



“Por un Desarrollo
Agrario
Integral y Sostenible”

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

Trabajo de Tesis

Bioplaguicidas estimulantes de crecimiento y controladores de patógenos de suelo en plántulas de café (*Coffea arabica* L.) en la finca Las Pilas, San Lucas-Somoto

Autores

Br. Hayners Eluis Chavarría Reyes

Br. Jenny Vanesa Pravia Orozco

Asesora

MSc. Rosario Chavarría Sánchez

**Managua, Nicaragua
Julio, 2021**



“Por un Desarrollo
Agrario
Integral y Sostenible”

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

Trabajo de Tesis

Bioplaguicidas estimulantes de crecimiento y controladores de patógenos de suelo en plántulas de café (*Coffea arabica* L.) en la finca Las Pilas, San Lucas-Somoto

Autores

Br. Hayners Eluis Chavarría Reyes

Br. Jenny Vanesa Pravia Orozco

Asesora

MSc. Rosario Chavarría Sánchez

Presentado a la consideración del honorable tribunal examinador como requisito final para optar al grado de Ingeniero Agrónomo

**Managua, Nicaragua
Julio, 2021**

Hoja de aprobación del Tribunal Examinador

Este trabajo de graduación fue evaluado y aprobado por el honorable Tribunal Examinador designado por el Decanato de la Facultad de Agronomía como requisito final para optar al título profesional de:

Ingeniero Agrónomo

Miembros del Tribunal Examinador

Presidente (Grado académico y nombre)

Secretario (Grado académico y nombre)

Vocal (Grado académico y nombre)

Lugar y Fecha: _____

DEDICATORIA

A Dios, por darme sabiduría, salud, protección, y por darme el privilegio y la oportunidad de llegar hasta esta etapa de mi vida con éxitos.

A mi madre Ileana Reyes, por todo su apoyo, su amor incondicional a lo largo de toda mi vida y de esta etapa de preparación profesional.

A mi querida y apreciada abuela Vidalina Velásquez, por ser el motor que siempre me inspira para salir adelante con esfuerzos y honestidad.

A mis hermanos, Cristofer Chavarría, Samir Chavarría, Rajib Chavarría y a mi hermana Crislie Chavarría que de una u otra forma me han ayudado en toda circunstancia para poder culminar mis estudios.

A mi persona, por tanto esfuerzo, tantas dificultades, sacrificios y ánimos de superación por seguir hacia adelante en esta vida, luchando, superando toda adversidad y poder cada día cumplir mis metas.

Br. Hayners Eluis Chavarría Reyes

DEDICATORIA

A mis padres, José Cruz Pravia e Hilda Orozco por ayudarme en mis estudios

A mis hermanas Katherine Pravia y Gladis Pravia por el apoyo incondicional

A mi hija Rihanny Esperanza Osorio Pravia por dárme las fuerzas de seguir adelante

A Diego Alfredo Osorio y Esperanza Jaenz por impulsarme a seguir superándome.

A mi compañero de tesis Hayners Eluis Chavarría Reyes por el trabajo que llevamos en conjunto.

A todos mis compañeros de la universidad por motivarme a culminar la carrera.

A mi asesora MSc. Rosario Chavarría Sánchez por todo el apoyo en la realización de este trabajo investigativo.

A todos mis maestros por el tiempo y conocimientos compartidos durante los 5 años en la UNA.

Y a todas aquellas personas que de una u otra forma han contribuido a lo largo de estos años para que nosotros lográramos llevar a cabo nuestros estudios, lo que se ha significado grandes sacrificios y retos para contribuir al desarrollo de nuestra preparación profesional.

Br. Jenny Vanessa Pravia Orozco

AGRADECIMIENTO

A Dios, por darme salud, sabiduría y fortaleza para seguir luchando cada día y poder seguir cosechando triunfos en mi vida.

A la Universidad Nacional Agraria, por albergarme durante todos estos años de estudio y haberme permitido obtener este logro tan importante en mi vida como futuro profesional de las ciencias agrarias.

A la organización Amigos de la Tierra por en financiamiento de esta investigación a través del proyecto Agropesquero. Al Departamento de Protección Agrícola y Forestal por facilitarnos el transporte necesario para realizar las diferentes actividades de campo y al coordinador del proyecto en la Universidad Nacional Agraria Dr. Oscar Gómez.

A mi asesora Rosario Chavarría Sánchez, por disponer de su tiempo para corregirnos, guiarnos, por su paciencia en tiempos difíciles, y por motivarme a ser un buen profesional en mi carrera.

Al dueño de la finca, señor. Claudio Alvarenga, quien nos brindó de su valioso tiempo y espacio para llevar a cabo esta investigación.

A mi apreciada compañera de vida Bielka Estrada Tórrez quien me motiva siempre a seguir hacia delante con esfuerzos, dedicación y honestidad, por su compañía en momentos buenos y malos, y sobre todo, por ser la persona que más quiero en esta vida y en quien puedo encontrar apoyo en todo tiempo.

Br. Hayners Eluis Chavarría Reyes

AGRADECIMIENTO

A Dios por brindarme la oportunidad de culminar este trabajo investigativo al igual que la carrera. A mi familia en especial a mis padres José Cruz Pravia e Hilda Orozco y hermanas Katherine Pravia y Gladis Pravia por que supieron apoyarme en todo momento hasta llegar a cumplir un sueño y un anhelo más.

A mi hija Rihanny Esperanza Osorio Pravia porque gracias a ella es que tengo tantos deseos de superación y a la familia Osorio Jaenz muy en especial a Diego Osorio a quien considero como un padre por el constante apoyo en todo momento a la señora Esperanza Jaenz por motivarme siempre a la superación.

A mi asesora MSc. Rosario Chavarría Sánchez por el apoyo para la realización y culminación de este proyecto de investigación, mil gracias.

A mis compañeros de la UNA y amigos Jaring Briones y Belén Martínez, quienes me impulsaban a continuar con mis estudios, por darme todo el apoyo y fortaleza en estos 5 años que compartimos juntos.

A la organización Amigos de la Tierra por en financiamiento de esta investigación a través del proyecto Agropesquero. Al Dr. Oscar Gómez por la coordinación del proyecto en la Universidad Nacional Agraria y al Departamento de protección agrícola y Forestal.

Al productor Señor Claudio Alvarenga, propietario de la Finca Las Pilas, por habernos facilitado su finca y por la inversión de tiempo para el cuidado y manejo del ensayo.

Al MSc. Santos David Romero por su colaboración y observaciones muy relevantes a la escritura del documento de la tesis.

Br. Jenny Vanessa Pravia Orozco

ÍNDICE DE CONTENIDO

SECCIÓN	PÁGINA
DEDICATORIA	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
AGRADECIMIENTO	iv
ÍNDICE DE CUADROS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE ANEXOS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos específicos	3
III. MARCO DE REFERENCIA	4
3.1 Origen del cultivo del café	4
3.2 Clasificación taxonómica del café	4
3.3 Etapas del cultivo del café	4
3.3.1 Etapa de semillero	4
3.3.2 Etapa de vivero	5
3.4 Fertilización recomendada en etapa de semillero y vivero	5
3.4.1 Fertilización en semillero	5
3.4.2 Fertilización en vivero	6
3.5 Enfermedades del café en vivero	6
3.5.1 Mal del talluelo	6
3.5.2 Nematodos en la etapa del vivero	7
3.6 Manejo del mal de talluelo y nemátodos fitoparásitos	8
3.6.1 Manejo químico	8
3.6.2 Manejo biológico	8
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	11
4.1 Ubicación del estudio	11

4.2	Diseño metodológico para etapa de semillero y vivero	11
4.3	Etapa de semillero	11
4.3.1	Establecimiento de semillero	12
4.4	Obtención de los tratamientos	12
4.4.1	Cepas de <i>Trichoderma</i> spp	12
4.4.2	Obtención de <i>Bacillus subtilis</i> y hongos micorrízicos	12
4.5	Preparación de los tratamientos en etapa de semillero	12
4.5.1	Cepas de <i>Trichoderma</i> spp	12
4.5.2	Productos biológicos comerciales a base de <i>Trichoderma</i> spp	13
4.5.3	Productos a base de <i>Bacillus subtilis</i>	13
4.5.4	Hongos micorrízicos	13
4.6	Aplicación de los tratamientos en etapa de semillero	13
4.7	Establecimiento de vivero	13
4.7.1	Llenado de bolsas	13
4.7.2	Preparación de las plantas para la siembra en bolsa	14
4.7.3	Trasplante de las plántulas a bolsa	14
4.8	Aplicación de los tratamientos en la etapa de vivero	14
4.8.1	Aplicación de <i>Trichoderma</i> spp	14
4.8.2	Aplicación de bioproductos a base de <i>Bacillus subtilis</i>	15
4.8.3	Aplicación de micorrizas	15
4.9	Fertilización edáfica y foliar en etapa de vivero	15
4.10	Manejo de arvenses	15
4.11	Riego	15
4.12	Diagnóstico de presencia de nematodos en vivero	15
4.13	Variables evaluadas	17
4.13.1	Porcentaje de semillas germinadas	17
4.13.2	Longitud de la raíz en la etapa de semillero	17
4.13.3	Diámetro del tallo (mm)	17
4.13.4	Altura de la planta (cm)	18
4.13.5	Número de hojas	18
4.13.6	Área foliar (cm ²)	18
4.13.7	Longitud de la raíz en etapa de vivero (cm)	18
4.13.8	Poblaciones de nematodos de suelo y raíces en la etapa de vivero café	18
4.14	Tratamientos evaluados	19

4.15 Análisis de datos	20
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	21
5.1 Germinación de semillas de café	21
5.2 Longitud de raíz en la etapa de semillero	21
5.3 Diámetro del tallo en la etapa de vivero	23
5.4 Altura de planta en etapa de vivero	25
5.5 Número de hojas por planta en etapa de vivero	27
5.6 Área foliar por planta en etapa de vivero	28
5.7 Longitud de raíz en la etapa de vivero	30
5.8 Población de nemátodos en raíz y suelo en la etapa de vivero	31
VI. CONCLUSIONES	33
VII. RECOMENDACIONES	34
VIII. LITERATURA CITADA	35
IX. ANEXOS	38

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO		PÁGINA
1	Descripción y dosis de aplicación de los tratamientos. Ensayo Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	19
2	Promedios del grosor del tallo días después de la germinación, tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	24
3	Promedio de altura de planta días después de la germinación tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	26
4	Promedios del número de hojas por planta días después de la germinación tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	28
5	Promedios del área foliar días después de la germinación tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	30
6	Población de nematodos del genero <i>Pratylenchus</i> spp, <i>Xiphinema</i> spp y <i>Tylenchus</i> spp en raíz y suelo en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas.	31

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÀGINA
1	Porcentaje de semillas germinadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	21
2	Promedio de longitud de raíz en semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	22
3	Promedio del grosor del tallo en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	23
4	Promedio de altura por planta en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	25
5	Promedio de hojas por planta en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	27
6	Promedio del área foliar por plantas. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	29
7	Promedio de longitud de raíz en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.	31

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO		PÀGINA
1	Análisis de varianza de longitud de raíz en la etapa de semillero	38
2	Análisis de varianza de grosor de tallo (mm)	38
3	Análisis de varianza de la altura de planta (cm)	38
4	Análisis de varianza para número de hojas	38
5	Análisis de varianza del área foliar (cm ²)	39
6	Análisis de varianza de longitud de raíz en la etapa de vivero (cm)	39

RESUMEN

El café (*Coffea arabica L.*), es de gran importancia para la economía mundial. Hasta el inicio de la crisis, era el segundo producto con más valor, después del petróleo. Este cultivo se ve limitado por factores como: condiciones climáticas, déficit de nutrientes y problemas fitosanitario. El objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto de bioplaguicidas a base de *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis* y hongos micorrízicos como controladores biológicos y estimuladores de crecimiento de plántulas de café en semillero y vivero. Esta investigación se realizó en el periodo febrero - noviembre 2019, en la finca, Las Pilas Municipio de San Lucas Somoto. El diseño experimental fue un Diseño Completo al Azar (DCA), con nueve tratamientos, cada uno conformado por 50 plantas, establecidas en bolsas de polietileno de seis pulgada de largo x ocho pulgadas de ancho, con un volumen de 301.6 pulgadas. El área total del experimento fue de 450 unidades experimentales. Los tratamientos evaluados fueron: Serenade[®], Mancozeb[®] 80 WP, *Bacillus subtilis* I-C, T0301, T0501H, Trichomax[®], Trichozam[®], Micorrizas (*Glomus intraradices*) y Testigo agua. Las variables evaluadas fueron: Porcentaje de semillas germinadas, longitud de raíz, diámetro del tallo, altura de la planta, número de hojas, área foliar y poblaciones de nemátodos. En la etapa de semillero con los tratamientos Trichomax[®], Trichozam[®] y T0501H el porcentaje de germinación de semillas de café fue de 94%. Se obtuvo mayor aumento de raíz de 7.77 cm y 7.40 cm con *Bacillus subtilis* I-C y Serenade[®]. En vivero los tratamientos con los mayores promedios en las distintas variables fueron: Serenade[®] en grosor de tallo con 1.88 mm, Mancozeb[®] con 1.81 mm. La altura de planta con Mancozeb[®] fue de 12.06 cm seguido de *Bacillus subtilis* I-C con 11.93 cm. El promedio de hojas para *Bacillus subtilis* I-C y Mancozeb[®], fueron de 7.87 y 7.78 hojas. Las Micorrizas y Serenade[®] tuvieron mayor efecto en el área foliar con 40.39 cm² y 38.55 cm². En longitud de raíz en el tratamientos T0301 se obtuvo un tamaño de 19.55 cm y con Serenade[®] de 19.06 cm. A nivel de raíces se encontró presencia de nematodos del género *Pratylenchus* spp en mayor población en los tratamientos Serenade[®] y Micorrizas. En suelo se encontraron otros géneros como *Xiphinema* spp y *Tylenchus* spp, en menor cantidad.

Palabras clave: *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis*, hongos micorrízicos, semillero, viveros.

ABSTRACT

Coffee (*Coffea arabica* L.), is of great importance to the world economy. Until the beginning of the crisis, it was the second most valuable product, after oil. This crop is limited by factors such as: climatic conditions, nutrient deficit and phytosanitary problems. The objective of this research was to evaluate the effect of biopesticides based on *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis* and mycorrhizal fungi as biological controllers and growth stimulators of coffee seedlings in the nursery and nursery. This research was carried out in the period February - November 2019, at the farm, Las Pilas Municipality of San Lucas Somoto. The experimental design was a Complete Random Design (DCA), with nine treatments, each consisting of 50 plants, established in polyethylene bags six inches long x eight inches wide, with a volume of 301.6 inches. The total area of the experiment was 450 experimental units. The evaluated treatments were: Serenade[®], Mancozeb[®] 80 WP, *Bacillus subtilis* I-C, T0301, T0501H, Trichomax[®], Trichozam[®], Mycorrhizae (*Glomus intraradices*) and Water control. The variables evaluated were: Percentage of germinated seeds, root length, stem diameter, plant height, number of leaves, leaf area and nematode populations. In the seedbed stage with the Trichomax[®], Trichozam[®] and T0501H treatments, the germination percentage of coffee seeds was 94%. Greater root increase of 7.77 cm and 7.40 cm was obtained with *Bacillus subtilis* I-C and Serenade[®]. In the nursery, the treatments with the highest averages in the different variables were: Serenade[®] in stem thickness with 1.88 mm, Mancozeb[®] with 1.81 mm. Plant height with Mancozeb[®] was 12.06 cm followed by *Bacillus subtilis* I-C with 11.93 cm. The average number of leaves for *Bacillus subtilis* I-C and Mancozeb[®] were 7.87 and 7.78 leaves. Mycorrhizae and Serenade[®] had a greater effect on the foliar area with 40.39 cm² and 38.55 cm². In root length in treatments T0301 a size of 19.55 cm was obtained and with Serenade[®] of 19.06 cm. At the root level, the presence of nematodes of the genus *Pratylenchus* spp was found in a larger population in the Serenade[®] and Mycorrhiza treatments. In the soil, other genera such as *Xiphinema* spp and *Tylenchus* spp were found, in smaller quantities.

Key words: *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis*, mycorrhizal fungi, seedbed, nurseries.

I. INTRODUCCIÓN

El café (*Coffea arábica* L.), es un producto de gran importancia para la economía mundial y hasta el inicio de la crisis era el segundo producto con más valor del mercado después del petróleo. Este grano se produce en más de 70 países alrededor del mundo, de los cuales 45 países son miembros de la Organización Internacional del Café (OIC), que en conjunto representan el 97% de la producción mundial del café (Ministerio de Fomento Industria y Comercio, 2014).

Nicaragua, inició en la caficultura en el año 1848, según el Dr. Pablo Levy, las primeras plantas de café fueron sembradas en la hacienda La Ceiba de don Manuel Matus, ubicada en Jinotepe, en el departamento de Carazo (Guharay *et al.*, 2000, p. 162-168) y desde ahí, dicha actividad ha sido para el país, especialmente en las últimas cuatros décadas, el principal rubro de agro exportación. Su importancia radica en la capacidad de generación de divisas (\$395.73 millones obtenidas en 2015, correspondiente al 15.6% del total de exportaciones), y la generación de empleos de 332, 000 constantes y temporales (Solórzano Lanza y Cáceres Trujillo 2012, p. 4).

El cultivo del café se ve limitado por diversos factores que afectan la producción. Entre estos factores podemos mencionar, principalmente las condiciones climáticas y características del suelo y entre ellos el déficit de nutrientes y problemas fitosanitarios. Las plagas y enfermedades del cultivo de café pueden llegar a producir grandes pérdidas económicas al igual que la carencia de nutrientes en el suelo y la escasa microflora que ayude a la descomposición de materia orgánica y absorción de nutrientes (Benavidez y Romero, 2004 p. 4).

Las principales enfermedades del café son causadas por hongos, bacterias, virus y nematodos entre las principales plagas insectiles y enfermedades tenemos: La roya (*Hemileia vastratix* Berk & Broome), Mancha de hierro (*Cercospora coffeicola* Berk & cke), antracnosis (*Colletotrichum* spp Noack), Ojo de gallo (*Mycena Citricolor* Berk & Curt), derrite (*Phoma costarricenses*), mal de hilachas (*Pellicularia koleroga* Cooke), minador (*Leucoptera coffeella* Guerin-Meneville), Broca (*Hypothenemus hampei* Ferr), cochinillas arinosas (*Planococcus citri* L) (Benavides castillo, 2004, p. 4), (Vázquez Escalante, 2011, p. 45).

El adecuado manejo de problemas fitosanitarios inicia con la producción de plantas sanas, libres de plagas y enfermedades en las etapas de germinador y almácigo (ANACAFE, 2014). El control biológico ha tomado mucha importancia, ya que en viveros controla plagas, enfermedades y produce plantas vigorosas. Dentro de los microorganismos usados tenemos a *Trichoderma harzianum* Rifai que es un hongo filamentoso que habita en suelos, y se emplea en la agricultura para el control de enfermedades fúngicas, así como bioestimulantes de plantas y biofertilizantes (Harman; Lorito y Martínez, 2007, p. 43-56).

Otros organismos usados en la agricultura son la bacteria *Bacillus subtilis*, la cual se le aprovecha como agente de control biológico de enfermedades agrícola y como estimulador del crecimiento en los cultivos de plátano, arroz, tomate, frutales, trigo y frijol. (Falconí y Yáñez 2007), y las *micorrizas* que son asociaciones simbióticas mutualistas que se establecen entre las raíces de las plantas, siendo su principal efecto, promover el crecimiento y desarrollo de las plantas al aumentar su área de exploración radical y facilitar la absorción de diferentes nutrimentos como: N, K, Ca, Mg, B, Fe y en especial el ion fosfato (Bernaza, 1986, P. 1).

Infante, D. *et al.*, (2008, p. 115-116), afirman que los hongos antagonistas resultan importantes para el control biológico de los fitopatógenos. En este sentido, las especies del género *Trichoderma* spp se destacan entre las más utilizadas para el biocontrol de patógenos fúngicos del suelo. Estas especies presentan diferentes modos o mecanismos de acción que le permiten el control de los fitopatógenos. Entre estos mecanismos se encuentran: competencia por el sustrato, micoparasitismo, antibiosis, desactivación de enzimas del patógeno, resistencia inducida, entre otros. Mientras mayor sea la probabilidad de que un aislamiento de *Trichoderma* spp, manifieste varios modos de acción, más eficiente y duradero será el control sobre el patógeno, aspectos que no poseen los plaguicidas químicos.

Por tanto, con esta investigación se pretende hacer frente a esta problemática de daños fitosanitarios, ataque de plagas y enfermedades, plantas con poco vigor y desarrollo, y reducir de uso de fungicidas convencionales en vivero, nos hemos dispuesto a realizar esta investigación.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de bioplaguicidas a base de *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis* y hongos micorrízicos como controladores biológicos y estimuladores de crecimiento de plántulas de café en la etapa de semillero y vivero.

2.2 Objetivos específicos

Medir variables de crecimiento de plantas de café en la etapa de semillero y vivero con la aplicación de *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis*, y hongos micorrízicos.

Determinar la población de nemátodos fitopatógenos en la etapa final de vivero en los diferentes tratamientos.

III. MARCO DE REFERENCIA

3.1 Origen del cultivo del café

El café arábigo (*Coffea arábica*) es un arbusto de la familia de las rubiáceas nativo de Etiopía; es la principal especie cultivada para la producción, su bebida se obtiene a partir de las semillas tostadas, su uso data a finales del primer milenio en la península arábica. Otra especie de café cultivado es el *C. robusta* y *C. canephora* (León, 2000, p. 7).

3.2 Clasificación taxonómica del café

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Sub-División: Angiosperma

Clase: Magnoliata

Sub-clase: Asteridae

Orden: Rubiales

Familia: Rubiaceae

Género: Coffea

Especie: *C. arabica*, *C. canephora*, *C. liberica*

Fuente: (Alvarado, 1994, p. 4)

3.3 Etapas del cultivo del café

3.3.1 Etapa de semillero

“Es la etapa donde se siembran las semillas para su germinación y crecimiento primario, previo a su trasplante al vivero o almacigo” (Guilcapi, 2009, p. 16). Esta etapa abarca los siguientes estados fisiológicos:

Estado de fósforo

Se le conoce al estado en que las plántulas de café con las hojas cotiledonales que están envueltas por el pergamino. También se conoce como el momento en que el hipocótilo con cotiledones va rompiendo los tegumentos seminal. Esta etapa generalmente tiene un tiempo

de 15 a 20 días y ocurre entre los 45 y 70 días después de la siembra que logra emitir su primer par de hojas falsas o cotiledonales (Soza y Jiménez, 2018, p. 24).

Estado de Chapolas

Las chapolas constituyen las plantas completamente desarrolladas; es decir cuando las hojas cotiledóneas están desplegadas (Arcila 2007, p. 309).

3.3.2 Etapa de vivero

Un vivero es el lugar donde se terminan de desarrollar las plantitas de café, previo a su establecimiento en el campo definitivo. Dicho de otra manera, son extensiones de terrenos destinados a recibir y cultivar especies leñosas procedentes del semillero, o de las estacas y acodos, hasta que adquieran el desarrollo conveniente para ser trasladadas al lugar donde han de vivir definitivamente (Duicela, Corral y Fernández, 2001, p. 20).

En esta etapa se abarca el estado fisiológico de emisión de ramas o crucetas, las cuales se forman entre los siete y los ochos meses después del trasplante a la bolsa aproximadamente las plantas comienzan la formación de las ramas que serán responsables de la producción (Arcila *et al.*, 2001).

3.4 Fertilización recomendada en etapa de semillero y vivero

3.4.1 Fertilización en semillero

Según Monroig (1999. p. 9), en las plántulas en etapa de semillero no se realizan fertilizaciones químicas. Por tal razón, cuando éstas hayan alcanzado la etapa de “chapola” debe realizarse el trasplante. Sin embargo, se puede realizar una fertilización orgánica a través del uso de compost, que por su alta composición química brindará a la planta, macro y microelementos indispensables para el crecimiento y desarrollo en sus primeros días.

3.4.2 Fertilización en vivero

La fertilización debe iniciarse cuando en la plántula de café haya emergido el primer par de hojas verdaderas iniciando con tres gramos de fertilizante con alto contenido de fósforo. Cuando el café tenga más de dos pares de hojas deben aplicarse cinco gramos de fertilizante 18-46-0, 10-30-10 ó 0-60-0 aumentándose gradualmente la dosis mientras el cultivo va creciendo. También se debe fertilizar con 100 gramos por metro cuadrado de la fórmula 18-12-6 cada tres meses, después de establecido el vivero (Barbosa, 2012, p. 19).

3.5 Enfermedades del café en vivero

Las principales enfermedades en vivero son causadas por hongos, bacterias, virus y nematodos. Las de mayor importancia económica son: la roya, *Hemileia vastratrix*; la mancha de hierro, *Cercospora coffeicola*, y nematodos del género *Meloidogyne* spp (Gutierrez, M y Ñurinda, A; 1996, p.54).

Dentro de las enfermedades que afectan al cultivo de café principalmente en la etapa de semillero está el mal del talluelo, la cual es la principal enfermedad que afecta en la etapa de vivero.

3.5.1 Mal del talluelo

Es la enfermedad más importante de los semilleros de café, ocasionada por un complejo de patógenos como (*Phytophthora* spp; *Pythium* spp; y *Rhizoctonia* spp) principalmente son habitantes naturales del suelo que atacan las plantas en su primera etapa de desarrollo, afectando el tallo cuando aún no ha lignificado o sea que todavía no tiene corteza dura ni tallo verdadero, esto sucede en semilleros y en el campo desde la germinación o trasplante hasta los 15-20 días después (Pilarte y Olivas, 1999, p.1).

Según Membreño y Téllez (2011, p.11) Las condiciones que le favorecen son temperaturas mayores a los 25°C y humedad relativa mayor al 90%. Se propaga rápidamente cuando existen condiciones de alta humedad en el suelo y exceso de sombra que provocan un ataque súbito de la enfermedad.

Síntomas del mal del talluelo

Según Agrios (2010, p. 508) indica que, las lesiones que produce el "mal del talluelo" tienen el aspecto de canchales profundos de color café rojizo que pueden tener un tamaño limitado o incluso llega a rodear por completo la porción del tallo que se encuentra cerca de la superficie del suelo. Los tejidos que han sido invadidos por el hongo mueren y se colapsan, y el área negra putrefacta se mantiene relativamente seca.

Los síntomas de esta enfermedad se dividen en dos clases: los que aparecen antes de que las semillas germinen, y los que aparecen después (post-emergencia). Durante la primera, las semillas pueden simplemente no germinar y comenzar a pudrirse, o bien comenzar a germinar (emitir raíz) y que ésta se pudra antes de que los cotiledones emerjan. Los síntomas post-emergencia se caracterizan por plántulas caídas, cotiledones con necrosis, raíces necróticas, afectadas o inexistentes, lesiones en la base del tallo, y crecimiento afectado. Esta condición puede prevalecer aun cuando la plántula ya tiene hojas verdaderas, pero de igual manera afectará su desarrollo (Agrios 2010, p. 509).

3.5.2 Nematodos en la etapa del vivero

Uno de los problemas de gran importancia en el cultivo de café, lo constituyen los nemátodos, dentro de los géneros de nematodos más importantes que afectan la caficultura nicaragüense son *Meloydogine* spp y *Pratylenchus* spp.

Pratylenchus spp

En Nicaragua el género más abundante en la sexta región (Matagalpa y Jinotega), tanto a nivel de vivero como de plantaciones, corresponde a *Pratylenchus* spp el cual se conoce como nematodo lesionador puesto que al alimentarse en el interior de las raíces desdobla sustancias vegetales como amigdalina, transformándola en ácido cianhídrico (HCN), que provoca las lesiones necróticas. Por esto, pueden causar daños en el hospedero en un medio estéril por sí mismo, sin la intervención de otro patógenos, como hongos y bacterias (García *et al.*, 1990, p. 23).

Meloydogine spp

Meloidogyne spp se considera un organismo de gran importancia para el cultivo de café, las especies de *Meloidogyne* spp. son parásitos obligados de las plantas, ocurriendo su reproducción solo cuando el segundo estadio larval penetra en las raíces u otras partes subterráneas de una planta apropiada, incita el desarrollo de células gigantes en las que se alimenta y desarrolla hasta convertirse en hembras que producen huevos (Fernández, Acosta y Pérez, 1993, p. 75).

Los síntomas causados por *Meloydogine* spp, en las raíces aparecen en forma de nudos, agallas o lesiones, ramificación excesiva de la raíz, puntas dañadas y pudriciones de la raíz cuando las infecciones por nematodos van acompañadas por bacterias y hongos saprofitos o fitopatógenos. Algunas especies de nematodos invaden los órganos aéreos de las plantas más que las raíces, y en ellos producen agallas, pudriciones y lesiones necróticas, retorcimiento o deformación de las hojas y tallo y un desarrollo anormal de los verticilos florales (Agrios, 2002, p. 743-744).

3.6 Manejo del mal de talluelo y nemátodos fitoparàsitos

3.6.1 Manejo químico

El manejo químico consiste en el uso de plaguicidas sistémicos y de contacto, para el mal del talluelo se usan fungicidas de contacto a base de Metil-2-benzimidazol carbamato, Mancozeb y Benomyl. Al momento del establecimiento de los semilleros o almácigos se debe aplicar con una dosis de 30 a 40 g/m² (Instituto del Café de Costa Rica (ICAFE) 2011, p. 17). Los fungicidas sistémicos más usados son a base de Propineb, Fosetyl Al y Ebuconazole.

3.6.2 Manejo biológico

El manejo biológico ha tomado importancia en los últimos años debido al estudio de su efecto sobre patógenos del suelo y como estimulador de crecimiento en diversos cultivos. Entre los microorganismos más usados se encuentran *Trichoderma* spp y los hongos micorrizicos y *Bacillus subtilis* (Salas y Salazar, 2012, p.4).

Trichoderma spp

Trichoderma spp es un hongo anaeróbico habitante natural del suelo, caracterizado por un comportamiento saprófito o parásito. Entre las especies más destacadas están *T. harzianum*, *T. viride*, *T. koningii*, y *T. hamatum* (INTAGRI, 2017, p. 3). Este hongo pertenece a la clase Sordariomycetes, orden: Hipocreales, familia: Hypocreaceae. Las especies más importantes como agentes de control de enfermedades son: *Trichoderma* spp Rifai, *T. viride* Pers., *T. polysporum* Link fr, *T. reesei* EG Simmons, *T. virens*, *T. longibrachatum* Rifai, *T. parceromosum*, *T. pseudokoningii*, *T. hamatum*, *T. lignorum* y *T. citroviride* (Villegas, 2008, p. 2).

Según Chiriboga, Gómez y Garcés (2015), *Trichoderma* spp presenta beneficios de control eficaz de enfermedades de las plantas, posee un amplio rango de acción. Se propaga en el suelo, aumentando su población y ejerciendo control duradero en el tiempo, sobre hongos fitopatógenos. Ayuda a descomponer la materia orgánica, haciendo que los nutrientes se conviertan en formas disponibles para la planta, por lo tanto tiene un efecto indirecto en la nutrición del cultivo.

Trichoderma spp también promueve beneficios en los procesos de desarrollo en las plantas, promueve el crecimiento de pelos absorbentes y raíces, mejorando la nutrición y la absorción de agua. Puede ser aplicado en compostaje o materia orgánica en descomposición, para acelerar el proceso de maduración de estos materiales, que a su vez contienen el hongo cumpliendo también función de biofungicida. Favorece la proliferación de organismos benéficos en el suelo, como otros hongos antagónicos. *Trichoderma* spp ataca a diversas especies de patógenos de la raíz como: (*Pythium* spp, *Fusarium* spp, *Rhizoctonia* spp y *Phytophthora* spp) y algunos patógenos del follaje como *Botritis* y patógenos causantes del mildiu vellosa como *Pseudoperonospora cubensis* en el cultivo de pepino.

Bacillus subtilis

Los microorganismos del género *Bacillus* spp son bacilos de gran tamaño (4-10 μ m), Gram positivos, aerobios estrictos o anaerobios facultativos encapsulados, los cuales tienen mecanismos de acción que le confieren la capacidad para ser utilizado como agente de

control biológico de plagas y enfermedades en plantas; así como su uso en la formulación de bioplaguicidas, que han sido incorporados a los programas de Manejo Integrado de Plagas. Una característica importante es que forman esporas extraordinariamente resistentes a condiciones desfavorables (Villareal *et al.*, 2008, p. 2)

Los beneficios del uso de *Bacillus subtilis* según Guerrero (2012) es que, inhibe e invade el crecimiento de la germinación de esporas. Provee una barrera física para que los patógenos no se establezcan sobre la superficie de los tejidos. Actúa como bioestimulante del crecimiento radicular. Promueve la secreción de fitohormonas. Mejora la asimilación de agua y nutrientes. Induce a la planta a producir fitoalexinas, proporcionándole resistencia a las plantas al ataque de hongos y bacterias. Disminuye los efectos de hongos fitopatógenos.

Hongos micorrízicos

La palabra micorriza proviene de los vocablos griegos mike (hongo) y rrhiza (raíz). Una micorriza es una simbiosis no patogénica; una asociación permanente entre raíces de plantas y hongos especializados, los cuales pueden desarrollarse en un ambiente natural y medios de cultivo (Reina *et al.*, 1999, p. 7).

Los beneficios de la aplicación de los hongos micorrizicos Según Buechel (2021), es que, mejoran la absorción de nutrientes (como fósforo, cobre, zinc y manganeso), dan mayor resistencia al estrés relacionado con el trasplante, la deficiencia de nutrientes, la pudrición de las raíces y al estrés hídrico. Aportan a la recuperación y crecimiento óptimos después del trasplante. Aumento del vigor de la planta, de floración y la producción de frutos o vegetales. Convierten los minerales del suelo y materiales en descomposición en formas asimilables para las raíces. Son puentes por los que fosfatos y glúcidos pasan de una planta a otra.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación del estudio

La investigación se realizó en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019. En la finca Las Pilas, propiedad del productor Claudio Alvarenga. La finca está ubicada en el Municipio de San Lucas (Somoto) a 227 km de la capital Managua. El clima es de tipo tropical seco, tornándose húmedo en las partes elevadas y montañosas, además, presenta temperaturas promedio que oscilan entre los 25 y 27° C. La precipitación media anual varía entre los 1000 y 1400 mm, con una altitud de 790 msnm, donde predominan los suelos mixtos de tipo limoso, arcilloso, franco arenoso y franco arcilloso (Instituto Nicaragüense de Fomento Municipal, 2012, p. 8).

El estudio consistió en el uso de *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis* y hongos micorrízicos como productos estimulantes radiculares y controladores de patógenos de suelo en plántulas de café (*Coffea arabica*). Este estudio se realizó en condiciones de campo, en la etapa de semillero y vivero de café.

4.2 Diseño metodológico para etapa de semillero y vivero

Se estableció un experimento con Diseño Completo al Azar (DCA), con nueve tratamientos, conformado por 50 plantas, considerada cada planta como una unidad experimental. Establecidas en bolsas de polietileno color negro con dimensiones de seis pulgada de largo x ocho pulgadas de ancho, con un volumen de 301.6 pulgadas. El número de plantas muestreadas fueron 10 por cada tratamiento. En el momento de muestreo se realizaba una azarización de la plantas a muestrear. Los muestreos se realizaron cada 30 días y se registraron las variables a estudiar. El área total del experimento fue de 450 unidades experimentales.

4.3 Etapa de semillero

Se utilizó la variedad de café catimor línea T-5175, semilla seleccionada y escogida en la cosecha noviembre 2018 en la finca Chelol.

4.3.1 Establecimiento de semillero

Se establecieron nueve bancos de semilleros de café, cuyas dimensiones fueron de un metro de ancho, un metro de largo, y una altura de 30 cm. La densidad de siembra fue de 100 semillas para cada banco, la distancia de siembra entre semillas fue de 10 cm y 10 cm entre surco. Una vez depositada la semilla, se tapó con tierra y se cubrió con una capa de zacate vetiver (*Chrysopogon zizanioides*). La cantidad de semilla utilizada fue de 900 granos de café en todo el ensayo. Cada banco fue rotulado con el nombre correspondiente a cada tratamiento.

4.4 Obtención de los tratamientos

4.4.1 Cepas de *Trichoderma* spp

Las cepas que se utilizaron para este ensayo fueron la T0301 y la T0501H, las cuales se obtuvieron de la colección del cepario del Laboratorio de hongos entomopatógenos de la Universidad Nacional Agraria. También se utilizaron dos productos comerciales a base de *Trichoderma*, Trichomax® y Tricho zam®.

4.4.2 Obtención de *Bacillus subtilis* y hongos micorrízicos

Bacillus subtilis, se nombró en el ensayo como Bacillus I-C, se obtuvo del Laboratorio de bioproductos del INTA – CNIA.

Las micorrizas un hongo micorrizo arbuscular del género *Glomus intraradices*. se obtuvo del Laboratorio de bioproductos del INTA – CNIA.

4.5 Preparación de los tratamientos en etapa de semillero

4.5.1 Cepas de *Trichoderma* spp

Se utilizaron 25 gramos de *Trichoderma* spp en arroz. Para preparar la suspensión se utilizaron cinco litros de agua. La suspensión de conidios se preparó de la siguiente manera, en un recipiente con 600 ml de agua se vertió el contenido del hongo, posteriormente se homogenizó la solución con las manos, para garantizar que los conidios se desprendieran del grano de arroz, una vez que el arroz se observó lavado, se procedió a colar el contenido, en

un colador normal de cocina. El arroz sobrante se desechó y solamente se utilizó la suspensión de conidios, y se mezcló con el resto de agua utilizado en la aplicación.

4.5.2 Productos biológicos comerciales a base de *Trichoderma* spp

Para realizar la suspensión de Trichomax® se utilizó una dosis de 20 gramos. La dosis de Tricho zam® fue de 57 gramos, diluidos en 5 litros de agua.

4.5.3 Productos a base de *Bacillus subtilis*

La dosis utilizada para realizar la suspensión de *Bacillus subtilis* (I-C) fue de 25 ml. La dosis utilizada del producto Serenade® 1,34 SC fue de 25 ml. La preparación de la suspensión se realizó vertiendo la cantidad de producto a utilizar en la cantidad de agua requerida. Posteriormente se agitó con una espátula para homogenizar el producto.

4.5.4 Hongos micorrízicos

La dosis utilizada fue de cinco gramos de suelo micorrizado. La preparación consistió en formar una solución acuosa espesa. Posteriormente se realizó la inmersión de las semillas en la solución, por un tiempo de cinco minutos, después se realizó la siembra de la semilla

4.6 Aplicación de los tratamientos en etapa de semillero

En esta etapa se realizó solo una aplicación al momento de la preparación de los bancos de semilla.

La aplicación se realizó por aspersión con una bomba manual de cinco litros y dirigida al banco de semilla en los tratamientos a base de *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis* tratamientos testigo agua y relativo Mancozeb®

4.7 Establecimiento de vivero

En esta etapa se realizó solo una aplicación de los tratamientos al momento del trasplante en bolsa.

4.7.1 Llenado de bolsas

El llenado se realizó dejando un centímetro de espacio libre en la parte superior, ya que los bolsones de aire tienen efectos negativos en el desarrollo de las raíces y por lo tanto en las

plantas. El sustrato que se utilizó para el llenado de bolsas constó de un 95 % de tierra, correspondiente a 42 baldes, y un cinco por ciento de lombrihumus correspondiente a seis baldes para un total de 48 baldes de sustrato preparado para llenar una cantidad de 450 bolsas en total.

4.7.2 Preparación de las plantas para la siembra en bolsa

Para el trasplante en bolsa, se utilizó el siguiente procedimiento: se aplicó riego al banco, para que las plantas se desprendieran fácilmente y con la raíz completa, con la ayuda de un palín las plantas fueron desprendidas, tomando el cuidado de no dañar la raíz. Posteriormente se lavó la raíz con agua, para realizar la siembra en bolsa.

4.7.3 Trasplante de las plántulas a bolsa

Se realizó entre los 60 a 65 días después de haber establecido el semillero cuando las plántulas estaban en etapa de escoba.

4.8 Aplicación de los tratamientos en la etapa de vivero

Para los tratamientos a base de *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis*, testigo agua y Mancozeb, la cantidad de agua utilizada fue de cinco litros. La mezcla se agitó con una espátula hasta observar una mezcla homogénea. Para la aplicación por aspersión se utilizó una bomba manual de cinco litros, con boquilla cónica para asperjar bien los productos a las plántulas.

4.8.1 Aplicación de *Trichoderma* spp

Las aplicaciones se realizaron de dos formas, primeramente por inmersión de raíces y posteriormente por aspersión. Se utilizó hongo formulado y la dosis utilizada fue de 30 gramos diluidos en tres litros de agua.

La inmersión de raíces en la suspensión de conidios fue por un periodo de cinco a diez minutos. Pasado este tiempo se realizó la siembra y la aplicación por aspersión.

La dosis de productos comerciales a base de *Trichoderma* spp (Trichomax® y Trichozam®) fue de 40 gramos diluidos en tres litros de agua.

4.8.2 Aplicación de bioproductos a base de *Bacillus subtilis*

La dosis que se utilizó de la cepa de *Bacillus subtilis* (INTA-CNIA) fue de 100 ml y del producto comercial Serenade[®], se usó 30 ml, diluidos ambos en tres litros de agua.

4.8.3 Aplicación de micorrizas

La dosis fue de 30 gramos de suelo micorrizado disuelto en tres litros de agua hasta formar una solución acuosa espesa, en esta solución se hizo la inmersión de las raíces por cinco a diez minutos y posteriormente se sembraron en las bolsas.

4.9 Fertilización edáfica y foliar en etapa de vivero

La fertilización edáfica se realizó a los ocho días después del trasplante (ddt), utilizando 227 gramos de NPK 18-46-0 diluidos en 100 litros de agua y aplicando 40 ml al drench por planta. De la misma manera, a los 12 (ddt) se llevó a cabo una aplicación de urea al 46%. Para complementar la fertilización, se realizaron cuatro aplicaciones foliares de bayfolan[®] durante toda la etapa de vivero cada 15 días. Todos los tratamientos recibieron la misma cantidad de fertilizantes.

4.10 Manejo de arvenses

Se realizó cada ocho días de forma manual tratando de mantener controlado el crecimiento de las malezas en el semillero y en la etapa de vivero.

4.11 Riego

El riego se realizó de forma manual con una regadera de 15 litros. Los intervalos de riego fueron dos veces al día, por la mañana y por la tarde, para garantizar la humedad suficiente en el suelo y para la planta.

4.12 Diagnóstico de presencia de nematodos en vivero

El análisis de la presencia de nematodos se realizó en el laboratorio de nematología de la Universidad Nacional Agraria. Las plantas utilizadas tenían siete meses de haber sido establecidas en vivero de café. Para la extracción de nemátodos a partir de raíces, se

seleccionaron 10 plantas por tratamiento. El método utilizado fue licuadora más filtro de algodón (diámetro de poro 75 μm), (Herrera y Biljmakers, 1993, p. 44). Las raíces utilizadas se lavaron y cortaron en trozos de uno a dos cm de largo. Se utilizó 10 gramos de raíces por tratamiento. Cada muestra se depositó en una licuadora con 100 ml de agua y se maceraron por 30 a 60 segundos aproximadamente. La solución obtenida se decantó sobre los tamices 0.425, 0.250, 0.100, 0.045 mm y se lavó el tamiz de 0.425 mm por 2 minutos y el de 0.250 mm por 1 minuto. El contenido del tamiz de 0,045 mm se recolectó en un beaker de 250 ml.

Luego se colocó cada muestra en un plato de extracción que contenía un papel filtro y 100 ml de agua. Cada muestra se dejó reposar por 72 horas. Después de este tiempo se realizó la lectura para contabilizar el número de nemátodos. La suspensión de nemátodos de cada muestras se homogenizó con una micropipeta de 100 μl por 30 segundos y se tomó una alícuota de 2 ml y se depositó en una cámara de lectura y se procedió a observar en el microscopio de luz marca Nikon, con el objetivo de 100x.

Para la extracción de nematodos de suelo, el método utilizado fue tamices más filtro de algodón (diámetro de poro 75 μm), (Herrera y Biljmakers, 1993).

Se seleccionaron dos plantas por tratamiento y se extrajo la tierra, la cual se homogenizó bien, para extraer 100 gramos, los cuales serían utilizados para procesarlos. En un recipiente graduado (pichel) de aproximadamente 1.5 litro de agua, se le agregó los 100 gramos de suelo y se agitó bien para hacer una mezcla. La suspensión se dejó reposar por 30 segundos. El sobrenadante se vertió con cuidado y despacio sobre los 4 tamices en orden descendente (0.425, 0.250, 0.100, 0.045 mm). El suelo que quedó asentado, se volvió a lavar, repitiéndose esta operación dos veces más. Con un poco de agua se lavaron los residuos que quedaron sobre los dos tamices superiores (de mayor diámetro 0.425 y 0.250 mm) para que los nematodos pasaran a los dos tamices inferiores. Con la piseta se lavaron los residuos que quedaron en los tamices de menor diámetro (0.100 y 0.045 mm). Los residuos de los tamices de menor diámetro se recogieron en los vasos de la centrifuga, tratando de no utilizar mucha agua. Puestos los vasos en la centrifuga se ajustó hasta 3,600 r.p.m dejando reposar el contenido de suelo y agua por tres minutos cuando haya alcanzado dicha velocidad. Pasado este tiempo se apagó la centrifuga y se eliminó el sobrenadante de los vasos.

Se le añadió la solución de azúcar al sedimento que quedó en el fondo del vaso, agitándose con una espátula para obtener una buena homogenización del sedimento y la solución azucarada. Los vasos se colocaron en la centrifuga y se ajustó a 1.800 r.p.m manteniéndose por un minuto. En el sobrenadante quedaron los nematodos y partículas de pesos específicos igual al de la solución azucarada. Los nematodos se separaron de la tierra y quedaron en la parte superior de la suspensión sobrenadante de cada tubo, sobre un tamiz de 0.045 mm, los residuos se lavaron con mucha suavidad para eliminar la solución azucarada. Con una piseta se recogieron los nemátodos en un beaker. La suspensión de nemátodos de cada muestras se homogenizó con una micropipeta de 100 ml por 30 segundos y se tomó una alícuota de 2 ml y se depositó en una cámara de lectura y se procedió a observar en el microscopio de luz marca Nikon, con el objetivo de 100x.

4.13 Variables evaluadas

4.13.1 Porcentaje de semillas germinadas

Al momento del trasplante en bolsa se contó el número de semillas germinadas por cada banco de semillas. Para obtener el porcentaje de emergencia de plántulas se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Emergencia de plántulas (\%)} = \frac{\text{Número de semillas germinadas}}{\text{Número de semillas sembradas}} \times 100$$

4.13.2 Longitud de la raíz en la etapa de semillero

Esta variable se midió con el uso de una regla milimetrada al momento del trasplante en bolsa, a los 65 días después de establecido el semillero, midiendo principalmente la raíz pivotante.

4.13.3 Diámetro del tallo (mm)

Diámetro del tallo (mm): Esta variable se midió a 2 cm por arriba del cuello de cada plántula cada 30 días utilizando un pie de rey (calibrador). El número de plantas a muestrear fue de 10, tomadas al azar. Por último, se calculó el valor promedio.

4.13.4 Altura de la planta (cm)

La altura de la planta se midió desde la base del tallo hasta el ápice con el uso de una regla milimetrada, las mediciones fueron cada 30 días después del trasplante.

4.13.5 Número de hojas

Se obtuvo de contabilizar la cantidad de hojas verdaderas de las plantas seleccionadas y se contaron cada 30 días después del trasplante.

4.13.6 Área foliar (cm²)

Para determinar el área foliar se midió el largo y ancho de la hoja cuando la planta emitió las primeras hojas verdaderas entre los 70 a 76 días después de la emergencia, para tomar el largo de la hoja se midió desde el pedúnculo de la hoja hasta el ápice de la misma, el ancho se midió de la mitad de la hoja. Para medir y tomar los datos se usó una regla milimetrada. El área foliar se calculó con la siguiente fórmula propuesta por Cabezas y Peña (2012, p.3): Área foliar igual a largo por ancho ($AF = L \times A$).

4.13.7 Longitud de la raíz en etapa de vivero (cm)

La longitud de la raíz en vivero se midió a los 210 días después de la germinación, con un total de 10 plantas muestreadas. Para medir esta variable se extrajo la planta y se destruyó la raíz, se extendió la raíz y se midió con una regla milimetrada el largo de la raíz, principalmente la pivotante.

4.13.8 Poblaciones de nematodos de suelo y raíces en la etapa de vivero café

Las poblaciones de nemátodos se determinaron mediante el conteo de especímenes adultos haciendo uso de una cámara de lectura puesta en el microscopio de luz marca Nikon, y utilizando el objetivo de 100x.

4.14 Tratamientos evaluados

Cuadro 1. Descripción y dosis de aplicación de los tratamientos ensayo. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

Número	Descripción de los tratamientos	Dosis utilizadas	Dosis recomendadas
1	Serenade [®] ASO 1,34 SC cepa QST 713 de <i>Bacillus subtilis</i>	Semillero: 25 ml/ 5 L de agua Vivero: 30 ml/ 5 L de agua	1 L ha ⁻¹
2	Mancozeb [®] 80 WP	Semillero: 1.8 g/5 L de agua Vivero: 1.8 g/3 L de agua	2 kg ha ⁻¹
3	<i>Bacillus subtilis</i> I-C	Semillero: 25 ml/5 L de agua Vivero: 100 ml/3 L de agua	1 L ha ⁻¹
4	<i>Trichoderma</i> spp cepa T0301	Semillero: 25 gramos de hongo en arroz /5 L de agua Vivero: 30 g/3 L de agua	0.5 kg ha ⁻¹
5	<i>Trichoderma</i> spp cepa T0501H	Semillero: 25 gramos de hongo en arroz /5 L de agua Vivero: 30 g/3 L de agua	0.5 kg ha ⁻¹
6	Trichomax [®]	Semillero: 20 g/5 L de agua Vivero: 40 g/3 L de agua	0.35 kg ha ⁻¹
7	Tricho zam [®]	Semillero: 57 g/5 L de agua Vivero: 40 g/3 L de agua	0.34 kg ha ⁻¹
8	Micorrizas (<i>Glomus intraradices</i>)	Semillero: 5 g/5 L de agua Vivero: 30 g/3 L de agua	500 g/1000 semillas 20-60 g/planta
9	Testigo agua	Semillero: 5 L de agua Vivero: 3 L de agua	

4.15 Análisis de datos

La base de datos fue manejada en hojas electrónicas (Excel). A las variables porcentaje de semillas germinadas y población de nematodos fitopatógenos se les hizo un análisis descriptivo. Para las variables altura de la planta, longitud de raíz, diámetro del tallo, número de hojas y área foliar, se les realizó análisis de varianza y pruebas de separación de medias según Tukey con una probabilidad de $\alpha = 0.05$. Los datos se analizaron como un factorial propiamente dicho y se utilizó el programa estadístico InfoStat profesional versión 2009. Debido a que la interacción tratamientos por fecha fue significativa se procedió a realizar un análisis de varianza en cada fecha, para determinar los mejores tratamientos en cada fecha.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Germinación de semillas de café

Los tratamientos que presentaron mayor porcentaje de germinación fueron Trichomax, Tricho zam y T0501H con un porcentaje del 94% (Figura 1).

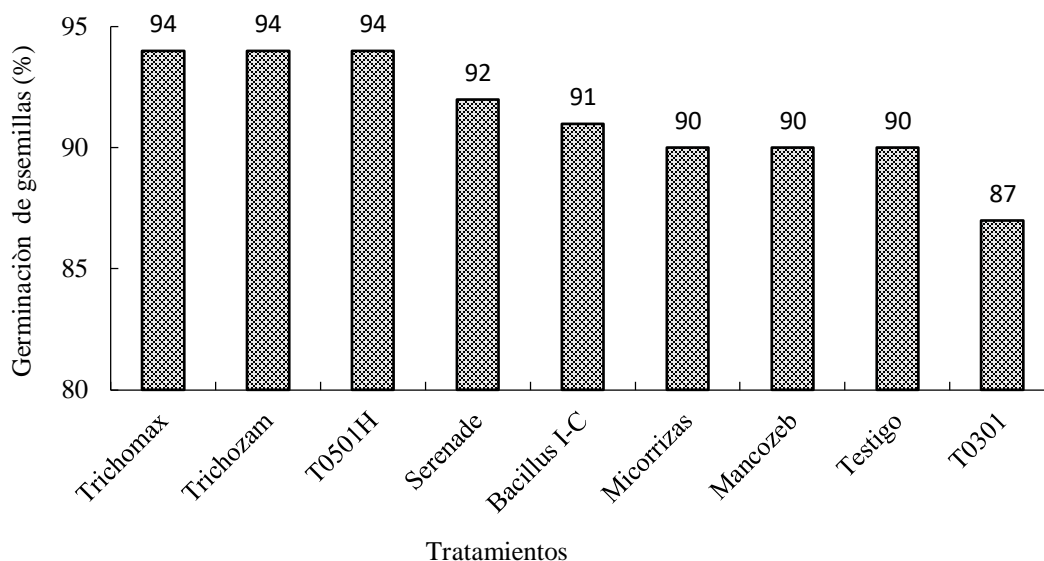


Figura 1. Porcentaje de semillas geminadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

El uso de *Trichoderma* spp en semilleros de café tuvo efectos positivos sobre el porcentaje de germinación de las plántulas al obtenerse los mayores porcentajes de germinación. Este hongo en el sustrato, estimula el proceso de emergencia. Resultados similares obtuvo Guilcapi (2009, p. 49) al aplicar *Trichoderma* spp obtuvo un 97.9 % de emergencia a nivel de semillero encontrando diferencia significativa en relación con los testigos.

5.2 Longitud de raíz en la etapa de semillero

Los resultados demuestran que existen diferencias significativas entre tratamientos ($P < .0001$) (Anexo 14). Los tratamientos *B. subtilis* (I-C) y Serenade®, presentaron el mayor promedio de longitud de raíz en la etapa de semillero con 7.77 y 7.40 cm seguido de la cepa de *Trichoderma* T0501H con 7.16 cm (Figura 2).

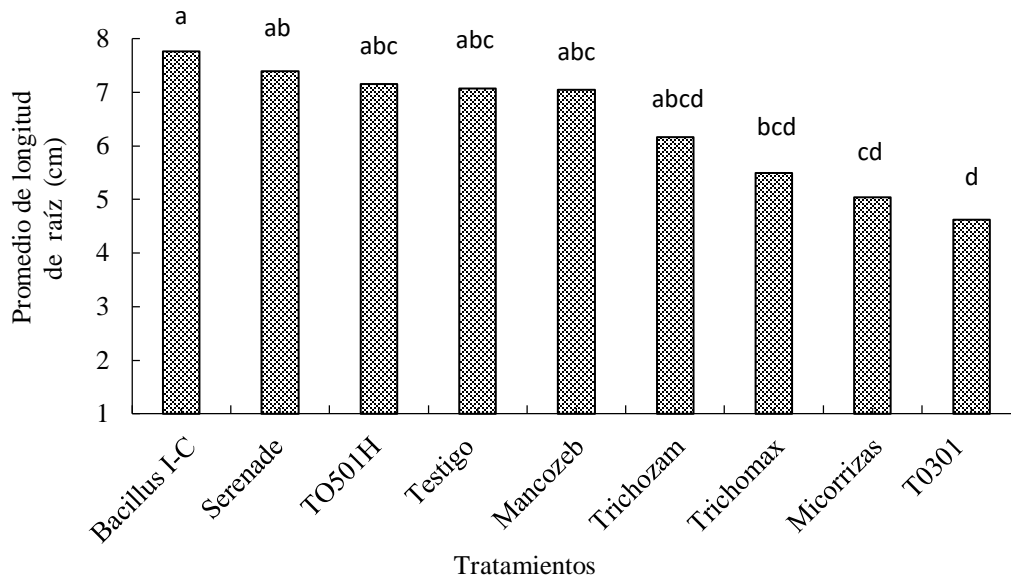


Figura 2. Promedio de longitud de raíz en semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

Esto concuerda con lo mencionado por Guilcapi (2009, p. 51), que aplicó *Trichoderma spp* después de haberse solarizado el sustrato y encontró valores mayores en crecimiento radicular de raíces de 7.9 cm. *Trichoderma spp* actúa como un bioestimulante de crecimiento radicular al momento de pasar las plántulas hacia las bolsas.

Según Arcila (2007), el aumento de raíces es muy importante ya que estas desempeñan un papel fundamental en el crecimiento y la producción del café. La raíz es el órgano por medio del cual la planta se ancla al suelo y absorbe y transporta el agua y los minerales esenciales para su crecimiento.

Está demostrado científicamente que los bioproductos a base de *Bacillus subtilis* y *Trichoderma spp* tienen efecto estimulante del crecimiento de raíces en el cultivo de café. Cuéllar (2014), demostró que *Bacillus subtilis* causa un cambio en la estructura radicular, en donde se observó que las plantas inoculadas con el producto aumentaron en un 53% en el diámetro de la raíz principal, lo que se ve reflejado en la facilidad de absorción de nutrientes desde los primeros días.

5.3 Diámetro del tallo en la etapa de vivero

Hubo diferencia significativas entre tratamientos entre fechas y en la interacción tratamientos por fechas ($P < .0001$). Los valores en promedio con mayor grosor de tallo se obtuvieron en los tratamientos Serenade®, con un promedio de 1.88 mm, Mancozeb® con 1.81 mm, seguido de Micorrizas (Figura 3).

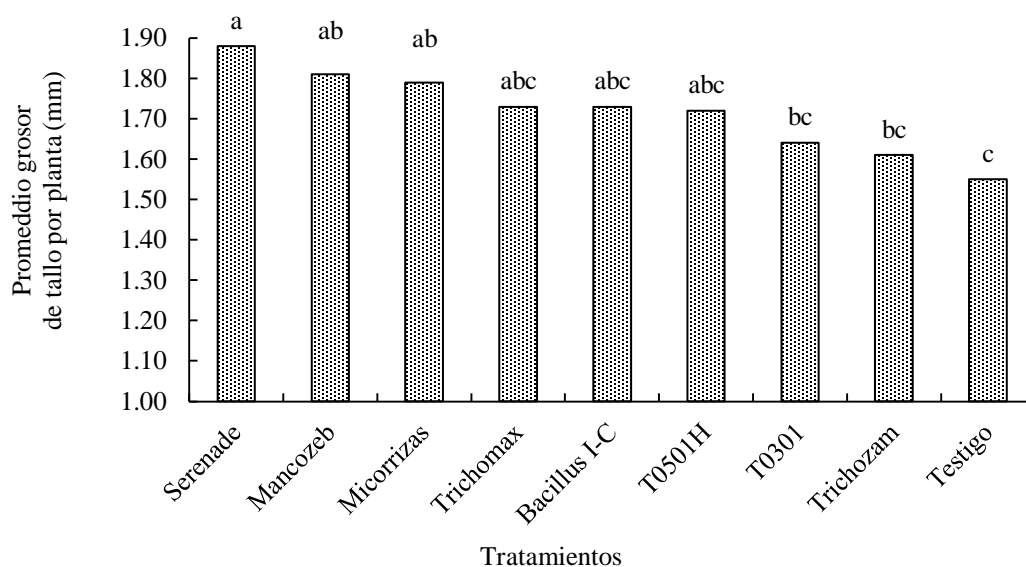


Figura 3. Promedio del grosor de tallo en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

El grosor del tallo determina el índice de vigor de la planta (Arias *et al.*, 1976, p. 17) y determina en gran manera la capacidad del tallo de sostener toda la parte aérea de la planta. (Arizaleta y Pire 2008, p.17).

Bacillus subtilis tiene un mecanismo de acción de solubilizar nutrientes necesarios cuando actúa como agente rizosférico, el cual tiene la capacidad de degradar sustratos derivados de la fauna, la flora y los compuestos de origen orgánico como los hidrocarburos; promoviendo así la producción de antibióticos y el crecimiento vegetal a través de la solubilización de fósforo y la producción de reguladores de crecimiento como el ácido indol acético; así mismo participa en la fijación de nitrógeno, cuando hace parte de consorcios microbianos. *Bacillus subtilis* como biofertilizante es una opción amigable para el suelo y el ambiente que da

respuesta a la necesidad de implementar la agricultura sostenible (Corrales y Rodríguez 2016, p. 45)

Cuadro 2. Promedios del grosor de tallo días después de la germinación, tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

90 (ddg)	Categorías	120 (ddg)	Categorías	150 (ddg)	Categorías
Tratamientos		Tratamientos	Tukey	Tratamientos	Tukey
T0301	0.54 a	Serenade®	1.72 a	Serenade®	2.45 a
Serenade®	0.52 a	Micorrizas	1.52 ab	Trichomax®	2.09 ab
Micorrizas	0.48 ab	Mancozeb®	1.44 abc	Testigo	2.05 ab
Trichomax®	0.44 abc	T0301	1.29 bc	Micorrizas	2.04 ab
Bacillus I-C	0.29 bcd	T0501H	1.29 bc	Mancozeb®	2.01 ab
Mancozeb®	0.29 bcd	Trichomax®	1.27 bc	Bacillus I-C	2.00 ab
T0501H	0.27 cd	Testigo	1.25 bc	T0301	1.93 b
Trichozam®	0.25 cd	Trichozam®	1.23 c	T0501H	1.91 b
Testigo	0.23 d	Bacillus I-C	1.17 c	Trichozam®	1.87 b
180 (ddg)	Categorías				
Tratamientos	Tukey				
Mancozeb®	2.89 a				
Bacillus I-C	2.71 a				
T0501H	2.51 ab				
T0301	2.44 ab				
Serenade®	2.43 ab				
Micorrizas	2.42 ab				
Trichozam®	2.37 ab				
Trichomax®	2.36 ab				
Testigo	2.09 b				

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

A partir de los 90 ddg el tratamiento T0301 alcanzó el mayor promedio de grosor de tallo con 0.54 cm. seguido de Serenade® y Micorrizas con un promedio de 0.52 y 0.48 cm. A los 180 ddg el mayor promedio lo obtiene tratamiento Mancozeb® con 2.82 cm, seguido de *Bacillus subtilis* I-C, con un promedio de 2.71 cm y los demás tratamientos a base de *Trichoderma* cepa T0501H y T0301 con promedios de 2.51 cm y 2.44 cm (Cuadro 2). Mancozeb® se utilizó como un fungicida, la repuesta a los 180 ddg, fue una reacción más tardía, lo que demuestra que la absorción de los nutrientes fue más lenta en este tratamiento, por no poseer un mecanismo acción de mejorar la absorción de nutrientes.

Los valores mayores alcanzados por los tratamientos bioplaguicidas se reflejaron mayormente entre los 90 ddg a 150 ddg. Estos datos confirman lo expresado por (Reyes y Valery, 2007, p. 117-126) sobre la presencia de microorganismos benéficos alrededor de la raíz los cuales establecen y aceleran procesos bioquímicos que influyen sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas, lo que está asociado con un incremento de elementos químicos disponibles y la producción de sustancias de crecimiento o de control de patógenos.

5.4 Altura de planta en etapa de vivero

En tratamientos, fechas y en la interacción tratamientos por fechas se encontró diferencias significativas ($P < .0001$). Los tratamientos Mancozeb® y *Bacillus* I-C presentaron el mayor promedio de altura con 12.06 cm y 11.93 cm (Figura 4).

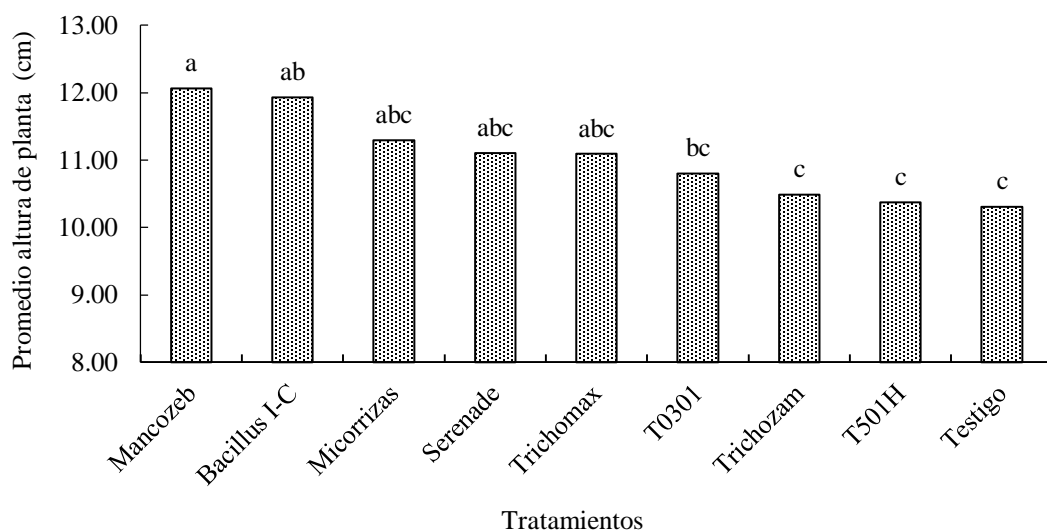


Figura 4. Promedio de altura por planta en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

La altura de planta resultó ser mayormente influenciada por los tratamientos Mancozeb®, *Bacillus* I-C, *Micorrizas*, *Serenade*® y *Trichomax*®.

En este estudio se representa que los bioplaguicidas no tuvieron influencia en altura al inicio del ensayo, este resultado nos permite analizar otras razones por las cuales, la altura pudo estar influenciada. Castillo (1957), refiere que en general el crecimiento es más activo

cuando hay buen suministro de energía solar, agua y nutrimentos, encontrándose que un aumento de la radiación plena exposición solar induce la formación de plantas más bajas, y que son más productivas, mientras que la sombra estimula la formación de plantas más altas con menor diferenciación y menos productivas. Razón que puede ser considerada en este caso, debido a que el ensayo al inicio tuvo con mayor porcentaje de sombra ya que el vivero fue establecido en una plantación de café con sombra en un 60 a 70 %.

Cuadro 3. Promedio de altura de planta días después de la germinación tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

60 (ddg)	Categorías	120 (ddg)	Categorías	150 (ddg)	Categorías
Tratamientos	Tukey	Tratamientos	Tukey	Tratamientos	Tukey
Testigo	6.12 a	Trichomax [®]	7.75 a	Mancozeb [®]	14.23 a
Trichozam [®]	5.90 ab	Bacillus I-C	7.37 ab	Serenade [®]	12.37 ab
Micorrizas	5.56 ab	Mancozeb [®]	6.80 ab	Bacillus I-C	12.13 ab
Mancozeb [®]	5.38 ab	Serenade [®]	6.74 ab	Micorrizas	11.61 b
T0301	5.22 ab	Micorriza	6.44 ab	T0301	11.57 b
Trichomax [®]	5.20 ab	Trichozam [®]	6.20 b	Trichomax [®]	11.34 b
Bacillus I-C	5.04 ab	T0501H	6.18 b	T0501H	10.43 b
Serenade [®]	4.45 b	Testigo	5.97 b	Testigo	10.17 b
T0501H	4.44 b	T0301	5.86 b	Trichozam [®]	10.13 b
260 (ddg)	Categorías				
Tratamientos	Tukey				
Bacillus I-C	25.30 a				
Mancozeb [®]	23.41 ab				
Micorrizas	23.34 ab				
Trichomax [®]	21.80 ab				
Serenade [®]	21.70 ab				
Trichozam [®]	20.61 ab				
T0301	20.22 b				
Testigo	20.12 b				
T0501H	19.58 b				

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

A partir de los 60 ddg se encontró que los mayores promedio de altura de plantas, se obtuvieron con el tratamientos Testigo y seguido de los bioplaguicidas Trichozam y Micorrizas. Pero a partir de los 180 ddg algunos de los bioplaguicidas empiezan a tener repuesta, encontrándose mayor promedio de altura en el tratamiento Bacillus I-C, seguido de Mancozeb[®] y Micorrizas y del bioplaguicidad a base de *Trichoderma* Trichomax[®] (Cuadro 3).

Según Marschner *et al.*, (2004, p.199-208), la densidad y diversidad de microorganismos son susceptibles a variar dependiendo de la especie vegetal, edad y estado nutricional de la planta, características físico químicas del suelo, manejo y de las condiciones ambientales.

5.5 Número de hojas por planta en etapa de vivero

Se encontró diferencias significativas ($P < .0001$) entre tratamientos, entre fechas y en la interacción tratamientos por fechas. Los tratamientos *Bacillus subtilis* I-C y Mancozeb[®], fueron los que presentaron el mayor promedio de número de hojas por planta con 7.87 y 7.78 hojas respectivamente seguido de Serenade[®] con promedio de 7.70 (Figura 5).

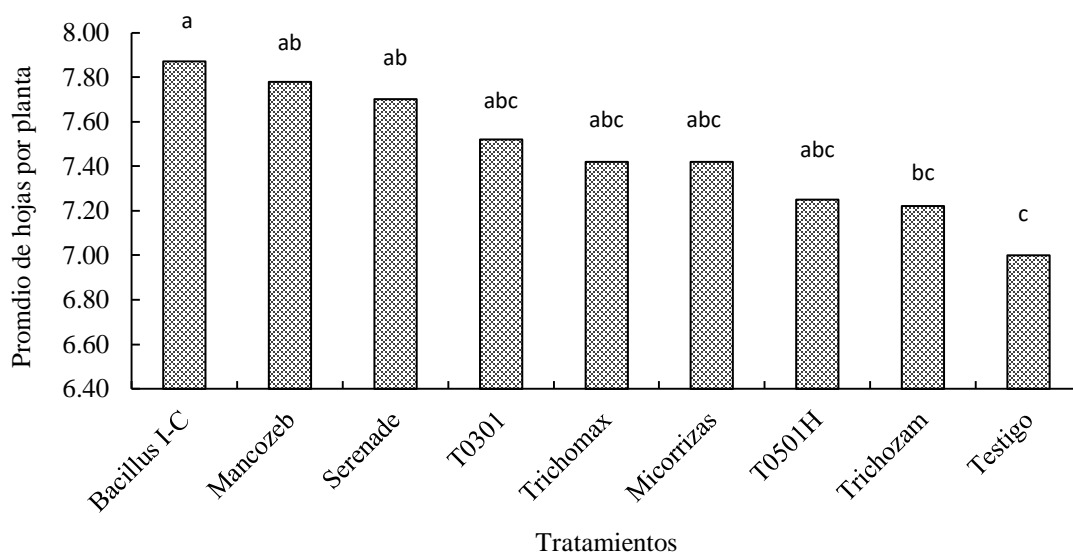


Figura 5. Promedio de hojas por planta en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a mayo 2019.

El número de hojas en una planta de café representa una gran importancia ya que estas realizan los tres procesos fisiológicos más importantes que soportan el crecimiento, desarrollo vegetativo y reproductivo, como la fotosíntesis, la respiración y la transpiración. También cumplen otras funciones como proteger las yemas, las flores y los frutos, de las condiciones climáticas adversas como el granizo y el exceso de radiación (Arcila 2007. p. 35).

Cuadro 4. Promedios de número de hojas por planta días después de la germinación tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a mayo 2019.

90 (ddg)	Categorías	120 (ddg)	Categorías	180 (ddg)	Categorías
Tratamientos	Tukey	Tratamientos	Tukey	Tratamientos	Tukey
Serenade®	3.90 a	Mancozeb®	6.40 a	Mancozeb®	13.00 a
Trichomax®	3.90 a	Trichomax®	6.40 a	Serenade®	12.90 a
Bacillus I-C	3.60 ab	Micorrizas	6.20 ab	T0301	12.80 ab
Micorrizas	3.50 abc	T0501H	6.20 ab	Bacillus I-C	12.80 ab
Mancozeb®	3.50 abc	Bacillus I-C	6.20 ab	Testigo	12.80 ab
T0301	3.30 abcd	Serenade®	6.00 ab	T0501H	12.60 ab
Testigo	2.60 bcd	Tricho zam®	6.00 ab	Tricho zam®	12.30 ab
Tricho zam®	2.40 cd	T0301	6.00 ab	Micorrizas	12.20 ab
T0501H	2.30 d	Testigo	5.00 b	Trichomax®	10.60 b

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

A los 90 ddg los mayores promedios de número de hojas por planta, se obtuvieron con el tratamiento Serenade®, seguido de Trichomax® y Bacillus I-C. Igualmente a los 180 ddg los valores mayores para estos tratamientos se mantienen. Los bioplaguicidas a base de *Bacillus subtilis*, mantuvieron mayor estabilidad en el lugar del ensayo, obteniendo los mayores resultados en las variables Grosor de tallo y número de hojas (Figura 1 y 5).

En diferentes estudios realizados por Pérez y Gutiérrez (2011), y Aguilar (2002), utilizando *Bacillus subtilis* en viveros de café, encontraron un promedio de 6.39 hojas por planta a los 100 días después de establecimiento del vivero.

5.6 Área foliar por planta en etapa de vivero

En los diferentes tratamientos evaluados se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ($P= 0.0038$) entre fecha y en la interacción tratamientos por fechas ($P<.0001$). Los tratamientos con mejor promedio en área foliar fueron las Micorrizas, con 40.39 cm^2 seguido de Serenade® con 38.55 cm^2 y la cepa T0301 con 37.57 cm^2 (Figura 6).

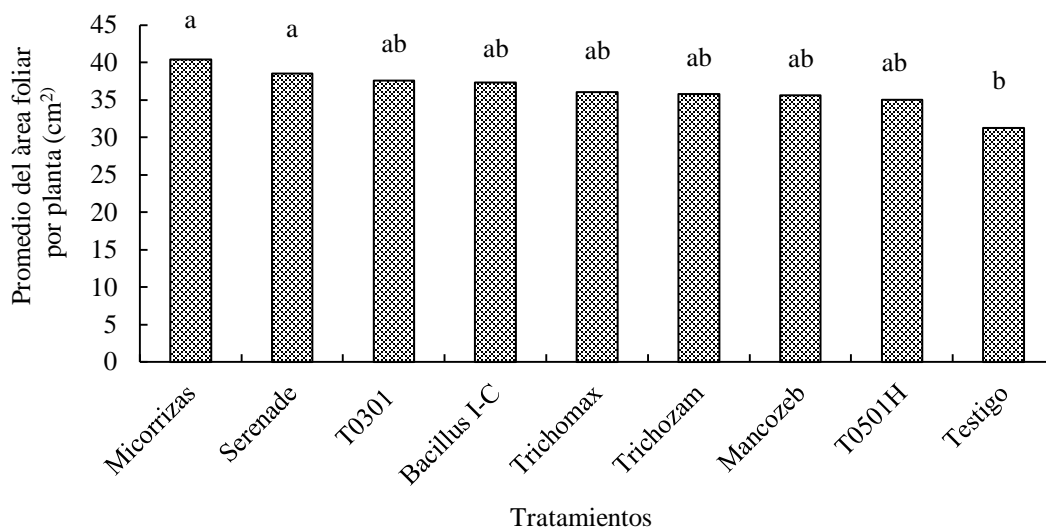


Figura 6. Promedio del área foliar por plantas. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

En diferentes estudios el uso de micorrizas en viveros de café ha tenido efectos positivos sobre variables importantes en estudio, principalmente el área foliar. Un estudio realizado por Águila *et al.*, (2018, p. 8), evaluando la inoculación de consorcios micorrizicos arbusculares en *Coffea arábica* variedad caturra por siete meses, obtuvo incrementos máximos con respecto al testigo de 10.65% en el área foliar.

Adriano (2011, p. 417-431), encontró incrementos en la longitud de la raíz entre el 14.7% y el 18.2% de plantas inoculadas con *Azotobacter* spp y *Glomus* spp, con respecto a las raíces de las plantas de café testigo.

Cuadro 5. Promedios del área foliar días después de la germinación tomadas en la etapa de semillero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a mayo 2019.

90 (ddg)		120 (ddg)		150 (ddg)	
Tratamientos	Medias	Tratamientos	Medias	Tratamientos	Medias
T0301	8.75 a	Micorrizas	28.24 a	Serenade®	55.11 a
Trichomax®	7.84 a	Serenade®	27.85 a	Mancozeb®	47.16 ab
Micorrizas	7.71 a	Trichomax®	24.67 ab	Trichomax®	44.70 ab
Serenade®	6.83 a	T0301	21.77 abc	T0301	43.77 ab
Bacillus I-C	6.52 a	Bacillus I-C	20.81 abc	Micorrizas	43.27 ab
Mancozeb®	4.28 b	Mancozeb®	20.67 abc	Bacillus I-C	37.51 b
Testigo	4.15 b	T0501H	18.94 bc	Testigo	35.93 b
Trichozam®	3.01 c	Trichozam®	18.08 bc	Trichozam®	34.17 b
T0501H	2.38 d	Testigo	15.96 c	T0501H	33.83 b

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

Los tratamientos con el mayor promedio en área foliar a los 90 ddg fueron los bioplaguicidas T0301 con 8.75 cm^2 , Trichomax® con un valor de 7.87 y Micorrizas con 7.71 cm^2 .

A los 120 ddg el tratamiento con micorrizas obtuvo el mayor promedio en área foliar con 28.24 cm^2 . Seguido de Serenade® con 27.85 y Trichomax® con 24.67 cm^2 . Igualmente a los 150 ddg se mantienen los mayores valores para estos tratamientos. Sánchez *et al.*, (2011), encontró resultados en el incremento del área foliar al evaluar el efecto de *Glomus intraradices* y abonos orgánicos en donde encontró que a los 70 días después de la siembra se observó incrementos significativos del (287%) respecto al testigo.

5.7 Longitud de raíz en la etapa de vivero

Se encontraron diferencias significativas ($P= 0.0070$), los tratamientos T0301 y Serenade®, presentaron el mayor promedio de longitud de raíz en la etapa de vivero con 19.55 cm y 19.06 cm, seguido de Trichomax® con 18.37 (Figura 7).

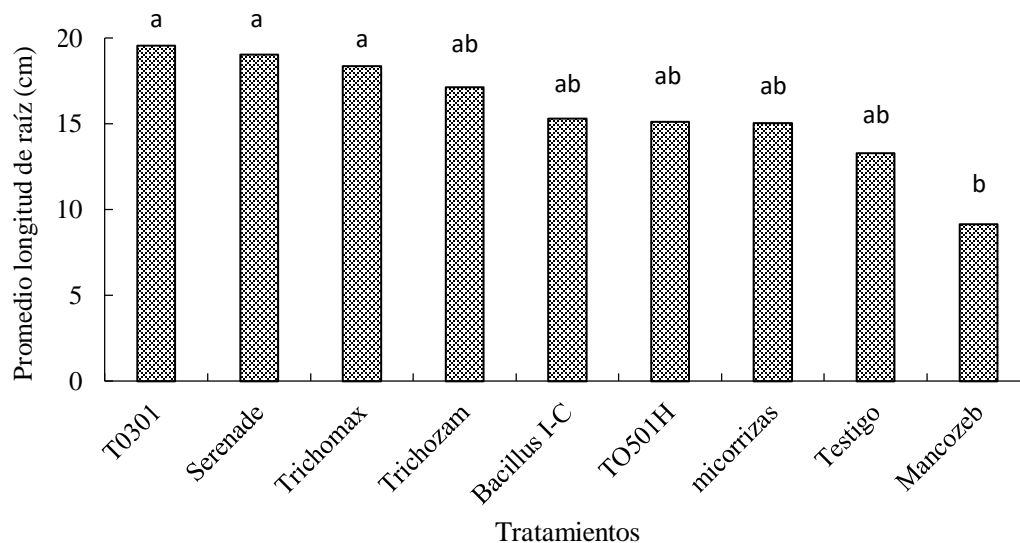


Figura 7. Promedio de longitud de raíz en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas en el periodo comprendido de febrero a noviembre 2019.

Bacillus subtilis actúa como barrera física para que los patógenos sobre la superficie de los tejidos y como bioestimulante al crear las condiciones necesarias para el vigor de las plantas (Inpofós, 2006).

5.8 Población de nemátodos en raíz y suelo en la etapa de vivero

Cuadro 6. Población de nemátodos del genero *Pratylenchus* spp, *Xiphinema* spp y *Tylenchus* spp en raíz y suelo en la etapa de vivero. Finca Las Pilas San Lucas.

Nemátodos en raíces Tratamientos	Nemátodos en suelo		
	<i>Pratylenchus</i> spp	<i>Xiphinema</i> spp	<i>Tylenchus</i> spp
Serenade®	504	0	0
Micorrizas	308	0	0
Mancozeb®	308	0	84
T0301	280	28	0
Testigo	280	0	0
T0501H	140	84	84
Trichomax®	0	0	28
Trichozam®	0	0	0
Bacillus I-C	0	0	140

A nivel de raíces se encontró que hubo ausencia de nemátodos en los tratamientos Trichomax®, Trichozam®, *Bacillus* I-C. Encontrándose mayor población de nematodos del

género *Pratylenchus* spp en los tratamientos Serenade[®], Micorrizas y Mancozeb[®]. En suelo se encontraron otros géneros como *Xiphinema* spp y *Tylenchus* spp siendo menores las poblaciones de nemátodos en todos los tratamientos.

Pérez y García, (2019), logró evidenciar el control de *Trichoderma* spp sobre el nemátodo *Pratylenchus* spp. Los resultados demuestran que de 200 g de suelo procesado y 10 gramos de raíces se obtuvo una población de 111 nemátodos, a diferencia de los demás tratamientos en los cuales la poblaciones fueron mayores como es el caso de *Paecilomyces lilacinus*, que es otro biocontrolador de nemátodos el cual presentó una población de 147 nematodos, Vydate[®]L y testigo mostraron resultados similares con 211 y 222 nemátodos.

Nelson, (1978) encontró el mejor control para el género *Pratylenchus* spp, fue *Trichoderma* spp. Reduciendo las poblaciones de nematodos fitoparásitos en un 50%. *Trichoderma* es considerado como un hongo que parasita huevos, adultos y quistes de nematodos, también puede afectar nematodos móviles que están fuera de las raíces, de modo que puede infectar cualquiera de estos estadios del nematodo, causándoles la muerte o evitando que el nematodo complete su ciclo de vida, disminuyendo de esa manera las poblaciones en el campo (Luangsa-Ard *et al.* 2011).

VI. CONCLUSIONES

Con el uso de bioplaguicidas a base de *Bacillus subtilis*, *Trichoderma* spp y Micorrizas se obtuvieron plántulas de café con mayores promedios en longitud de raíces, diámetro de tallos, altura de planta, número de hojas y área foliar.

Las poblaciones de nematodos a nivel de raíces fueron nulas, en los tratamientos, Trichomax[®], Trichozam[®], *Bacillus* I-C. Se encontró poblaciones de nemátodos del género *Pratylenchus* spp s en los tratamientos Serenade[®], Micorrizas y Mancozeb[®]. En suelo se encontraron otros géneros como *Xiphinema* spp y *Tylenchus* spp pero en menor población.

VII. RECOMENDACIONES

Se recomienda el uso de los productos biológicos a base de *Trichoderma* spp, *Bacillus subtilis* y micorrizas, para el manejo de enfermedades y para el estímulo de crecimiento, acompañada de un programa de fertilización y con una frecuencia de riego de acuerdo a las condiciones ambientales de la finca.

VIII. LITERATURA CITADA

- Adriano, m., Jarquín, R., Hernández, C., Salvador, M. y Monreal, C. (2011). *Biofertilización de café orgánico en etapa de vivero en Chiapas, México*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 2 (3): 417-431.
- Agrios, H. 2010. *Fitopatología*. Editorial Limusa, Grupo Noriega Editores, Segunda ed. México, D.F.838.
- Águila, K; Vallejos, G; Arévalo, L; y Becerra, A. (2018). *Inoculación del consorcios micorrízicos arbusculares en Coffea arabica, variedad caturra en la región San Martín Perú*. SCIELO 29 (1):8.
- Alvarado M. ROJAS, G. (1994). *Cultivo y Beneficiado del Café*. Primera edición. (San José, Costa Rica). EUNED. p. 4.
- Arcila, P.J. (2007). *Sistemas de producción de café en Colombia: Crecimiento y desarrollo de la planta de café*. Chinchiná, Cenicafé. p. 35.
- Arias S.G; M. O. Arias; Z.G. y Gutiérrez (1976). *Relaciones entre las características morfológicas y la producción de cinco cultivares (Coffea arábica L)*. Costa Rica, p. 17.
- Arizaleta. M. y Pire. R. (2008). *Respuesta de plantas de cafeto al tamaño de la bolsa y fertilización con nitrógeno y fosforo en vivero*. p.17
- Benavides Castillo, M; Romero, S.D. (2004). *Efecto de diferentes niveles de insumos y tipos de sombra sobre el comportamiento de las principales plagas del cultivo de café (Coffea arabica L), Masatepe, Nicaragua 2003-2004*. (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua. p. 4.
- Barbosa Toribio, I. (2012). *Manual del viverista (café, cacao, plantas forestales y leguminosas)*. Nitaplan: Universidad Centroamericana. p. 19.
- Bernaza, G. (1986). *Las micorrizas alternativa ecológica para una agricultura sostenible*. Bogotá - Colombia: 1(1) p. 1.
- Buechel, T. (2021). *Beneficios de los hongos micorrízicos*. PROMIX. p. 4. Recuperado de: <https://www.pthorticulture.com/es/centro-de-formacion/horticultores-urbanos-ven-los-beneficios-de-los-hongos-micorrizicos/>
- Cabezas Gutierrez, M; Peña Baracaldo, F. (2012). *Estimación del área foliar del arándano (vaccinium corymbosum) por medio de un método no destructivo*. Actualidad y Divulgación Científica (U.D.C.A). 15(2):3.
- Chiriboga, H. G., Garcés, G., Chiriboga, K. H., Gómez, G., & Garcés, K. (2015). *Protocolos para formulación y aplicación del bio-insumo trichoderma spp. para el control*

- biológico de enfermedades*. Asunción: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura.
- Corrales Ramírez, L. Caycedo Lozano, L. Gómez Méndez, M. , Ramos Rojas, S., y Rodríguez Torres, J. (2016). *Bacillus spp: una alternativa para la promoción vegetal por dos caminos enzimáticos*. SCIELO, 15(27).45.
- Falconí, C. E., & Yáñez, V. del R. (2007). *Validación de biopesticidas para el control de la moniliasis y manejo sustentable del cacao fino y de aroma en el Ecuador*. (C. E. Falconí & V. del R. Yáñez, Eds.) (2007th ed.). Quito - Ecuador.
- Fernández, E; Acosta, O; Pérez, I. (1993). *Manejo Integrado de Nemátodos del Género Meloidogyne en el Cafeto*. VIII forum Nacional de Ciencias y Técnicas. Ciudad de la Habana. p. 75.
- García, E. ; Ismartoyo ; Slocombe, R. F. ; Dixon, R. M. ; Holmes, J. H. G., (1990). *Nutritive value of Lablab purpureus grain for sheep and goats*. Proc. Austr. Soc. Anim. Prod. p. 23.
- Guharay, F; Monterrey, J; Monterroso, D.; Staver, Ch. (2000). *Manejo integrado de plagas en el cultivo del café*. Ed. 1. CATIE (p. 162-168): Managua, Nicaragua.
- Guilcapi, E. (2009). *Efecto de Trichoderma harzianum y Trichoderma viride, en la producción de plantas de café (coffea arabica) variedad Caturra a nivel de vivero (Tesis de pregrado)*. Escuela Superior Politecnica de Chimborazo. Ecuador. p. 51.
- Gutierrez, M; y Ñurinda, A. (1996). *Validación de diferentes opciones de manejo para el control de la Roya del café (Hemileia vastatrix) en la finca Santa Ana*. El Mombacho, Nicaragua. Tesis de pregrado. Escuela de producción vegetal.
- Harman G; Howell C; Viterbo A, Chet I; y Lorito M. (2013). *Trichoderma spp. y su función en el control de plagas en los cultivos*. Protección vegetal. (2004). 28(1), 43-56.
- Herrera, I; Bijlmakers, H. (1993). *Nematología Agrícola. Manual de prácticas*. Escuela de Sanidad Vegetal. UNA. Managua, Nicaragua. p. 44.
- Instituto Nicaraguense de FomentoMunicipal. (2012). Características edafoclimáticas del municipio de San Lucas-Madriz. Pag. 8. Recuperado de: <https://whitelightskyes.com/administrative-area/3554409-municipio-de-san-lucas/>*
- INTAGRI. (2017). *Trichoderma Control de Hongos Fitopatógenos*. Serie Fitosanidad, Núm. 3. México. P.3.
- León, J. (2000). *Botánica de los cultivos tropicales*. Costa Rica. p. 7

- Marschner, P; D. Crowley, y C. Honhg Yang. (2004). *Development of specific rhizosphere bacterial communities in relation to plant species, nutrition and soil type*. *Plant soil*. P.199-208.
- Membreño Hernández, L; Téllez Castellón PY. (2011). *Distribución espacial y temporal del mal del talluelo (Rhizoctonia solani) y pudrición blanca (Sclerotium rolfsii) en el cultivo de tomate (Solanum lycopersicum) en el Campus Agropecuario de la UNAN-León, en el ciclo agrícola 2010*. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León. p. 11.
- Pilarte, F; y Olivas, F. (1999). *Manejo Integrado del mal del talluelo*. Ficha técnica. http://a4n.alianzacacao.org/uploaded/mod_documentos/Manejo%20Integrado%20del%20mal%20del%20ta
- Reina, S., Chamola, B. P., Mukerji, K.G. (1999). *Evolution of Mycorrhiza*. In: *Mycorrhizal Biology*. Edited by K.G Mukerji, B.P. Chamola, J. Singh Kluwer Academic/Plenum. New York, US. p. 7.
- Reyes, Y; Martínez, B; Infante, D. (2008). *Evaluación de la actividad antagónica de trece aislamientos de Trichoderma spp. sobre Rhizoctonia sp.* *Rev Protección Veg.* 23(2):115-116.
- Reyes, I., Valery, A. (2007). *Efecto de la fertilidad del suelo sobre la microbiota y la promoción del crecimiento del maíz (Zea mays L.) con Azotobacter spp.* *Bioagro*, 19(3), 117-126.
- Salas Araiza, M.D; Salazar Solís, E. (2012). *Importancia del uso Adecuado de Agentes de Control Biológico*. 13(1) p. 4
- Solórzano Lanza, J y Cáceres Trujillo, F. (2012). *Programa de mejoramiento productivo de la caficultura para pequeños y medianos productores*. FUNIDES. p. 4
- Soza Espinoza, H.J., y Jiménez Alvarado, O.A. (2018). *Validación de dos dosis de micorrizas en el desarrollo de las plantas en vivero de café (Coffea arabica L.), variedad Caturra en dos localidades del municipio de Jinotega, periodo 2017 – 2018* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria. Managua-Nicaragua. p. 24.
- Travel Guide Nicaragua. (2018). *Caracterización del municipio de San Lucas*. Alcaldía municipal – San Lucas Madriz (en línea).
- Vazquez Escalante, A. (2011). *El efecto; nuevas aplicaciones en 15 recetas de sal y dulce* (Tesis de pregrado). Universidad de cuencas. p. 45.
- Villegas, A. (2008). *Trichoderma. Características generales y su potencial biológico en la agricultura sostenible*. Orius Biotecnología. Colombia. p. 2.

IX. ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza de longitud de raíz en la etapa de semillero (cm)

Fuente	Gl	SC	CM	F - Valor	Pr > F
Trat	8	102.07	12.76	5.07	<0.0001
Rep	9	13.54	1.5	0.6	0.795
Error	72	296.98	2.52		
Total	89	296.98			
R ² : 0.39	CV: 24.72				

Anexo 2. Análisis de varianza de grosor de tallo (mm).

Fuente	Gl	SC	CM	F - Valor	Pr > F
Trat	8	5.26	0.66	4.76	<0.0001
Fec	5	763.96	152.79	1106.24	<0.0001
Trat*Fec	40	15.69	0.39	2.84	<0.0001
Error	405	55.94	0.14		
Total	539	857.07			
R ² : 0.93	CV: 21.63				

Anexo 3. Análisis de varianza de la altura de planta (cm)

Fuente	Gl	SC	CM	F - Valor	Pr > F
Trat	8	194.06	24.26	5.60	<0.0001
Fec	5	23442.53	4688.51	1081.94	<0.0001
Trat*Fec	40	382.61	9.57	2.21	<0.0001
Error	405	1755.03	4.33		
Total	539	26215.97			
R ² : 0.93	CV: 18.84				

Anexo 4. Análisis de varianza para número de hojas.

Fuente	Gl	SC	CM	F - Valor	Pr > F
Trat	8	38.96	4.87	3.78	0.0003
Fec	5	12989.28	2597.86	2017.77	<0.0001
Trat*Fec	40	107.62	2.69	2.09	0.0002
Error	405	521.43	1.29		
Total	539	13786,26			
R ² : 0.96	CV: 15.20				

Anexo 5. Análisis de varianza del área foliar (cm²).

Fuente	Gl	SC	CM	F - Valor	Pr > F
Trat	8	3127.22	390.90	2.90	0.0038
Fec	5	495090.02	99018.00	733.60	<0.0001
Trat*Fec	40	11661.57	291.54	2.16	0.0001
Error	405	54665.04	134.98		
Total	539	578604.23			
R ² : 0.91	CV: 15.20				

Anexo 6. Análisis de varianza de longitud de raíz en la etapa de vivero (cm)

Fuente	Gl	SC	CM	F - Valor	Pr > F
Trat	841.16	8	105.14	2.92	0.0070
Rep	138.99	9	15.44	0.43	0.9154
Error	2593.61	72	36.02		
Total	3573.76	89			
R ² : 0.27	CV: 37.89				