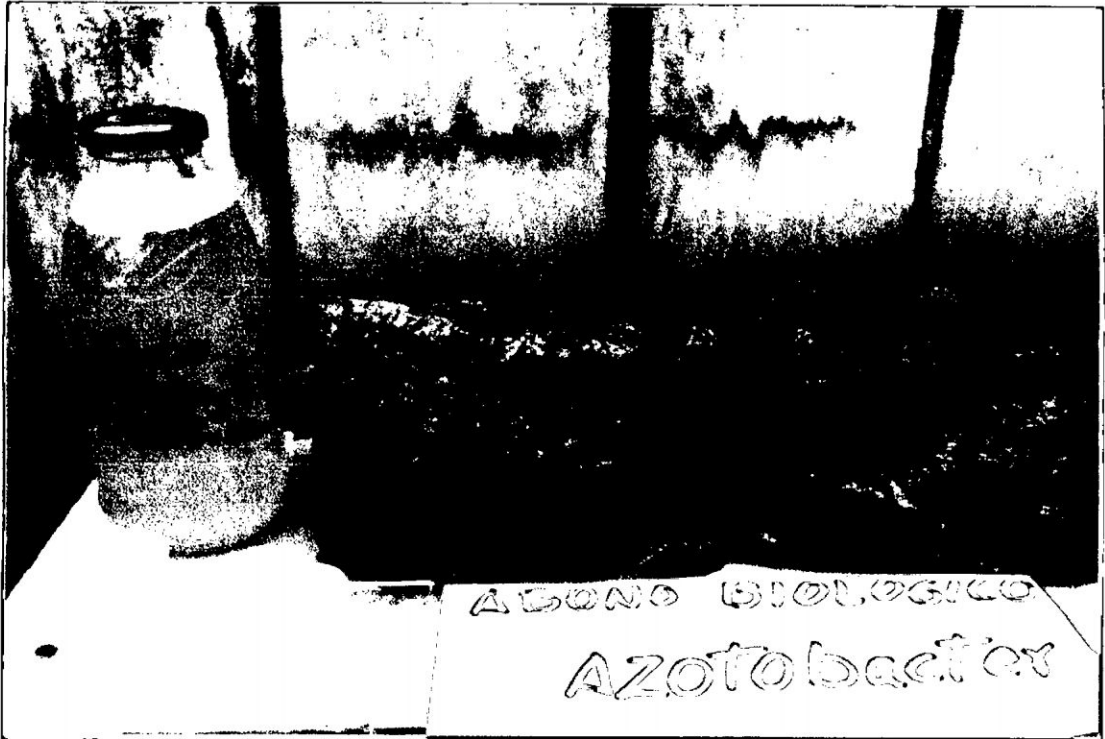


FOTO N°. 01 MICROORGANISMOS UTILIZADOS, AZOTOBACTER Y CYATHUS



FOTO N°. 02 FUENTES DE MATERIA ORGÁNICA UTILIZADOS



FOTO N°. 03 PREPARACIÓN Y EMBOLSADO DE SUSTRATO

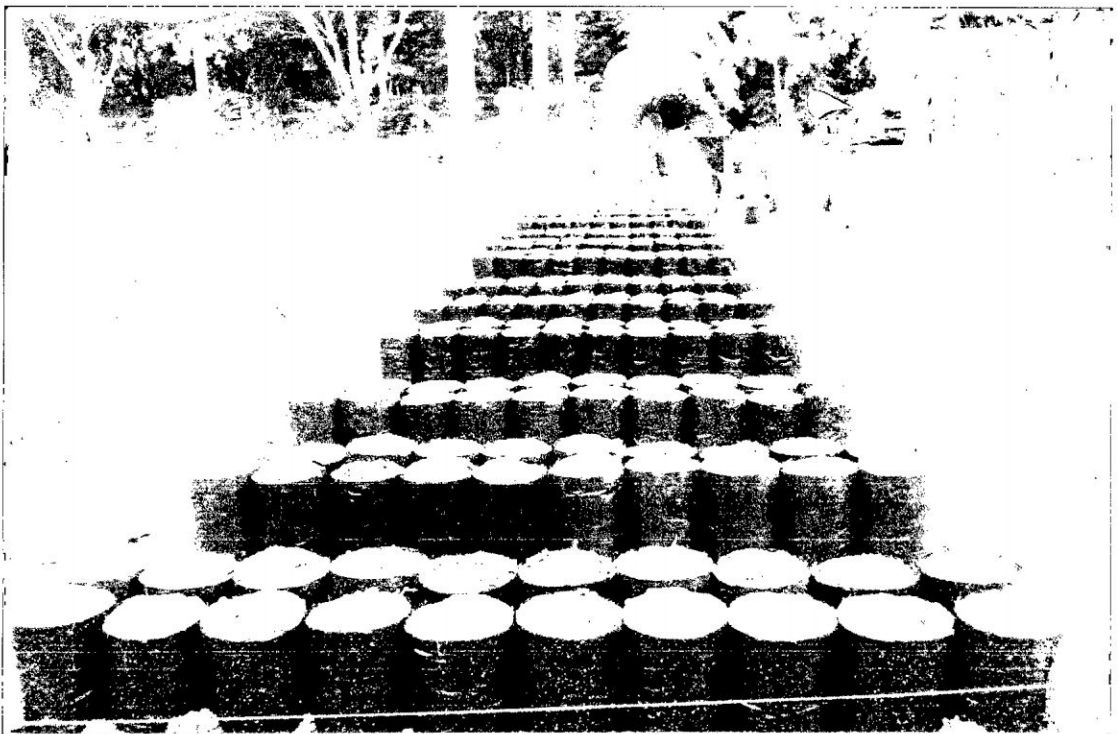


FOTO N°. 04 ACOMODO DE SUSTRATO EMBOLSADO DE ACUERDO A LOS TRATAMIENTOS



FOTO N°. 05 APLICACIÓN DE MICROORGANISMOS DE ACUERDO A LOS TRATAMIENTOS



FOTO N°. 06 REPIQUE DE PLÁNTULAS DE CAFÉ EN ESTADO DE "FOSFORITO"



FOTO N°. 07 RIEGO DE LAS PLÁNTULAS RECIEN REPICADAS



FOTO N°. 08 DESHIERBO DE PLÁNTULAS DE CAFÉ



FOTO N°. 09 PLÁNTULAS DE CAFÉ IDENTIFICAFAS CON RAFIA PARA SU EVALUACIÓN



FOTO N°. 10 EVALUACIÓN DE LA ALTURA DE PLANTA



FOTO N°. 11 EVALUACIÓN DEL NÚMERO DE PARES DE HOJAS POR PLANTÓN



FOTO N°. 12 EVALUACIÓN DE LA LONGITUD DE RAIZ PRINCIPAL



FOTO N°. 13 EVALUACIÓN DEL NÚMERO DE RAICES SECUNDARIAS



FOTO N°. 14 PESADO DE LA PARTE FOLIAR DE LOS PLANTONES

Cuadro N° 1. A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo

1ra. evaluación	T1			T2			T3			T4			T5											
	R2		R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3									
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H									
1	5,0	0,2	5,5	0,2	5,5	0,3	5,5	0,3	4,0	0,2	6,5	0,3	5,0	0,3	4,0	0,2	5,5	0,3	5,0	0,2	4,0	0,2		
2	5,5	0,2	4,5	0,2	6,0	0,2	6,0	0,2	5,5	0,3	6,0	0,3	5,5	0,2	4,5	0,3	5,0	0,2	6,0	0,3	4,5	0,2	5,0	0,3
3	4,0	0,2	5,5	0,2	6,0	0,2	6,0	0,3	5,5	0,2	5,0	0,3	6,5	0,3	4,0	0,2	4,5	0,2	5,0	0,2	6,0	0,2	4,0	0,2
4	5,0	0,2	5,0	0,2	4,0	0,2	4,0	0,2	4,0	0,2	5,0	0,2	6,0	0,2	4,0	0,3	5,0	0,2	5,0	0,3	4,0	0,2	4,0	0,2
5	5,0	0,2	6,0	0,2	6,5	0,3	5,0	0,3	4,0	0,2	6,0	0,3	5,0	0,2	5,0	0,2	4,5	0,2	5,5	0,2	6,0	0,3	4,0	0,2

1ra. evaluación	T6			T7			T8			T9												
	R2		R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3							
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H							
1	6,0	0,3	6,0	0,3	5,0	0,2	5,0	0,2	4,5	0,2	5,5	0,3	5,5	0,2	4,5	0,2	5,0	0,2	4,5	0,2	4,0	0,2
2	5,0	0,2	3,5	0,2	4,5	0,2	6,0	0,2	3,5	0,2	4,5	0,2	6,0	0,3	5,0	0,2	4,5	0,2	4,5	0,2	4,5	0,2
3	4,5	0,2	3,0	0,2	5,5	0,2	4,0	0,2	5,0	0,2	6,0	0,3	5,0	0,3	5,0	0,2	5,0	0,2	5,0	0,2	4,5	0,2
4	5,5	0,2	5,0	0,2	4,5	0,2	4,0	0,2	5,0	0,2	5,0	0,2	5,0	0,2	4,5	0,2	4,5	0,2	4,5	0,2	5,0	0,2
5	5,0	0,3	5,5	0,3	6,5	0,3	5,5	0,2	4,5	0,2	4,5	0,2	4,5	0,3	4,5	0,2	4,5	0,2	4,5	0,2	5,0	0,3

Cuadro N° 2.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo a la altura del cuello de la planta

2da. evaluación	T1			T2			T3			T4			T5									
	R2		R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3							
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H							
1	7,0	0,3	7,5	0,3	6,5	0,3	7,0	0,3	6,0	0,2	7,5	0,3	7,0	0,3	5,5	0,3	6,5	0,3	8,0	0,3	7,0	0,3
2	7,0	0,3	7,5	0,3	7,0	0,3	8,0	0,3	6,0	0,2	7,5	0,3	6,5	0,3	6,0	0,3	7,0	0,3	7,0	0,3	7,0	0,3
3	5,0	0,2	7,0	0,3	6,5	0,2	7,0	0,3	6,0	0,2	6,5	0,3	8,0	0,3	6,0	0,3	6,5	0,3	7,0	0,3	8,0	0,3
4	6,0	0,3	6,5	0,2	6,0	0,2	6,0	0,3	5,5	0,2	6,0	0,3	7,0	0,3	5,5	0,2	6,5	0,3	8,0	0,3	7,0	0,3
5	7,0	0,3	8,0	0,3	7,0	0,3	6,5	0,2	6,5	0,2	7,5	0,3	7,0	0,2	6,5	0,2	6,0	0,2	7,0	0,3	9,0	0,3

2da. evaluación	T6			T7			T8			T9												
	R2		R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3	R1		R2	R3							
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H							
1	8,0	0,3	9,0	0,3	8,0	0,3	6,5	0,3	7,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	5,0	0,3	6,5	0,3	6,5	0,3	5,5	0,3
2	7,5	0,3	7,0	0,3	7,0	0,3	5,5	0,3	8,0	0,3	7,5	0,3	8,0	0,3	5,0	0,3	5,0	0,3	5,0	0,3	6,0	0,3
3	7,0	0,3	6,5	0,3	8,0	0,3	7,0	0,3	6,0	0,3	9,0	0,3	7,0	0,3	6,0	0,3	5,0	0,3	5,0	0,3	5,5	0,2
4	8,0	0,3	7,5	0,3	7,5	0,3	7,0	0,3	7,0	0,3	7,0	0,3	7,0	0,3	5,5	0,3	5,5	0,3	5,5	0,3	6,5	0,2
5	6,5	0,3	8,5	0,3	8,0	0,3	7,0	0,3	7,0	0,3	7,5	0,3	7,0	0,3	6,5	0,3	6,5	0,3	5,5	0,3	5,0	0,3

H = altura de la planta medido del cuello al ápice (cm.)  
 G = Grosor del tallo medido en el cuello de la planta (cm.)

Cuadro N° 3.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo

3ra. evaluación	T1			T2			T3			T4			T5									
	R2		R3	R1		R2	R3		R1		R2	R3		R1		R2	R3					
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G				
1	8,0	0,3	8,5	0,3	7,0	0,2	8,0	0,3	9,0	0,2	8,5	0,3	8,0	0,3	7,0	0,2	11,0	0,3	8,5	0,3	9,0	0,3
2	7,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	9,0	0,3	8,0	0,2	9,0	0,3	7,0	0,3	8,0	0,3	11,0	0,3	8,5	0,3	9,0	0,3
3	5,0	0,2	9,0	0,3	7,0	0,2	8,0	0,3	7,0	0,2	7,0	0,3	9,0	0,3	8,0	0,3	10,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3
4	7,0	0,3	8,0	0,3	7,0	0,2	7,0	0,2	8,0	0,2	7,0	0,3	8,0	0,3	6,0	0,2	10,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3
5	8,0	0,3	10,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	8,5	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3

3ra. evaluación	T6			T7			T8			T9												
	R2		R3	R1		R2	R3		R1		R2	R3										
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G								
1	10,0	0,3	12,0	0,3	9,5	0,3	7,0	0,3	10	0,3	12,0	0,3	9,0	0,3	6,5	0,3	5,5	0,3	5,5	0,3	5,5	0,3
2	9,0	0,3	9,0	0,3	8,5	0,3	7,0	0,3	9,5	0,3	8,5	0,3	10,0	0,3	6,0	0,3	5,0	0,3	5,0	0,3	5,0	0,3
3	9,5	0,3	9,0	0,3	9,5	0,3	9,0	0,3	7,0	0,3	11,0	0,3	9,5	0,3	5,5	0,2	5,5	0,3	6,0	0,3	6,0	0,3
4	10,0	0,3	11,0	0,3	9,5	0,3	9,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	9,0	0,3	5,0	0,3	5,5	0,2	6,5	0,3	6,5	0,3
5	9,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	9,5	0,3	9,5	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	7,5	0,3	6,0	0,2	6,0	0,2	6,0	0,2

Cuadro N° 4.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo

4ta. evaluación	T1			T2			T3			T4			T5									
	R2		R3	R1		R2	R3		R1		R2	R3		R1		R2	R3					
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G				
1	8,5	0,3	10,0	0,3	8,0	0,2	8,0	0,3	7,5	0,3	9,0	0,3	8,0	0,3	7,0	0,3	13,0	0,3	12,0	0,3	11,0	0,3
2	9,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	7,0	0,2	8,0	0,3	7,5	0,3	8,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3
3	6,0	0,2	10,0	0,3	7,0	0,2	8,5	0,3	8,0	0,3	6,5	0,2	8,0	0,3	7,0	0,3	11,5	0,3	10,0	0,3	11,0	0,3
4	7,0	0,3	7,0	0,3	9,0	0,3	7,0	0,2	8,0	0,3	6,0	0,2	7,5	0,3	6,0	0,2	18,0	0,3	18,0	0,3	12,0	0,3
5	7,0	0,3	10,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	7,0	0,2	8,0	0,3	7,0	0,2	6,5	0,3	10,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3

4ta. evaluación	T6			T7			T8			T9												
	R2		R3	R1		R2	R3		R1		R2	R3										
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G								
1	12,0	0,3	14,0	0,3	12,0	0,3	11,0	0,3	10,0	0,3	11,0	0,3	12,0	0,3	9,5	0,3	7,5	0,3	8,0	0,3	5,5	0,2
2	11,0	0,3	12,0	0,3	11,0	0,3	10,0	0,3	11,0	0,3	7,0	0,3	10,0	0,3	12,5	0,3	7,5	0,3	5,5	0,2	6,0	0,3
3	12,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	7,5	0,3	13,0	0,3	12,0	0,3	6,5	0,3	6,5	0,3	6,0	0,3	6,5	0,3
4	11,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	12,0	0,3	10,0	0,3	12,0	0,3	11,0	0,3	6,0	0,3	6,0	0,3	6,0	0,3	6,5	0,3
5	11,0	0,3	12,5	0,3	11,0	0,3	11,5	0,3	11,0	0,3	10,0	0,3	11,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	9,0	0,3	6,0	0,3

H = altura de la planta medido del cuello al ápice (cm.)  
 G = Grosor del tallo medido en el cuello de la planta (cm.)

Cuadro N° 5.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo de la planta

Sta. evaluación	T1						T2						T3						T4						T5											
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3							
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G						
1	14,0	0,4	12,0	0,4	10,0	0,3	12,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,4	14,0	0,4	10,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	16,0	0,4	15,0	0,4		
2	12,0	0,4	9,0	0,3	11,0	0,4	11,0	0,3	8,0	0,3	12,0	0,4	10,0	0,3	10,0	0,3	9,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	8,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	14,0	0,4	14,0	0,4
3	7,0	0,3	14,0	0,4	11,0	0,3	10,0	0,3	9,0	0,3	13,0	0,4	9,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	7,0	0,3	14,0	0,4	12,0	0,3	14,0	0,4	14,0	0,4	14,0	0,4	14,0	0,4	14,0	0,4
4	11,0	0,3	10,0	0,3	11,0	0,4	10,0	0,3	12,0	0,3	10,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	8,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	15,0	0,4	11,0	0,3	15,0	0,4
5	11,0	0,3	13,0	0,4	10,0	0,3	12,0	0,4	12,0	0,4	14,0	0,4	13,0	0,4	12,0	0,4	10,0	0,3	10,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	14,0	0,4	17,0	0,4	14,0	0,4	15,0	0,4

Sta. evaluación	T6						T7						T8						T9															
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3					
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G				
1	14,0	0,4	18,0	0,4	15,0	0,4	14,0	0,4	13,0	0,3	12,0	0,3	13,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	8,0	0,2	8,0	0,2
2	15,0	0,4	15,0	0,4	14,0	0,4	14,0	0,4	16,0	0,3	16,0	0,3	9,0	0,3	12,0	0,3	16,0	0,4	16,0	0,4	13,0	0,3	9,0	0,3	13,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3
3	17,0	0,4	18,0	0,4	16,0	0,4	14,0	0,4	10,0	0,3	13,0	0,3	20,0	0,4	14,0	0,4	15,0	0,4	15,0	0,4	8,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	8,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3
4	14,0	0,4	18,0	0,4	15,0	0,4	17,0	0,4	15,0	0,4	15,0	0,4	15,0	0,4	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3
5	14,0	0,4	15,0	0,4	15,0	0,4	17,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	14,0	0,3	13,0	0,3	14,0	0,3	11,0	0,3	12,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	10,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3

Cuadro N° 6.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo

Sta. evaluación	T1						T2						T3						T4						T5											
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3							
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G						
1	18,0	0,4	17,0	0,4	12,0	0,3	14,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,4	15,0	0,4	13,0	0,3	14,0	0,3	14,0	0,3	14,0	0,3	14,0	0,3	14,0	0,3	16,0	0,3	16,0	0,3	19,0	0,4	19,0	0,4		
2	14,0	0,4	14,0	0,3	14,0	0,4	15,0	0,3	10,0	0,3	15,0	0,4	12,0	0,3	14,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	15,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	9,0	0,3	14,0	0,3	14,0	0,3	17,0	0,4	16,0	0,4
3	10,0	0,3	18,0	0,4	15,0	0,3	12,0	0,3	13,0	0,3	15,0	0,4	11,0	0,3	14,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	10,0	0,3	13,0	0,4	14,0	0,3	14,0	0,3	16,0	0,4	16,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4
4	16,0	0,4	15,0	0,3	16,0	0,4	13,0	0,3	15,0	0,3	14,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	15,0	0,3	15,0	0,3	10,0	0,3	15,0	0,3	15,0	0,3	14,0	0,3	18,0	0,4	18,0	0,4	18,0	0,4	18,0	0,4
5	16,0	0,4	17,0	0,4	14,0	0,3	16,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	17,0	0,4	14,0	0,4	15,0	0,3	15,0	0,3	12,0	0,3	14,0	0,4	14,0	0,3	14,0	0,3	15,0	0,4	15,0	0,4	20,0	0,4	19,0	0,4

Sta. evaluación	T6						T7						T8						T9															
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3					
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G				
1	16,0	0,4	20,0	0,4	16,0	0,4	15,0	0,4	15,0	0,3	14,0	0,3	14,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	14,0	0,3	15,0	0,3	14,0	0,3	15,0	0,3	10,0	0,2	10,0	0,2	10,0	0,2		
2	16,0	0,4	22,0	0,4	17,0	0,4	14,0	0,3	17,0	0,3	13,0	0,3	10,0	0,3	13,0	0,3	16,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	12,0	0,3	11,0	0,3	12,0	0,3	11,0	0,3		
3	20,0	0,4	19,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	13,0	0,3	16,0	0,3	21,0	0,4	14,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	11,0	0,3	9,0	0,3	9,0	0,3	15,0	0,3	15,0	0,3	15,0	0,3		
4	14,0	0,4	20,0	0,4	16,0	0,4	19,0	0,4	19,0	0,4	16,0	0,4	17,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3
5	15,0	0,4	19,0	0,4	15,0	0,4	17,0	0,4	19,0	0,4	13,0	0,3	15,0	0,3	14,0	0,3	11,0	0,3	11,0	0,3	14,0	0,3	14,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3

H = altura de la planta medido del cuello al ápice (cm.)  
 G = Grosor del tallo medido en el cuello de la planta (cm.)

Cuadro N° 7.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo

7ma. evaluación	T1						T2						T3						T4						T5					
	R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3			
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G		
1	19,0	0,5	17,0	0,5	16,0	0,4	16,0	0,3	15,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	20,0	0,6	20,0	0,6	17,0	0,4		
2	17,0	0,4	17,0	0,5	16,0	0,4	17,0	0,4	14,0	0,4	15,0	0,4	18,0	0,5	17,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	16,0	0,4	15,0	0,4	19,0	0,5	16,0	0,4		
3	12,0	0,3	19,0	0,6	17,0	0,4	18,0	0,5	17,0	0,5	17,0	0,4	14,0	0,3	17,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	13,0	0,3	15,0	0,4	17,0	0,4	19,0	0,5	17,0	0,4
4	14,0	0,5	17,0	0,4	18,0	0,5	15,0	0,4	19,0	0,5	18,0	0,5	14,0	0,3	19,0	0,5	15,0	0,4	14,0	0,3	12,0	0,3	12,0	0,3	18,0	0,5	14,0	0,3	17,0	0,4
5	17,0	0,5	19,0	0,5	15,0	0,3	16,0	0,4	17,0	0,4	19,0	0,5	16,0	0,4	18,0	0,5	13,0	0,3	16,0	0,4	13,0	0,3	13,0	0,3	17,0	0,4	21,0	0,6	20,0	0,6

7ma. evaluación	T6						T7						T8						T9									
	R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3	
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G
1	16,0	0,4	21,0	0,6	18,0	0,5	18,0	0,5	15,0	0,4	15,0	0,4	12,0	0,3	13,0	0,4	16,0	0,4	12,0	0,3	15,0	0,4	16,0	0,4	15,0	0,4	13,0	0,3
2	16,0	0,4	23,0	0,8	19,0	0,5	15,0	0,3	18,0	0,5	11,0	0,3	13,0	0,3	16,0	0,4	16,0	0,4	16,0	0,4	14,0	0,4	16,0	0,4	14,0	0,4	13,0	0,3
3	20,0	0,5	21,0	0,6	17,0	0,4	18,0	0,5	16,0	0,4	22,0	0,6	16,0	0,4	16,0	0,4	22,0	0,6	16,0	0,4	12,0	0,3	12,0	0,3	15,0	0,4	15,0	0,4
4	16,0	0,4	23,0	0,7	18,0	0,4	20,0	0,6	20,0	0,6	16,0	0,4	18,0	0,5	13,0	0,3	13,0	0,3	13,0	0,3	14,0	0,4	13,0	0,3	14,0	0,4	16,0	0,4
5	16,0	0,4	20,0	0,6	16,0	0,4	18,0	0,5	20,0	0,6	14,0	0,3	16,0	0,4	12,0	0,3	16,0	0,4	14,0	0,4	13,0	0,3	15,0	0,4	13,0	0,3	16,0	0,4

Cuadro N° 8.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo

8va. evaluación	T1						T2						T3						T4						T5					
	R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3			
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G		
1	20,0	0,5	19,0	0,5	19,0	0,4	18,0	0,3	17,0	0,4	18,0	0,4	19,0	0,4	19,0	0,4	19,0	0,4	19,0	0,4	18,0	0,4	18,0	0,4	21,0	0,6	19,0	0,4		
2	19,0	0,4	19,0	0,5	18,0	0,4	19,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	20,0	0,5	19,0	0,4	17,0	0,4	19,0	0,4	19,0	0,4	17,0	0,4	20,0	0,5	20,0	0,4		
3	13,0	0,3	20,0	0,6	18,0	0,4	20,0	0,5	19,0	0,5	18,0	0,4	17,0	0,3	19,0	0,4	18,0	0,4	18,0	0,4	16,0	0,3	17,0	0,4	19,0	0,4	20,0	0,5	20,0	0,4
4	18,0	0,5	20,0	0,4	20,0	0,5	18,0	0,4	20,0	0,5	20,0	0,5	18,0	0,4	18,0	0,3	20,0	0,5	15,0	0,3	18,0	0,5	19,0	0,4	20,0	0,5	15,0	0,3	19,0	0,4
5	18,0	0,5	20,0	0,5	17,0	0,3	18,0	0,4	19,0	0,4	21,0	0,5	19,0	0,5	18,0	0,4	20,0	0,5	15,0	0,3	20,0	0,4	18,0	0,4	22,0	0,6	22,0	0,6	22,0	0,6

8va. evaluación	T6						T7						T8						T9									
	R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3	
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G
1	18,0	0,4	23,0	0,6	19,0	0,5	20,0	0,5	18,0	0,4	17,0	0,4	18,0	0,4	13,0	0,3	13,0	0,3	17,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	15,0	0,3	15,0	0,3
2	17,0	0,4	24,0	0,8	20,0	0,5	16,0	0,3	20,0	0,5	18,0	0,5	15,0	0,3	15,0	0,3	17,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	16,0	0,4	14,0	0,3	14,0	0,3
3	23,0	0,5	24,0	0,6	18,0	0,4	20,0	0,5	17,0	0,4	19,0	0,4	23,0	0,6	17,0	0,4	17,0	0,4	15,0	0,3	14,0	0,3	15,0	0,3	18,0	0,4	18,0	0,4
4	18,0	0,4	24,0	0,7	19,0	0,4	21,0	0,6	21,0	0,6	19,0	0,4	20,0	0,5	14,0	0,3	15,0	0,3	16,0	0,3	15,0	0,3	16,0	0,3	15,0	0,3	18,0	0,4
5	19,0	0,4	21,0	0,6	17,0	0,4	21,0	0,5	22,0	0,6	16,0	0,3	18,0	0,4	15,0	0,4	14,0	0,3	17,0	0,4	15,0	0,3	17,0	0,4	15,0	0,3	17,0	0,4

H = altura de la planta medido del cuello al ápice (cm.)

G = Grosor del tallo medido en el cuello de la planta (cm.)

Cuadro N° 9.A. Datos de la evaluación de altura de planta y grosor de tallo

9na. evaluación	T1						T2						T3						T4						T5							
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3			
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G		
1	21,0	0,5	20,0	0,5	21,0	0,4	22,0	0,5	20,0	0,4	20,0	0,4	20,0	0,5	21,0	0,4	20,0	0,5	20,0	0,5	20,0	0,4	23,0	0,6	22,0	0,6	23,0	0,5	22,0	0,5	23,0	0,5
2	21,0	0,5	20,0	0,5	20,0	0,4	22,0	0,5	20,0	0,4	21,0	0,4	20,0	0,4	22,0	0,5	20,0	0,4	20,0	0,5	20,0	0,4	19,0	0,5	22,0	0,5	22,0	0,5	22,0	0,5	22,0	0,5
3	15,0	0,3	21,0	0,6	20,0	0,5	22,0	0,5	21,0	0,5	20,0	0,5	19,0	0,4	22,0	0,4	20,0	0,4	20,0	0,4	17,0	0,3	19,0	0,5	21,0	0,5	22,0	0,5	21,0	0,5	21,0	0,5
4	20,0	0,5	22,0	0,5	22,0	0,5	20,0	0,4	21,0	0,5	22,0	0,5	20,0	0,4	20,0	0,3	24,0	0,5	18,0	0,3	22,0	0,5	21,0	0,4	23,0	0,5	17,0	0,4	22,0	0,5	22,0	0,5
5	19,0	0,5	22,0	0,5	19,0	0,5	20,0	0,5	20,0	0,5	24,0	0,5	21,0	0,5	22,0	0,4	21,0	0,5	16,0	0,4	21,0	0,5	20,0	0,5	20,0	0,5	24,0	0,6	24,0	0,6	24,0	0,6

9na. evaluación	T6						T7						T8						T9													
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3			
	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G	H	G		
1	20,0	0,5	25,0	0,6	21,0	0,5	23,0	0,5	20,0	0,5	18,0	0,4	20,0	0,5	14,0	0,5	13,0	0,4	20,0	0,5	19,0	0,5	18,0	0,4	20,0	0,5	19,0	0,5	18,0	0,4	19,0	0,5
2	19,0	0,4	27,0	0,8	24,0	0,5	17,0	0,4	21,0	0,5	18,0	0,5	16,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,5	19,0	0,5	18,0	0,5	18,0	0,4	17,0	0,4	19,0	0,5	18,0	0,4	17,0	0,4
3	24,0	0,6	26,0	0,7	19,0	0,5	23,0	0,6	19,0	0,5	21,0	0,5	25,0	0,7	18,0	0,5	18,0	0,5	17,0	0,4	17,0	0,4	17,0	0,4	22,0	0,5	17,0	0,4	22,0	0,5	22,0	0,5
4	20,0	0,5	25,0	0,7	20,0	0,5	22,0	0,6	24,0	0,6	21,0	0,5	21,0	0,6	16,0	0,5	16,0	0,5	17,0	0,5	17,0	0,4	16,0	0,4	20,0	0,6	17,0	0,4	20,0	0,6	20,0	0,6
5	21,0	0,5	23,0	0,6	19,0	0,5	23,0	0,6	23,0	0,6	18,0	0,5	19,0	0,6	16,0	0,5	15,0	0,4	18,0	0,5	18,0	0,5	18,0	0,4	19,0	0,5	18,0	0,5	19,0	0,5	19,0	0,5

H = altura de la planta medido del cuello al ápice (cm.)

G = Grosor del tallo medido en el cuello de la planta (cm.)

Cuadro N° 10.A. Datos de la evaluación de número de pares de hojas, longitud de la raíz principal y número de raíces secundarias

Planta	T1									T2									T3														
	R1			R2			R3			R1			R2			R3			R1			R2			R3								
	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS						
1	9.0	25.0	12.0	9.0	34.0	10.0	8.0	25.0	10.0	9.0	27.0	10.0	9.0	27.0	11.0	9.0	25.0	10.0	8.0	30.0	10.0	8.0	32.0	10.0	8.0	30.0	10.0	8.0	32.0	10.0	8.0	30.0	10.0
2	9.0	36.0	8.0	9.0	28.0	10.0	8.0	35.0	7.0	9.0	25.0	11.0	9.0	25.0	10.0	9.0	26.0	11.0	8.0	31.0	12.0	8.0	31.0	7.0	8.0	29.0	7.0	8.0	29.0	7.0	8.0	29.0	7.0
3	8.0	35.0	7.0	9.0	34.0	11.0	8.0	36.0	8.0	9.0	28.0	9.0	9.0	27.0	12.0	9.0	28.0	12.0	9.0	32.0	11.0	9.0	35.0	11.0	9.0	32.0	11.0	9.0	35.0	11.0	9.0	32.0	9.0
4	8.0	36.0	8.0	10.0	23.0	11.0	9.0	34.0	8.0	9.0	33.0	8.0	8.0	28.0	9.0	8.0	27.0	8.0	8.0	29.0	12.0	8.0	27.0	10.0	8.0	29.0	12.0	8.0	27.0	10.0	9.0	29.0	11.0
5	8.0	34.0	9.0	10.0	26.0	8.0	9.0	28.0	9.0	9.0	39.0	13.0	8.0	30.0	8.0	9.0	31.0	9.0	8.0	33.0	10.0	10.0	38.0	12.0	8.0	33.0	10.0	8.0	33.0	10.0	8.0	33.0	10.0

Planta	T4									T5									T6														
	R1			R2			R3			R1			R2			R3			R1			R2			R3								
	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS						
1	8.0	30.0	10.0	8.0	33.0	10.0	8.0	30.0	10.0	8.0	26.0	10.0	8.0	26.0	10.0	8.0	27.0	10.0	8.0	28.0	10.0	8.0	28.0	10.0	8.0	28.0	10.0	8.0	28.0	10.0	8.0	26.0	10.0
2	8.0	27.0	11.0	8.0	28.0	11.0	8.0	29.0	11.0	6.0	29.0	12.0	8.0	28.0	11.0	7.0	29.0	10.0	8.0	27.0	12.0	8.0	26.0	11.0	8.0	27.0	12.0	8.0	27.0	12.0	8.0	27.0	12.0
3	8.0	32.0	12.0	8.0	27.0	13.0	8.0	28.0	12.0	7.0	26.0	11.0	7.0	28.0	12.0	6.0	28.0	11.0	9.0	27.0	13.0	8.0	27.0	13.0	8.0	27.0	13.0	8.0	27.0	13.0	8.0	28.0	13.0
4	7.0	29.0	12.0	8.0	33.0	14.0	7.0	31.0	10.0	8.0	28.0	13.0	7.0	27.0	13.0	6.0	28.0	12.0	8.0	26.0	14.0	8.0	28.0	10.0	8.0	26.0	14.0	8.0	26.0	13.0	8.0	26.0	13.0
5	8.0	30.0	12.0	7.0	28.0	12.0	7.0	28.0	13.0	8.0	28.0	13.0	6.0	28.0	13.0	7.0	27.0	13.0	9.0	29.0	10.0	8.0	29.0	14.0	9.0	29.0	10.0	8.0	28.0	14.0	9.0	28.0	14.0

Planta	T7									T8									T9														
	R1			R2			R3			R1			R2			R3			R1			R2			R3								
	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS	NH	LRP	NRS						
1	8.0	27.0	11.0	7.0	27.0	10.0	8.0	28.0	11.0	8.0	21.0	13.0	7.0	21.0	10.0	7.0	20.0	10.0	7.0	24.0	9.0	8.0	27.0	13.0	8.0	24.0	10.0	8.0	24.0	10.0	8.0	24.0	10.0
2	7.0	24.0	10.0	8.0	24.0	13.0	7.0	27.0	12.0	7.0	22.0	11.0	8.0	20.0	11.0	8.0	21.0	12.0	8.0	25.0	10.0	8.0	23.0	12.0	7.0	26.0	11.0	8.0	26.0	11.0	8.0	26.0	11.0
3	8.0	24.0	12.0	7.0	30.0	11.0	7.0	24.0	10.0	7.0	20.0	12.0	7.0	22.0	12.0	7.0	20.0	12.0	8.0	27.0	11.0	7.0	23.0	9.0	8.0	28.0	12.0	8.0	28.0	12.0	8.0	28.0	12.0
4	7.0	33.0	13.0	7.0	31.0	12.0	8.0	30.0	13.0	7.0	22.0	12.0	7.0	22.0	12.0	8.0	22.0	13.0	8.0	28.0	12.0	7.0	28.0	11.0	8.0	27.0	13.0	8.0	27.0	13.0	8.0	27.0	13.0
5	8.0	30.0	11.0	8.0	22.0	11.0	8.0	33.0	12.0	8.0	26.0	10.0	7.0	25.0	13.0	7.0	24.0	11.0	7.0	27.0	13.0	8.0	27.0	11.0	8.0	28.0	10.0	8.0	28.0	10.0	8.0	28.0	10.0

NH = N° de pares de hojas por planta  
 LRP = Longitud de la raíz principal  
 NRS = N° de raíces secundarias

Cuadro N° 11.A. Datos de la evaluación de peso húmedo de la raíz y peso húmedo de la parte foliar

Planta	T1						T2						T3						T4						T5							
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3			
	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF		
1	4.0	6.0	5.0	8.0	4.0	10.0	4.0	4.0	4.0	6.0	2.0	4.0	4.0	7.0	4.0	8.0	2.0	8.0	2.0	8.0	2.0	6.0	3.0	7.0	7.0	13.0	7.0	10.0	7.0	11.0		
2	4.0	10.0	4.0	6.0	4.0	6.0	4.0	4.0	6.0	4.0	4.0	4.0	9.0	4.0	9.0	4.0	9.0	2.0	7.0	2.0	7.0	2.0	3.0	2.0	4.0	3.0	9.0	4.0	8.0	3.0	8.0	
3	3.0	8.0	4.0	6.0	4.0	8.0	2.0	4.0	4.0	4.0	4.0	6.0	2.0	8.0	2.0	7.0	2.0	6.0	4.0	6.0	4.0	6.0	4.0	6.0	4.0	8.0	2.0	6.0	3.0	7.0	3.0	7.0
4	4.0	14.0	4.0	6.0	4.0	6.0	4.0	6.0	4.0	6.0	4.0	8.0	4.0	7.0	4.0	8.0	4.0	8.0	4.0	8.0	4.0	10.0	4.0	9.0	4.0	8.0	4.0	8.0	4.0	8.0	4.0	8.0
5	4.0	10.0	2.0	6.0	4.0	6.0	2.0	4.0	2.0	4.0	2.0	6.0	4.0	8.0	4.0	7.0	4.0	7.0	3.0	7.0	2.0	8.0	3.0	8.0	4.0	8.0	4.0	8.0	4.0	4.0	8.0	8.0

Planta	T6						T7						T8						T9													
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3			
	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF	PHR	PHF		
1	4.0	10.0	4.0	14.0	4.0	14.0	4.0	12.0	4.0	10.0	4.0	12.0	4.0	6.0	4.0	8.0	3.0	7.0	4.0	6.0	4.0	8.0	3.0	7.0	3.0	8.0	5.0	7.0	5.0	7.0		
2	3.0	8.0	6.0	10.0	6.0	11.0	3.0	10.0	4.0	12.0	4.0	10.0	2.0	6.0	3.0	7.0	2.0	6.0	4.0	9.0	4.0	9.0	3.0	7.0	2.0	6.0	4.0	9.0	3.0	7.0	2.0	6.0
3	5.0	12.0	4.0	8.0	4.0	8.0	4.0	12.0	4.0	12.0	3.0	12.0	4.0	8.0	4.0	9.0	2.0	8.0	2.0	6.0	2.0	6.0	2.0	6.0	3.0	8.0	2.0	6.0	3.0	8.0	3.0	8.0
4	4.0	12.0	3.0	10.0	6.0	12.0	4.0	12.0	3.0	6.0	4.0	8.0	4.0	8.0	2.0	8.0	4.0	8.0	2.0	8.0	2.0	8.0	3.0	7.0	2.0	8.0	2.0	8.0	2.0	8.0	2.0	8.0
5	4.0	8.0	5.0	12.0	5.0	10.0	4.0	8.0	5.0	10.0	5.0	10.0	2.0	8.0	4.0	8.0	4.0	6.0	3.0	7.0	2.0	8.0	2.0	8.0	3.0	7.0	2.0	8.0	5.0	7.0	5.0	7.0

PHR = Peso húmedo de la raíz  
 PHF = Peso húmedo de la parte foliar

Cuadro N° 12.A. Datos de la evaluación de peso seco de la raíz y peso seco de la parte foliar

Planta	T1						T2						T3						T4						T5					
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3	
	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF
1	1.2	2.8	1.9	2.1	1.5	2.6	2.0	3.0	1.9	3.1	2.0	3.1	1.9	3.5	1.9	3.1	1.9	3.3	1.6	3.5	0.9	2.1	1.1	2.5	2.4	5.6	2.3	5.5	2.1	5.6
2	1.8	4.2	1.2	1.8	1.7	4.7	2.0	3.0	1.7	3.2	1.9	3.0	2.5	3.2	2.4	3.6	2.3	3.5	1.4	3.6	1.3	2.7	1.2	2.8	1.9	4.1	1.8	4.4	1.7	4.7
3	1.8	4.2	2.0	2.5	1.8	4.3	1.6	2.4	1.9	2.5	2.0	2.9	2.6	3.7	2.5	3.5	2.6	3.9	2.1	3.7	1.6	3.4	1.3	3.5	1.8	4.2	1.7	4.1	1.6	4.2
4	1.8	4.2	1.9	2.1	2.0	4.2	1.2	1.8	2.0	2.9	1.8	2.5	2.4	3.6	2.4	3.6	2.2	3.1	2.0	4.1	2.3	4.7	2.0	4.1	1.7	3.3	1.8	3.2	1.6	3.1
5	2.1	4.9	1.2	2.8	1.9	2.6	2.0	3.0	2.1	3.1	1.9	2.6	2.0	3.1	1.9	3.1	1.8	3.6	1.8	3.6	1.6	3.4	1.6	3.6	1.5	2.5	1.5	2.6	1.4	2.7

Planta	T6						T7						T8						T9											
	R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3		R1		R2		R3	
	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF	PSR	PSF
1	1.7	6.0	1.8	6.2	1.8	6.1	1.8	4.2	1.8	4.0	1.9	4.2	1.8	3.2	1.9	3.3	1.7	3.4	2.0	3.5	2.1	3.9	2.1	3.9	2.1	3.7	2.1	3.7	2.1	3.7
2	1.9	6.3	1.9	6.1	1.9	5.9	1.5	3.5	1.4	3.0	1.6	3.3	1.4	2.6	1.6	3.0	1.4	3.1	1.5	3.2	1.4	2.6	1.4	2.6	1.7	3.1	1.7	3.1	1.7	3.1
3	1.7	4.5	1.6	4.4	1.6	4.0	1.1	4.9	1.2	4.6	1.3	4.8	2.5	4.5	2.1	4.1	2.0	4.4	1.8	4.1	1.5	2.5	1.5	2.5	1.7	4.2	1.7	4.2	1.7	4.2
4	1.8	5.1	1.7	5.3	1.6	5.2	1.9	4.1	1.8	4.2	2.0	4.3	2.1	3.9	2.0	3.1	1.9	3.3	2.0	3.2	1.7	3.3	2.1	3.1	2.1	3.1	2.1	3.1	2.1	3.1
5	1.7	4.5	1.6	4.4	1.8	4.3	2.2	4.8	2.1	4.9	2.2	4.7	2.2	3.8	1.8	3.7	1.9	3.5	1.6	3.6	1.8	3.2	1.8	3.2	1.8	3.7	1.8	3.2	1.8	3.7

PSR = Peso seco de la raíz

PSF = Peso seco de la parte foliar