



Esta obra está bajo una [Licencia Creative Commons Atribución-
NoComercial-Compartirigual 2.5 Perú](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/).

Vea una copia de esta licencia en

<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**Efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares sobre el
rendimiento de (*Plukenetia volubilis* L.), bajo condiciones de campo en la
provincia de San Martín**

Tesis para optar el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo

AUTOR:

Segundo Antonio Vásquez Chui

ASESOR:

Ing. Eybis José Flores García

CO - ASESOR:

Ing. M. Sc. Mike Anderson Corazon Guivin

Tarapoto – Perú

2019

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



Efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares sobre el rendimiento de (*Plukenetia volubilis* L.), bajo condiciones de campo en la provincia de San Martín

AUTOR:

Segundo Antonio Vásquez Chui

Sustentada y aprobada el 09 de diciembre del 2019, ante el honorable jurado:

Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez

Presidente

Ing. M.Sc. Patricia Elena García Gonzáles

Secretario

Ing. María Emilia Ruiz Sánchez

Miembro

Ing. Eybis José Flores García

Asesor

Ing. M.Sc. Mike Anderson Corazon Guivin

Co - asesor

Declaratoria de autenticidad

Segundo Antonio Vásquez Chui, con DNI N° 70164639, egresado de la Escuela Profesional de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, autor de la tesis titulada: **Efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares sobre el rendimiento de (*Plukenetia volubilis* L.), bajo condiciones de campo en la provincia de San Martín.**

Declaro bajo juramento que:

1. La tesis presentada es de mi autoría.
2. La redacción fue realizada respetando las citas y referencias de las fuentes bibliográficas consultadas.
3. Toda la información que contiene la tesis no ha sido auto plagiada;
4. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido alterados ni copiados, por tanto, la información de esta investigación debe considerarse como aporte a la realidad investigada.

Por lo antes mencionado, asumo bajo responsabilidad las consecuencias que deriven de mí accionar, sometiéndome a las leyes de nuestro país y normas vigentes de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto.

Tarapoto, 09 de diciembre del 2019.



.....
Bach. Segundo Antonio Vásquez Chui

DNI N° 70164639

Formato de autorización NO EXCLUSIVA para la publicación de trabajos de investigación, conducentes a optar grados académicos y títulos profesionales en el Repositorio Digital de Tesis

1. Datos del autor:

Apellidos y nombres:	Vásquez Chui Segundo Antonio		
Código de alumno :	7011135	Teléfono:	948625122
Correo electrónico :	chuanes@gmail.com	DNI:	70164639

(En caso haya más autores, llenar un formulario por autor)

2. Datos Académicos

Facultad de:	Ciencias Agrarias
Escuela Profesional de:	Agronomía

3. Tipo de trabajo de investigación

Tesis	(x)	Trabajo de investigación	()
Trabajo de suficiencia profesional	()		

4. Datos del Trabajo de investigación

Título :	Efecto de consorcios de hongos micorrizicos arbusculares sobre el rendimiento de (<i>Plukenetia volubilis</i> L), bajo condiciones de campo en la provincia de San Martín.
Año de publicación:	2019

5. Tipo de Acceso al documento

Acceso público *	(x)	Embargo	()
Acceso restringido **	()		

Si el autor elige el tipo de acceso abierto o público, otorga a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, una licencia **No Exclusiva**, para publicar, conservar y sin modificar su contenido, pueda convertirla a cualquier formato de fichero, medio o soporte, siempre con fines de seguridad, preservación y difusión en el Repositorio de Tesis Digital. Respetando siempre los Derechos de Autor y Propiedad Intelectual de acuerdo y en el Marco de la Ley 822.

En caso que el autor elija la segunda opción, es necesario y obligatorio que indique el sustento correspondiente:

6. Originalidad del archivo digital.

Por el presente dejo constancia que el archivo digital que entrego a la Universidad Nacional de San Martín - Tarapoto, como parte del proceso conducente a obtener el título profesional o grado académico, es la versión final del trabajo de investigación sustentado y aprobado por el Jurado.

7. Otorgamiento de una licencia **CREATIVE COMMONS**

Para investigaciones que son de acceso abierto se les otorgó una licencia *Creative Commons*, con la finalidad de que cualquier usuario pueda acceder a la obra, bajo los términos que dicha licencia implica

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

El autor, por medio de este documento, autoriza a la Universidad Nacional de San Martín - Tarapoto, publicar su trabajo de investigación en formato digital en el Repositorio Digital de Tesis, al cual se podrá acceder, preservar y difundir de forma libre y gratuita, de manera íntegra a todo el documento.

Según el inciso 12.2, del artículo 12° del Reglamento del Registro Nacional de Trabajos de Investigación para optar grados académicos y títulos profesionales - RENATI "Las universidades, instituciones y escuelas de educación superior tienen como obligación registrar todos los trabajos de investigación y proyectos, incluyendo los metadatos en sus repositorios institucionales precisando si son de acceso abierto o restringido, los cuales serán posteriormente recolectados por el Repositorio Digital RENATI, a través del Repositorio ALICIA".


Firma y huella del Autor

8. Para ser llenado en el Repositorio Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto de la UNSM - T.

Fecha de recepción del documento.

07 / 10 / 2021



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - T.
Repositorio Digital de Ciencia, Tecnología e
Innovación de Acceso Abierto - UNSM-T.


Ing. M. Sc. Alfredo Ramos Perea
Responsable

***Acceso abierto:** uso lícito que confiere un titular de derechos de propiedad intelectual a cualquier persona, para que pueda acceder de manera inmediata y gratuita a una obra, datos procesados o estadísticas de monitoreo, sin necesidad de registro, suscripción, ni pago, estando autorizada a leerla, descargarla, reproducirla, distribuirla, imprimirla, buscarla y enlazar textos completos (Reglamento de la Ley No 30035).

** **Acceso restringido:** el documento no se visualizará en el Repositorio.

Dedicatoria

*A mis queridos padres: **Antonio Vásquez Ruiz** y **Teresa Chui Silva**, quienes me brindaron su amor, apoyo incondicional e infinito para llegar a completar mis metas propuestas, dándome fuerzas, comprensión y confianza a cada momento.*

*A mis queridos hermanos: **Henry Vásquez Chui** y **Rita Vásquez Chui**, quienes siempre estuvieron apoyándome durante mi formación académica, siendo parte importante para lograr mis metas. Así también a mis familiares que siempre estuvieron dándome ánimos para seguir adelante.*

A los miembros del Laboratorio de Biología y Genética Molecular – FCA – UNSM – T, por la confianza en mi persona para poder integrarme a este gran equipo humano y desarrollar el trabajo de forma impecable. Así también a cada persona que de una u otra forma estuvo en esta etapa de mi vida brindándome su apoyo.

Segundo Antonio Vásquez Chui.

Agradecimiento

A Dios, por permitirme lograr cumplir esta meta propuesta; a mis padres por su apoyo moral y económico para poder formarme como persona y profesional, aconsejándome y enseñándome principios y valores para ser una persona correcta para esta sociedad.

A la Universidad Nacional de San Martín – T, en especial a todos los docentes y personal que forman parte de la Facultad de Ciencias Agrarias, que contribuyeron en toda mi formación académico-profesional en la carrera de Agronomía.

A cada miembro del equipo de investigación del Laboratorio de Biología y Genética Molecular, quienes siempre me brindaron su amistad y apoyo para poder realizar el proyecto de tesis; teniendo siempre un desarrollo intelectual a la par de todos en el ámbito de la investigación.

Al Ing. Eybis José Flores García, por su asesoramiento y consejos, en la elaboración y ejecución del trabajo de Tesis.

Al Ing. M. Sc. Mike Anderson Corazon Guivin, por darme la oportunidad y la confianza de realizar el proyecto de tesis, brindándome su co-asesoramiento en la elaboración y ejecución del trabajo de tesis.

A mis familiares y amigos que de una u otra forma estuvieron presentes en mi formación académica durante mis años de estudiante, y en especial a todos los que estuvieron apoyándome en el desarrollo del trabajo de tesis.

Índice general

	Página
Resumen	vi
Abstract.....	vii
 Introducción.....	 1
 CAPÍTULO I	 2
REVISION BIBLIOGRÁFICA	2
1.1. Antecedentes de la investigación	2
1.2. Generalidades del cultivo de Sacha Inchi	3
1.2.1. Origen y distribución.....	3
1.2.2. Clasificación taxonomía.....	3
1.2.3. Morfología del Sacha Inchi.....	3
1.2.4. Fenología.....	5
1.2.5. Requerimientos edafoclimáticos del cultivo	6
1.2.7. Manejo agronómico del cultivo.....	8
1.3. Las micorrizas	13
1.3.1. Microorganismos rizosféricos.....	13
1.3.2. Tipos de micorrizas.....	14
1.3.3. Hongos micorrízicos.....	14
1.3.4. Hongos micorrízicos arbusculares (HMA).....	14
1.3.6. Colonización de los HMA.....	15
1.3.8. Mecanismo de acción de los HMA	17
1.3.9. Importancia de los HMA en la agricultura.....	18
1.3.10. Simbiosis planta – hongo.....	20
1.3.11. Interacción de sachá inchi con HMA.....	21
 CAPÍTULO II.....	 22
MATERIAL Y MÉTODOS	22
2.1. Tipo y nivel de investigación.....	22
2.2. Diseño de investigación	22
2.3. Población y muestra.....	22
2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos.....	23

2.5. Técnicas de procesamiento y análisis de datos	23
2.6. Materiales y métodos.	24
2.6.1. Materiales.....	24
2.6.2. Metodología	24
CAPÍTULO III.....	41
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
3.1. Variables morfológicas.	41
3.2. Variable Fúngica	49
3.3. Variables fenológicas	52
3.4. Rendimiento del cultivo de sachá inchi	60
CONCLUSIONES	66
RECOMENDACIONES.....	67
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	68

Índice de tablas

Tabla 1. Clasificación taxonómica de los Glomeromycota.	15
Tabla 2. Tratamientos, localidades.	24
Tabla 3. ANVA de altura de plántones de sachá inchi evaluados a 45 días en condiciones de vivero.	41
Tabla 4. ANVA de la altura de plantas de sachá inchi evaluados hasta llegar a dos metros de altura en condiciones de campo definitivo.	43
Tabla 5. ANVA del área foliar de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	45
Tabla 6. ANVA del contenido de clorofila en hojas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	47
Tabla 7. ANVA de la colonización radicular de CHMA hacia raíces de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo al 8vo mes.	50
Tabla 8. ANVA de la determinación de la máxima floración de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	52
Tabla 9. ANVA de la determinación de la máxima fructificación de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	54
Tabla 10. ANVA de la maduración de frutos de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	56
Tabla 11. ANVA del inicio de cosecha de frutos de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	58
Tabla 12. ANVA del número de cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados cada 15 días en condiciones de campo definitivo.	60
Tabla 13. ANVA del número de semillas por cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo durante los 8 meses de la instalación.	62
Tabla 14. ANVA del rendimiento de la producción de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo durante los 8 meses de la instalación.	64

Índice de figuras

Figura 1. Áreas de estudio utilizadas en la ejecución del experimento. A: Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM), B: Vivero de multiplicación de HMA, C: Campo experimental (Ciudad universitaria).....	25
Figura 2. A: Agitación de la muestra de suelo en un balde, B: Tamizado en suspensión, C: Centrifugación en sacarosa de 20 y 60%, D: Tamizado de la solución, E: Cuantificación de esporas viables, F: Aislamiento de esporas.	27
Figura 3. A: Observaciones de las muestras, B y C: Foto de las esporas por el programa Toup View 3,7 for digital camera.....	27
Figura 4. A: Extracción de raíces, B: Corte de raíces, C: KOH a las raíces, D: Tinción con KOH, E: Baño María de las muestras, F: Muestras listas para colocar y observar.	28
Figura 5. A: Fuente de inóculo por consorcio, B: Pesado de los inóculos por planta y tratamiento, C: Inóculos en bolsas individuales y etiquetadas por planta.....	29
Figura 6. Vivero de Multiplicación de Hongos Micorrízicos Arbusculares.....	30
Figura 7. A: Preparación del sustrato, B: Llenado de las bolsas, C: Colocado de las bolsas en la cama almaciguera.....	30
Figura 8. A: Bolsas con inóculo, B: Bolsas almacigueras con sustrato, C: Colocación del inoculo en las bandejas, D: Mezcla del inoculo con el sustrato, E: llenado de las bolsas con el sustrato final, F: Colocación de las bolsas en la cama almaciguera.	31
Figura 9. A: Mojar las semillas con agua, B: Agregar lejía a la solución, C: Mezcla de la solución, D: Germinador.	31
Figura 10. A: Selección de plántulas, B: Riego para el repique, C: Hoyos para repique, D: Trasplante en las bolsas almacigueras.	32
Figura 11. A: Riego en etapa de vivero, B y C: Riego en etapa de campo.	33
Figura 12. A: Pesado Del abono foliar, B y C: Aplicación del abono foliar a plántulas de sachá inchi.	33
Figura 13. A: Evaluación de altura en etapa de vivero, B: Evaluación de altura en etapa de campo.....	34

Figura 14. A: Extracción de hojas, B: Escáner de hojas.....	35
Figura 15. A: Equipo de medición de clorofila (SPA-502 Plus), B: Toma de datos de la concentración de clorofila en las hojas de sachá inchi.....	35
Figura 16. A: Floración de la planta de sachá inchi, B: Evaluación de floración.	37
Figura 17. A: Evaluación de formación de frutos, B: Frutos formados.	37
Figura 18. Maduración de frutos.	38
Figura 19. A: Frutos aptos para la cosecha, B: Cosecha de frutos.	38
Figura 20. Identificación de las capsulas cosechadas por planta.....	39
Figura 21. Semillas por capsula cosechada.	39
Figura 22. Evaluación del rendimiento.....	40
Figura 23. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para altura de plántones de sachá inchi evaluados a 45 días en condiciones de vivero, a T° media de 27°C y HR de 73%.	41
Figura 24. Altura de plántones de sachá inchi, evaluados cada 15 días en condiciones de vivero, a T° media de 27°C y HR de 73%.....	43
Figura 25. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) de la altura de plantas de sachá inchi evaluados en días hasta alcanzar dos metros de altura, en condiciones de campo definitivo.	44
Figura 26. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del área foliar de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.....	46
Figura 27. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del contenido de clorofila en hojas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	48
Figura 28. Colonización radicular (%) de plántulas de sachá inchi evaluados a 45 días en condiciones de vivero, a T° media de 27°C y HR de 75%.....	49
Figura 29. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para la colonización radicular de raíces de sachá inchi (%) evaluados en condiciones de campo definitivo.....	50
Figura 30. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) de determinación de la máxima floración de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.....	53
Figura 31. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) de determinación de la máxima fructificación de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.....	55
Figura 32. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) de la maduración de frutos de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.....	56
Figura 33. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del inicio de la cosecha de frutos de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	58

Figura 34. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del número de cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	60
Figura 35. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del número de semillas por cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	62
Figura 36. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del rendimiento de la producción de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.	64

Lista de siglas y abreviaturas

HMA : Hongos micorrízicos arbusculares

ANVA : Análisis de varianza

CV : Coeficiente de variabilidad

R² : Coeficiente de determinación

PVLG : Polivinílico ácido-láctico-glicerol

CHMA: Consorcio de hongos micorrízicos arbusculares

DDI : Días después de la inoculación

NS : No significativo

DDT : Días después del trasplantes

***** : Significativo

****** : Altamente significativo

Resumen

El estudio se realizó en la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto (UNSM-T), cuyo objetivo fue determinar el efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares sobre el rendimiento de (*Plukenetia volubilis* L.), bajo condiciones de campo en la provincia de san Martín. Se evaluaron 12 tratamientos inoculados con CHMA (T₁...T₁₂) más 1 testigo absoluto (T₀). Se utilizó un Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA), con 4 repeticiones y 3 unidades por repeticiones, evaluándose 156 plantas en condiciones de campo. Las evaluaciones se realizaron de forma periódica dependiendo de la variable a evaluar, con variables morfológicas, fenológicas y rendimiento del cultivo de sachá inchi, además de la variable fúngica de CHMA. Los datos se procesaron al análisis de varianza y la prueba de Tukey con un nivel de significancia de ($p < 0,05$), obteniéndose diferencias estadísticas significativas en la mayoría de las variables. Los resultados obtenidos demostraron que todos los tratamientos inoculados con CHMA, lográndose mayores incrementos en la morfología, fenología del cultivo en comparación del testigo absoluto. Así mismo, se obtuvieron altos porcentajes de colonización de raíces en de los Tratamientos T6 (Alfonso Ugarte 81,36%) y T3 (Barco chacra 79,06%) y el testigo T0 (14,92%) en condiciones de campo. En general los Tratamiento inoculados con CHMA tuvieron un efecto beneficioso sobre las variables evaluadas en las plantas de sachá inchi.

Palabras clave: Hongos, Micorrizas, Inoculación, Trasplante, *Plukenetia volubilis* L,

Abstract

The study was conducted at the National University of San Martín – Tarapoto (UNSM-T), with the objective of determining the effect of arbuscular mycorrhizal fungi consortia on the yield of *Plukenetia volubilis* L., under field conditions of the province of San Martín. Twelve treatments inoculated with CHMA (T1...T12) plus one absolute control (T0) were evaluated. A Completely Randomized Block Design (CRBD) was used, with 4 replications and 3 units per replicate, evaluating 156 plants under field conditions. The evaluations were carried out periodically depending on the variable to be evaluated, with morphological, phenological and yield variables of the sachá inchi crop, in addition to the fungal variable of CHMA. The data were processed using the analysis of variance and Tukey's test with a significance level of ($p < 0.05$), obtaining significant statistical differences in most of the variables. The results obtained showed that all treatments inoculated with CHMA achieved greater increases in crop morphology and phenology compared to the absolute control. Likewise, high percentages of root colonization were obtained in treatments T6 (Alfonso Ugarte 81.36%) and T3 (Barco chacra 79.06%) and the control T0 (14.92%) under field conditions. In general, the treatments inoculated with CHMA had a beneficial effect on the variables evaluated in the Sachá inchi plants.

Key words: Fungi, Mycorrhizae, Inoculation, Transplanting, *Plukenetia volubilis* L.



Introducción

Plukenetia volubilis L. “sacha inchi” es una especie de la familia Euphorbiaceae, propia de la región amazónica, que presenta gran importancia socioeconómica gracias al alto valor nutricional de sus semillas, ricas en aceites Poli insaturadas y en proteínas (Arévalo, 1999), y el gran potencial agroexportador de su cultivo, que se realiza tanto en la selva amazónica en lugares como San Martín que reporto el volumen de exportación entre enero y septiembre de 2005 fue de US\$ 12 734.90; recientemente el cultivo de esta oleaginosa viene siendo promovido por su fácil adaptación y, su elevada capacidad de producción de aceites, por lo que, se viene buscando nuevas tecnologías para optimizar su producción (Villegas, 2009).

En el Perú se encuentran en estado silvestre en casi toda la Amazonía, pero muy poco se ha investigado sobre su manejo agronómico bajo condiciones controladas o cultivo intensivo.

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son simbiontes obligados que se asocian con alrededor del 90% de las familias de plantas, las mismas dependen de esta simbiosis para su crecimiento y desarrollo normal, ya que estos hongos le proporcionan nutrientes, agua y una resistencia contra patógenos a cambio de fotosintatos (Smith, S. y Read, D. 2008).

La mayor parte de las investigaciones respecto a la aplicación de HMA en plantas han considerado evaluaciones bajo condiciones controladas de invernadero y/o cámara de crecimiento (Abdel-fattah, 1997). Sin embargo, poco se sabe de la respuesta de estas plantas al ser establecidas en condiciones de campo.

En el trabajo de Investigación estudió el efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares sobre el rendimiento del cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), bajo condiciones de campo en la Provincia de San Martín, se trabajó con 12 tratamientos y 1 testigo absoluto con 4 repeticiones y 3 unidades experimentales en un diseño DBCA simple, con la finalidad de evaluar el porcentaje de colonización micorrízica, crecimiento vegetativo y rendimiento en el cultivo de *Plukenetia volubilis* L., mostrando los mejores resultados todos los tratamientos que fueron inoculados con CHMA en comparación del testigo.

CAPÍTULO I

REVISION BIBLIOGRÁFICA

1.1. Antecedentes de la investigación

Cruz (2013), en su tesis sobre “Fenología y rendimiento de cinco accesiones de “sacha inchi” (*Plukenetia volubilis* L.) Propagadas por enraizamiento de estaquillas en la localidad de Bello Horizonte, utilizó un diseño de bloques completo al azar (DBCA) con 6 tratamientos y cada tratamiento con 3 repeticiones (Bloques) para determinar la fenología y el rendimiento de cada uno de los tratamientos, realizó un análisis de varianza y la prueba de tukey ($\alpha=0,05$) para las variables estudiadas. Como resultados obtuvo que todos los tratamientos por estaquillas fueron superiores al testigo absoluto en las variables evaluadas.

Saboya (2015), menciona en su tesis titulada: “Obtención de dos poblaciones mejoradas de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.), con resistencia a *Meloidogyne incognita* mediante selección masal estratificada a partir de dos accesiones promisorias en la región San Martín”, utilizó un diseño de Parcelas divididas en 5 estratos de 80 plantas cada uno, donde las variables de rendimiento y fenología fueron mejor para la accesión Mishquiyacu.

Mozombite (2017), en su tesis titulada “Efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares nativos, sobre la dinámica poblacional del nematodo del nudo (*Meloidogyne incognita*) en plántulas de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.)”, utilizó un DCA con 18 tratamientos incluyendo 1 testigo absoluto, 3 repeticiones y 7 unidades experimentales, las variables evaluadas fueron altura de planta, número de hojas, área foliar, grado de infestación, peso fresco, peso seco, porcentaje de colonización y longitud de micelio extraradical; los tratamientos con CHMA mostraron resultados sobresalientes con respecto al efecto bioprotector contra *Meloidogyne incognita* en plántulas de sacha inchi.

Del Aguila (2016), menciona en su tesis titulada: “Efecto de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares a plántulas de café (*Coffea arabica*), variedad caturra a nivel de vivero en la región San Martín”, donde se determinó el porcentaje de colonización, determinación del micelio extrarradical (MER) y la determinación fenológica de las plantas evaluadas de (*Coffea arabica* L.), área foliar. Los resultados

indican que las plantas inoculadas con HMA tuvieron elevadas diferencias significativas en cada uno de las variables evaluadas en comparación con el testigo.

1.2. Generalidades del cultivo de Sacha Inchi

1.2.1. Origen y distribución.

Aceituno (2005), nos dice que el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), fue descrito por Linneo en 1753, clasificándolo dentro de la familia Euphorbiaceae. La familia Euphorbiaceae comprende plantas anuales, de importancia ornamental, medicinal, alimenticia e industrial, que se caracterizan principalmente por la presencia de una sustancia lechosa, tipo látex y frutos tricapsulares.

El género *Plukenetia* comprende de 17 especies de distribución tropical, 12 de América, tres de África, una de Madagascar y una de Asia. En México se encuentran *P. carabiasiae* J. Jiménez Ram.; *P. penninervia* Müell. Arg. y *P. stipellata* L: J. (Gillespie, 1993).

Plukenetia volubilis L. es originaria de la región Amazonas, Provincia de Rodríguez de Mendoza.

1.2.2. Clasificación taxonomía.

Según Gillespie (1993), presentan la siguiente clasificación:

Reino	:	Plantae
Subreino	:	Fanerogama
Clase	:	Magnoliopsida (Angiospermae)
Subclase	:	Rosidae
Orden	:	Euphorbiales
Familia	:	Euphorbiaceae
Subfamilia	:	Alcalyphoideae
Tribu	:	Plukenetieae
Subtribu	:	Plukenetiinae
Género	:	Plukenetia (Linnaeus, 1753)
Especie	:	Plukenetia volubilis L.

1.2.3. Morfología del Sacha Inchi.

Castro (2007), El sachá inchi es una planta agrónomicamente rústica, de poca exigencia nutricional, se adapta a tipos de suelo de distinta textura: arcillosos, francos

y franco arenoso, con pH entre 4.5 y más de 6.5; sin embargo, crece mejor en los suelos francos y/o aluviales planos, con buen drenaje, con pH entre 5.0 a 6.0. No requiere labranza mecanizada del suelo, solamente un mínimo de labores manuales en la siembra y deshierbe; lo cual favorece cuando los suelos presentan problemas de erosión. Esta planta crece en suelos cuya altitud varían de 80 msnm en selva baja a 1700 msnm en selva alta. En estado silvestre suele encontrarse en los bordes de los bosques secundarios, en cañaverales, conformando cercos vivos y como malezas en platanales y cultivos perennes. Es una planta trepadora (voluble), semileñosa, que alcanza la altura del tutor que la soporta (puede cubrir árboles de más de 40 m), es recomendable que los tutores no sobrepasen los 2 m de altura.

Algunos agricultores no usan tutores, sino que van eliminando las yemas terminales de la planta, para favorecer la formación de un bosquecillo en cada planta.

Según Manco (2007), característica botánica:

La especie *Plukenetia volubilis* L. “sacha inchi”, es una planta trepadora, voluble, semileñosa y perenne, de altura indeterminada, tiene una forma cilíndrica. Presenta hojas alternas de forma acorazonada de 10 a 12 cm. de largo y de 8 a 10 cm. de ancho, con pecíolos de 2 a 6 cm. de largo. Las nervaduras nacen en la base y la nervadura central orientándose al ápice, son de color verde oscuro, oval elípticas, aseruladas y pinnitinervias, el ápice es puntiagudo y la base es plana o semi-arriñonada. Tiene flores Hermafroditas, monoicas; las flores masculinas son pequeñas, blanquecinas y dispuestas en racimos. En la base del racimo y lateralmente se encuentra una sola flor Femenina; otros indican hasta dos a tres flores femeninas. Las flores masculinas son pequeñas, blanquecinas, dispuestas en racimo; las flores femeninas se encuentran en la base del racimo y ubicadas lateralmente de una a dos flores. Los frutos del sacha inchi son en forma de capsulas dehiscentes y generalmente formado por cuatro capsulas; algunos ecotipos presentan hasta cinco a siete capsulas.

Mora (2013), menciona:

Las Raíces del sacha inchi son superficiales de varios metros de largo.

Arévalo (2005), indica que el sacha inchi es una capsula, de 3,5 a 4,5 cm de diámetro, con 4 lóbulos aristados (tetra lobados) dentro de los cuales se encuentran 4 semillas. Excepcionalmente, algunos eco tipos presentan capsulas con 5 a 7 lóbulos. El fruto tiene un peso de 7-13 gramos. Las semillas son marrones con manchas

irregulares más oscuras, de forma ovaladas, de 1.5 a 2 cm de diámetro; ligeramente abultadas en el centro y aplastadas hacia los bordes. Al abrir las semillas se encuentran los cotiledones a manera de almendras cubiertas de una película blanquecina.

Las semillas tienen las siguientes características:

- ✓ Pureza física: la pureza física es de 98%
- ✓ % de Germinación: es del 99%
- ✓ Fecha de Prueba de Germinación: 31- 05 – 12.
- ✓ Periodo Vegetativo de 5 a 10 meses

1.2.4. Fenología.

El tiempo que transcurre desde el momento de la siembra de las semillas hasta la obtención de frutos maduros es de 220 a 230 días (Tabla 1). Este ciclo fenológico se divide en dos fases:

a. Fase vegetativa

Durante esta fase los fenómenos que transcurren son la germinación y se extiende hasta la etapa de prefloración, incluyendo la formación de raíz, tallo y hojas; esta etapa dura aproximadamente de 90 días.

Una semana después de la germinación, aparece la segunda hoja verdadera y el tallo guía. Cuando se siembra en semillero una semana después de germinación es el momento más apropiado para el traslado a sitio definitivo.

Es una planta de rápido crecimiento, pero para que se desarrolle de manera rápida requiere de tutores para enredarse y extenderse. Si se encuentran estas condiciones se desarrolla una gran cantidad de ramas y hojas.

El sachá inchi tiene crecimiento vegetativo, floración y fructificación continua durante todo el año, aunque en las épocas de máxima precipitación su productividad biológica es menor (Gómez, 2004).

b. Fase reproductiva

Esta fase comprende desde el inicio de la formación de las estructuras florales, hasta el desarrollo y obtención de los frutos maduros. Esta fase tiene una duración aproximadamente de 120 días que se encuentra distribuida entre brote inicial de inflorescencia, diferenciación de flores masculinas y femeninas, formación de frutos y maduración de frutos

El periodo que va desde el inicio de formación de los racimos florales hasta la diferenciación completa de las flores masculinas y femeninas es de 20 a 25 días. Generalmente es abundante la oferta de las flores en la planta, sin embargo, suele presentarse una pérdida alta de flores femeninas, por lo que la fructificación está muy por debajo del potencial floral.

El desarrollo de los frutos es aproximadamente de 30 días al final de los cuales se inicia la fase de maduración. Ocasionalmente se presenta caída temprana de frutos pequeños. Este periodo de maduración de los frutos tiene una maduración media de 25 a 30 días. El fruto maduro adquiere un color marrón, y se puede diferenciar perfectamente cada una de las capsulas en las que se localizan las semillas de manera individual. En resumen, a partir del séptimo mes se empieza a obtener frutos maduros (Gómez, 2004).

Después la siembra en el semillero la germinación inicia a partir de los 11 a 14; la emergencia de las hojas verdes mediante el primer par de hojas inicia entre los 16 a 20 días, el segundo par de hojas se forma entre los 28 a 42 hojas y el tercer par de hojas entre los 45 a 59 días. Después del trasplante en campo definitivo el inicio de emisión de guías se presenta entre los 20 a 41 días después del trasplante; el inicio de floración a partir de los 86 a 139 días después del trasplante; inicio de fructificación entre los 119 a 182 días después del trasplante y el inicio de cosecha entre los 202 a 249 días después del trasplante (Colbio, 2013).

1.2.5. Requerimientos edafoclimáticos del cultivo

a. Altitud

Sacha Inchi se adapta desde los 100 a 2000 msnm; registrándose así mismo las mejores semillas (> 12 mm) en plantaciones establecidas desde los 600 msnm, el rango óptimo para que obtenga buenos rendimientos es de los 100 msnm hasta 1500 msnm (Manco, 2005).

b. Temperatura

Presenta un buen crecimiento y desarrollo en diversas temperaturas, pero la temperatura óptima para su crecimiento, oscila con un mínimo de 10⁰C y un máximo de 36⁰C.; si las temperaturas son superiores por una fracción de tiempo prolongado

puede generar caída de flores y frutos pequeños, principalmente aquellos recién formados (Calram, 2007).

c. Luz

La luz es otro factor ecológico importante en esta especie mientras más luz reciba la planta, mayor es la población de brotes, flores y frutos, si la intensidad de luz es baja, la planta va a requerir mayor número de días para completar sus fases de crecimiento y desarrollo. Por lo tanto si la sombra se prolonga y la luz disminuye, la floración va a disminuir y por lo tanto la producción va ser menor (Tasso et al, 2013).

d. Suelo

La planta posee una amplia capacidad de adaptación a diferentes tipos de suelo, como suelos ácidos (pH entre 5,5 y 7,8) y con alta concentración de aluminio. Para el cultivo se deben elegir los suelos que posibiliten su mejor desarrollo y productividad. Necesita terrenos con suelo franco arcillo-arenoso, franco arcilloso y franco arenoso con un drenaje adecuado que permita eliminar el exceso de agua tanto a nivel superficial como profundo (Drasam, 2016).

1.2.6. Siembra.

Sistema de siembra

a. Siembra directa

Este sistema de siembra consiste en implementar semillas sin realizar tratamientos pre germinados, es decir sembrar directamente al suelo. Aquellas semillas que presentan más de 60 días de ser cosechadas y se quiere implementar para siembra directa, se debe realizar una escarificación manual para así favorecer a la germinación de las semillas, además se deben sembrar 2 semillas por hoyo realizado y colocar las semillas a una profundidad de 3 cm (Perúbiodiverso, 2009).

Ayala (2016), nos indica el sistema de siembra

- Distanciamiento: siembra directa (3 x 3 m; 3 x 2,5m); siembra indirecta (3 x 3 m; 3 x 2,5m).
- Número de plantas por hectárea: siembra directa (1111; 1333); siembra indirecta (1111; 1333).

- Número de semillas requeridas por 1 hectárea: siembra directa (2444, 2935); siembra indirecta (1344; 1614).
- Número de semillas (kg): siembra directa (1200; 1200); siembra indirecta (1200; 1200).
- Cantidad de semillas requeridas para 1 ha (kg): siembra directa (2, 2,5); siembra indirecta (1; 1,5).

b. Siembra indirecta

- Vivero: almacenar las semillas en arena lavada de río, colocándolas en hileras distanciadas a 10 cm y a una profundidad de 2 cm. realizar el repique de plántulas a bolsas de polipropileno negro con sustrato previamente preparado con tierra negra de bosque, antes de la aparición del tercer par de hojas verdaderas (Perúbiodiverso, 2009).
- Trasplante: aproximadamente a los 60 días del almacenado y antes de la aparición de las guías.
- Época de siembra: la siembra está condicionado al régimen de las lluvias. Generalmente, se siembra al inicio de las lluvias para garantizar una buena germinación.

1.2.7. Manejo agronómico del cultivo

a. Siembra en campo

- Hoyado: para llevar a cabo el trasplante en el caso de siembra indirecta se recomienda según las condiciones que presente el suelo hoyos de hasta 40 centímetros de profundidad por 30 centímetros de ancho y 30 centímetros de largo (30 cm x 30 cm x 40 cm) para garantizar un buen desarrollo radicular. En el caso de siembra directa, se recomienda implementar hoyos con una dimensión de 20 centímetros de profundidad por 20 centímetros de ancho y 20 centímetros de largo en suelos sueltos. Pero en el caso que se presenten suelos compactados o arcillosos se recomienda realizar hoyos de las mismas dimensiones que en siembra por trasplante (Perúbiodiverso, 2009).

b. Siembra de tutores

- Tutores vivos: si se implementa este sistema de siembra se reducen los costos de producción. Las especies que se recomiendan para implementar

este sistema son Eritrina (*Erythrina* L.) y el matarratón o Gliricidia (*Gliricidia sepium* L.).

Los tutores vivos se recomiendan instalar dos meses antes de trasplantar para el caso de siembra directa. Cuando presentan un sistema de siembra directo se debe realizar simultáneamente con la siembra de semillas.

El sistema de tutores vivos con espalderas se utiliza con un distanciamiento entre filas de 3 m. y entre tutores de 3 a 2,5 m. Este sistema de espalderas se puede implementar alambre galvanizado de un calibre grueso para favorecer la estabilidad de la planta durante su crecimiento y desarrollo. Este sistema se puede combinar con tutores muertos rollizos o sinchina, intercalando un tutor vivo y uno muerto en la línea del cultivo. Estos tutores vivos presentar 2 metros de largo y de 10 a 15 cm de diámetro, lo cual garantizará la estabilidad de la planta (Perúbiodiverso, 2009).

- Tutores muertos: se requiere postes de madera rolliza dura o sinchina y alambra galvanizado. Se recomienda implementar postes de madera de 2,5 m de largo por 15 cm de diámetro.

Deben ser instaladas a una profundidad de 50 cm para asegurar que estén sólidos a un distanciamiento de 6 m entre postes o se puede realizar un distanciamiento de 3 m o 4 m, esto va a depender de la resistencia del alambre.

Para dar un buen soporte a los postes, es necesario colocar templadores o pie amigos, que son postes que se instalan inclinados en ambos extremos sujetos al suelo. Como recomendación se debe temprar dos filas de alambre: la primera, a 1,2 m del suelo, y la segunda, a 2 m. se recomienda utilizar madera proveniente de fincas o bosques, extraída según los criterios de manejo forestal sostenible.

Este sistema de tutores al implementarlo al cultivo favorece a un manejo agronómico más adecuado debido a que permite que se distribuya la planta a través del alambrado, facilitando las podas, permitiendo la aeración, facilitando la distribución de la luz en toda la planta y facilitar las cosechas, viendo como resultado final el incremento en la producción en comparación con los sistemas tradicionales sin tutoraje o con tutores vivos (Perúbiodiverso, 2009).

c. Podas

Las podas se realizan para llevar a cabo una buena distribución en el cultivo y así poder darle forma a la planta, este proceso busca distribuir la luz, facilitar la aireación e incrementar la producción y facilitar la cosecha y el manejo del cultivo. Existen dos tipos de podas que se usa en este cultivo y son:

- **Podas de formación:** este proceso de formación se lleva a cabo a los 60 días cuando se realiza en siembra directa y si se realiza en siembra indirecta realizar esta poda a los 30 días. El proceso de estas podas es de eliminar aquellas ramas que crezcan a una altura inferior entre 40 y 50 cm del suelo, además eliminar aquellas ramas delgadas y mal formadas. La idea de llevar este proceso de formación es de dejar dos ramas para así guiarlas sobre el tutoraje. La idea es de formar una “Y”, es decir que se deben dejar dos ramas para guiarlas sobre la espaldera o tutor vivo. Cuando se realiza por siembra directa esta poda se realiza a los 60 días de haber germinado. Es importante mencionar que se debe formar una “Horqueta” con solo dos ramas que se guían sobre la espaldera o tutor vivo (Perú Biodiverso, 2009).
- **Poda de producción:** esta poda se realiza después de haber realizado las dos primeras cosechas. El proceso consiste en eliminar aquellas ramas que se encuentran secas, enfermas e improductivas favoreciendo el rebrote de aquellas ramas sanas y con buena producción. Esta poda se realiza cada 30 a 60 días luego de cada cosecha. Hay que evitar que las ramas lleguen al suelo, por lo tanto entre el suelo y las ramas se debe dejar una altura mínima de 20 cm. además evitar el crecimiento de ramas que se enlacen entre filas.

d. Enfermedades

- **Pudrición de raíces:** Los síntomas principales se observan en los tejidos internos ya que se expresa en una coloración oscura en las raíces generando como resultado que no haya circulación de agua y no se dé una buena absorción de nutrientes, produciéndose marchitamiento en la parte aérea de la planta y que posteriormente genere la muerte (Perú Biodiverso, 2009). Para prevenir esta enfermedad, es esencial evitar el exceso de humedad y la falta de aireación utilizando un terreno con buen drenaje, con el objetivo de evitar encharcamientos (Miller & Burke, 1980).

- **Manchas foliares:** Se observa en las hojas con manchas redondas, más o menos regulares de coloración pardo oscuro brillantes. El borde se presenta de coloración café rojizo y el centro grisáceo a plomizo, a medida que pasa el tiempo esto pueden volverse ligeramente angulares y aumentar su tamaño un poco más; su manejo consta en realizar un buen manejo preventivo con la implementación de algunos productos (Cazón & Anzoategui, 2012).
- **Mancha en el fruto:** Esto produce la baja de la calidad del fruto y la pérdida en la producción de la semilla. El mayor control para esta enfermedad se basa a partir de los productos químicos (Martínez, et al., 2007).
- **Nematodos:** si la planta está infectada puede observarse un desarrollo deficiente, una menor cantidad y menor tamaño de las hojas con clorosis. Las inflorescencias y frutos no se forman o se atrofian (Franco, 1986). Para evitar el nematodo es necesario eliminar todo material infectado, fumigar el suelo, la rotación de cultivos es una práctica cultural usada con el objetivo de evitar hospederos (Roman & Acosta, 1984).

e. Plagas

- **Plagas del fruto:** causada por Lepidóptero; se ha detectado en Colombia que larvas de este insecto ataca al fruto verde en toda su fase de desarrollo, esta larva se introduce dentro del fruto causando su pudrición parcial o total causando daños a la semilla (Gómez, 2004).
- **Comedores de hojas:** causadas por hormigas del genero *Acromyrmex* y *Atta*; pueden causar mucho daño en poco tiempo, consumiendo todas las plántulas de un semillero, pudiendo dejarlo sin hojas en una noche (Sánchez, 2005; Colbio, 2013).
- **Control de malezas:** es una práctica importante en los primeros estadios del desarrollo del cultivo, dependiendo del tipo de maleza, estado de desarrollo de la maleza y población puede ser:
 - Manual
 - Químico. - Aplicaciones de herbicida sistémico glifosato a dosis de 4-5 l/ha, o de un herbicida de contacto del tipo glufosinato de amonio a dosis de 4-5 l/ha.

f. Fertilización

En vivero:

- Realizar 2-3 aplicaciones de Grow More 32-10-10 (3 Kg/Ha).
- En campo definitivo efectuar aplicaciones de abono foliar a base de nitrógeno (1-1,5 l/ha), también aplicaciones de Grow More 10-55-10 (2-4 Kg/ha) o Quimifol PK 970 Plus (1-2 Kg/ha) al inicio de floración e inicio de formación de fruto (Iniea, 2006).
- *Plukenetia volubilis* L., es un cultivo de poca exigencia nutricional. En la Estación Experimental El Porvenir, en el primer año de producción, se han aplicado 75g de urea, 45g de cloruro de potasio y 45g de superfosfato triple de calcio por planta, como una práctica de mantenimiento del cultivo. También se han efectuado aplicaciones de 2 kg de humus de lombriz por planta (Manco, 2005).

g. Riego

En época de verano cada 15 a 20 días.

h. Cosecha

Se realiza entre los 3 a 4 meses después de iniciado la fructificación, es decir a los 5 o 6 meses establecido la plantación en campo; esta especie fructifica durante todo el año por lo tanto la cosecha debe realizarse de manera habitual. Se debe observar de manera constante el cultivo para así realizar la cosecha, aproximadamente se debe estar realizando cada 15 a 30 días. Durante cada jornada de cosecha para evitar pérdidas de caída de frutos es recomendable revisar la superficie del suelo bajo la planta y así recolectar algunos frutos maduros que hayan podido caer. Se recomienda cosechar aquellos frutos más próximos a alcanzar su madurez completa, pues si se dejan para la siguiente jornada, podrían perderse (Gómez, 2004).

i. Post Cosecha

Durante esta etapa, se realizan cuatro actividades que son, el secado, el descascarado, almacenado y obtención de la almendra.

Los frutos se cosechan con un alto nivel de humedad, por lo tanto, se requiere una actividad en la cual consiste principalmente en un periodo de secado, para evitar que

las semillas se dañen por el exceso de humedad, además durante este proceso se facilita la extracción de la semilla.

El almacenamiento de las semillas puede realizarse dentro de la capsula durante un tiempo, que posteriormente se puede realizar el proceso de descascarado para la obtención de la semilla.

j. Producción y Rendimiento

En la actualidad, según datos del proyecto Sacha inchi en San Martín, existen alrededor de 252.8 Ha en producción; y 503.17 has sembradas. A pesar de que el rendimiento promedio de semilla es de 1 TM/Ha, de acuerdo con INIA en Tarapoto, los rendimientos promedios reales, en plantaciones en el tercer año de producción, fluctúan entre 1.5 y 3TM/Ha. Esta variación se da por diversas razones, principalmente: mantenimiento y manejo del cultivo, la población de plantas por hectárea, la disponibilidad de agua y control de los problemas fitosanitarios. La tendencia de compra de semilla de Sacha Inchi ha aumentado significativamente en los últimos meses, el precio de la almendra descapsulada se ha incrementado de 2.0 soles en septiembre del 2007 hasta más de 12 soles en la actualidad (Drasam, 2016).

Cornejo y Valles (1991), reportan que la producción comercial se estabiliza a los 12 meses, la planta silvestre produce por más de 10 años, pero se recomienda, por su vida útil y productiva 5 años.

1.3. Las micorrizas

1.3.1. Microorganismos rizosféricos.

Los microorganismos rizosféricos forman parte primordial de un ecosistema microbiano y de su funcionamiento óptimo, ya que son los protagonistas de diversas acciones benéficas para las plantas, destacando su aporte en la nutrición y protección vegetal (Jaizme y Rodríguez, 2008; Ferrara y Alarcón, 2001).

La interacción entre microorganismos y cultivos, en muchos casos puede ser beneficiosa, dependerá en gran medida de la concentración de los exudados de las plantas. Este sinergismo entre los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR) mejora la colonización en las plantas (Antoun, H. & Prévost, D., 2005).

1.3.2. Tipos de micorrizas.

Los tipos de micorrizas se dividen sobre la base de sus asociaciones fúngicas los cuales implica endófitos con estructuras fúngicas cenocíticas pertenecientes a la división Glomeromycota, y aquellos cuyas estructuras tienen septos pertenecientes a Basidiomycota y Ascomycota. Los tipos de micorriza son: Arbuscular, Ectomicorriza, Ectendomicorriza, Arbutoide, Monotropoide, Ericoide y Orquideoide. De esta clasificación sólo las micorrizas arbusculares pertenecen a la división Glomeromycota, lo que quiere decir que son las únicas que presentan micelio cenocíticos (Smith y Read, 2008).

1.3.3. Hongos micorrízicos.

La micorriza es la simbiosis entre las raíces de las plantas y hongos específicos del suelo. El nombre deriva del griego “mycos” que significa hongo y “rhyza” que significa raíz. Se pueden distinguir tres categorías básicas según la estructura de la micorriza formada: Ectomicorrizas cuya superficie de las raíces de la planta está cubierta por un manto fúngico (manto externo); Endomicorrizas, presentan colonización intracelular del hongo, se subdividen en Ericoides, Orquidoides y Arbusculares. Finalmente, Ectendomicorrizas poseen características intermedias entre las Ectomicorrizas y Endomicorrizas subdividiéndose en Arbutoides y Monotropoides (Smith & Read, 1997).

1.3.4. Hongos micorrízicos arbusculares (HMA).

Entre los diferentes tipos de micorrizas, la arbuscular es la de mayor propagación en el reino vegetal, constituye el tipo más común de asociación simbiótica mutualista entre las raíces de las plantas vasculares y hongos específicos del suelo, Phylum Glomeromycota. Esta simbiosis se manifiesta aproximadamente en el 90% de todas las especies vegetales terrestres (Brundrett, 2002).

La micorriza arbuscular está formada por los siguientes componentes: micelio intracelular (en las raíces de las plantas que coloniza) y micelio externo (en el suelo). El micelio intracelular está formado por estructuras fúngicas como los arbusculos, que se ramifican dicotómicamente fuera del citoplasma celular y sirven como órgano de transferencia de nutrientes entre la célula vegetal y el huésped. También forman estructuras vesiculares, que son ensanchamientos de las hifas en donde se almacenan lípidos y grasas dentro de las células de las raíces. El micelio extrarradical está

formado por una red de hifas que se extienden a través del suelo, son generalmente aceptadas (es decir que no contienen septos) y multinucleadas, además se encuentran esporas individuales o agrupadas formando esporocarpos (Smith & Read, 1997).

1.3.5. Clasificación de hongos micorrizicos arbusculares.

Tabla 1

Clasificación taxonómica de los Glomeromycota.

CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO
Glomeromicetos	Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i>
			<i>Funneliformis</i>
			<i>Simiglomus</i>
		<i>Septoglomus</i>	
		Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>
	Diversisporales	Diversisporaceae	<i>Viscospora</i>
			<i>Diversispora</i>
			<i>Redeckera</i>
		Entrophosporaceae	<i>Otophora</i>
		<i>Entrophospora</i>	
		Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>
		<i>Kuklospora</i>	
	Gigasporales	Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
		Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i>
		Scutellosporaceae	<i>Scutellospora</i>
<i>Orbispora</i>			
Racocetraceae		<i>Racocetra</i>	
<i>Cetraspora</i>			
Archaeosporales	Dentiscutataceae	<i>Dentiscutata</i>	
		<i>Fuscutata</i>	
	<i>Quatunica</i>		
Archaeosporomicetos	Archaeosporales	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>
		<i>Intraspora</i>	
		Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>
Paraglomeromicetos	Paraglomerales	Geosiphonaceae	<i>Geosiphona</i>
		Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>

Fuente: Oehl *et al.* (2011).

1.3.6. Colonización de los HMA.

La colonización del hongo micorrízico arbuscular en la raíz de la planta huésped puede darse mediante tres fuentes de inoculación: esporas, fragmento de raíces infectadas y micelio externo. Este proceso puede iniciar con el desarrollo de hifas de alguna de las fuentes de inoculación mencionadas anteriormente (Smith & Read, 1997).

El proceso y la tasa de colonización determinan la efectividad de un HMA o una asociación micorrízica. Según Rivillas (1996), la colonización de la raíz por parte de

un hongo micorrízico es un proceso que involucra tres etapas básicas: colonización (pre-colonización, penetración y colonización intra-radical), desarrollo del micelio extra-radical (esporulación del hongo) y recolonización.

Primera etapa: La pre-colonización puede originarse a partir de esporas, fragmentos de raíz infectados o hifas (Smith y read, 1997). La red hifal y los fragmentos de raíz son dados a ser la fuente principal por la cual las plantas son colonizadas (Smith y Walter, 1981; Jasper et al., 1992). La penetración se caracteriza por la formación de un abultamiento o apresorio en el punto de contacto sobre la superficie de la raíz. Cada espora genera un sólo punto de entrada, mientras que un segmento de raíz colonizado puede eventualmente originar más de uno. La colonización intra-radical ocurre dentro de la corteza, las hifas crecen longitudinalmente entre las células corticales y generan estructuras denominadas arbusculos y vesículas.

Los arbusculos son estructuras del tipo de los haustorios que se originan a partir de la ramificación de una hifa al interior de una célula vegetal sin entrar en contacto con el protoplasma. Éstos son de corta vida y su presencia indica actividad metabólica asociada al transporte de sustancias a través de la membrana. Después de la aparición de los arbusculos el micelio empieza a acumular reservas de carbono en forma de lípidos, lo cual se manifiesta mediante la aparición de ensanchamientos terminales de la hifa conocidos como vesículas. Los hongos de los géneros *Gigaspora* y *Scutellopora* no producen vesículas, razón por la cual éstas no pueden considerarse estructuras comunes a todos los hongos formadores de Micorriza Arbuscular, pero producen unas estructuras externas conocidas como células auxiliares extra-radicales, análogas a las vesículas intra-radicales.

Segunda etapa: Al mismo tiempo que la infección se esparce dentro de las células corticales de la raíz hospedera, un avance está acompañado por el desarrollo de micelio de hifas extra-radicales que crece afuera, hacia el suelo, actuando como un puente que conecta el suelo con el interior de la raíz. Las hifas extra-radicales tienen un papel importante en la adquisición de nutrientes y forman una fuente de colonización secundaria a lo largo de y entre las raíces (Harley y Smith, 1983; Smith y Gianiazzi-Pearson, 1988; Smith et al., 1992). La relación micelio externo/micelio interno tiene importancia por cuanto es un indicador de actividad de la micorriza.

Tercera etapa: Algunas semanas después de iniciar la colonización el hongo está en condiciones de esporular, lo cual está regulado por las condiciones ambientales del suelo.

1.3.7. Factores bióticos y abióticos que afectan a las micorrizas.

Según Guerrero (1996), las micorrizas pueden verse afectado por factores bióticos y abióticos, entre ellos los más sobresalientes:

a. Factores bióticos

Tipo de comunidad vegetal, condiciones fisiológicas de la planta hospedera, interacciones con otros organismos del suelo, prácticas antrópicas (deforestación, sistema de cultivo, aplicación de agroquímicos, etc.).

b. Factores abióticos

Propiedades físico-químicas del suelo, variaciones climáticas. Entre las propiedades del suelo tenemos, el pH parece ser uno de los más influyentes sobre el comportamiento de las micorrizas (Cabrales, 2006). En relación con el clima, la abundancia de esporas en el suelo, así como el porcentaje de colonización micorriza en la raíz, se ven afectada por el patrón estacional de lluvias y por el régimen hídrico del suelo (Cabrales, 2006).

El nivel de fósforo, el uso y tipo de fertilizantes afectan grandemente la colonización micorrizica, se ha establecido que a baja o moderada fertilidad del suelo, se mejora la respuesta de la planta. La colonización radicular se reduce a muy altos o muy bajos niveles de fósforo disponible (Tapia, 2003).

1.3.8. Mecanismo de acción de los HMA

a. Absorción de nutrientes

Cuando se ha establecido la simbiosis micorrízica entre el hongo y la planta huésped, la extensión de las hifas extrarradicales de la micorriza a través del suelo, aumentan el volumen y área de absorción, lo que permite a la especie vegetal alcanzar zonas ricas en nutrientes, que en muchos casos no están fácilmente disponibles. Un caso particular es el fósforo (P) que constituye un mineral limitante debido a su baja solubilidad en estado natural. En este sentido el HMA crece hacia zonas de agotamiento de P inorgánico y lo toma en forma de iones ortofosfatos presentes en el suelo, que son transportados a través de las hifas en forma de polifosfatos, y se hidrolizan mediante ciertas fosfatasas alcalinas liberándose hacia la raíz (Tapia, 2003).

Otro nutriente esencial que puede incorporarse a las plantas con ayuda de los HMA es el nitrógeno (N), ya que a través del micelio extrarradical absorbe del suelo iones de amonio (NH_4^+) o nitrato (NO_3^-). El HMA también es capaz de transferir micronutrientes a la especie vegetal tales como zinc (Zn) y cobre (Cu) mediante su capacidad tamponadora sobre los metales pesados en la planta huésped. Este efecto, se revela en un aumento de suministro de micronutrientes a la planta cuando crece en suelos deficientes de estos (Tapia, 2003).

b. Resistencia al estrés hídrico y a la salinidad

Los HMA incrementan la tolerancia de la planta frente a factores ambientales extremos, en condiciones de estrés hídrico evitan la sequía mediante una mayor absorción de agua por medio del micelio extrarradical, aumentando el intercambio gaseoso y la tasa fotosintética, ya que realizan un ajuste osmótico y producen cambios en la elasticidad de la pared celular (Quilambo, 2003).

c. Protección frente a patógenos

Entre los diferentes mecanismos para la protección de las plantas frente a patógenos radicales está el mejoramiento del estado nutricional de las plantas micorrizadas, que a la vez las hace más resistentes al ataque de fitopatógenos. Los tejidos de las raíces son más lignificados y de mayor tamaño, características que impiden la invasión de microorganismos. Los hongos pueden inducir la activación de resistencia en las plantas mediante la síntesis y acumulación de compuestos fenólicos que son liberados con mayor rapidez al momento de la agresión microbiana (Kothamasi, D., et al., 2001).

1.3.9. Importancia de los HMA en la agricultura.

Los HMA forman parte de la mayoría de los ecosistemas terrestres y se acepta que su diversidad influye de forma determinante en las comunidades vegetales con las que viven asociados (Jeffries *et al.*, 2003). La planta cede al hongo compuestos carbonados procedentes de la fotosíntesis, mientras que éste cede a la planta nutrientes minerales, en virtud de la mayor accesibilidad del micelio externo del hongo a recursos del suelo más distantes de la capacidad de acceso del sistema radical (Barea, 2008; Smith y Read, 2008; Ferrol y Pérez-Tienda, 2009, citado en Sánchez, 2009).

Según Smith y Read (2008), las micorrizas arbusculares cumplen una función vital en los ecosistemas, originando múltiples efectos positivos para el crecimiento y desarrollo de las plantas, la cual, se describen a continuación:

- Aumentan la capacidad de absorción de fósforo y nutrientes de lenta difusión en el suelo reduciendo su dependencia a fertilizantes.
- Aumentan la tolerancia a periodos de sequía y al déficit hídrico.
- Aumentan la tolerancia al aluminio, a la toxicidad por metales pesados y contaminantes orgánicos.
- Potencialmente incrementan el crecimiento de la planta y la uniformidad en cultivos.
- Actúan sinérgicamente con bacterias fijadoras de nitrógeno y microorganismos solubilizadores de fósforo.
- Aumentan la tolerancia de las raíces a patógenos del suelo (nematodos, *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani* y otros).
- Aumentan la agregación del suelo mejorando su estructura mediante la producción de glomalina, glicoproteína que actúa como un pegante natural de las partículas del suelo. Además, la glomalina constituye un componente importante de la materia orgánica del suelo y es clave para el almacenamiento de carbono en el suelo.
- Funcionan como un mecanismo de restauración ecológica de los suelos. Aumentan la biodiversidad vegetal en el ecosistema como producto de la biodiversidad de especies de HMA.

Así mismo, las asociaciones micorrízicas desarrollan otras funciones importantes para el hospedero, de las que se pueden destacar las siguientes: favorecen el crecimiento, desarrollo y nutrición vegetal, mejoran su tolerancia frente al estrés hídrico y a agentes patógenos, facilitan la adaptación a suelos salinos y contribuyen a disminuir el proceso de erosión (Brundrett *et al.*, 1996; Rivera, Fernández, Hernández y Martín, 1997).

De acuerdo con Alarcón y Ferrera-Cerrato (1996), las funciones micorrízicas están determinadas por la actividad del micelio externo del hongo, ya que éste posee una alta capacidad de absorción de los nutrientes del suelo mediante la extensa red de hifas que

pueda generar; de este modo, la actividad del micelio ayuda a la raíz en situaciones de estrés. Es por ello, la función clave radica en su abundante micelio intra y extra-radical, constituye un enlace o puente entre las plantas y el suelo. Gracias a ella, la planta es capaz de explorar más volumen de suelo del que alcanza con sus raíces, al sumársele en esta labor las hifas del hongo; también capta con mayor facilidad ciertos elementos (fósforo, nitrógeno, calcio y potasio) y agua del suelo. En este sentido, la micorriza influye y conecta los componentes bióticos del suelo entre sí y con los abióticos. La protección brindada por el hongo hace que, además, la planta sea más resistente a los cambios de temperatura y la acidificación del suelo derivada de la presencia de azufre, magnesio y aluminio. Por si todo esto fuera poco, algunas reacciones fisiológicas del hongo inducen a la raíz a mantenerse activa durante más tiempo que si no estuviese micorrizada. El beneficio no sólo se debe al establecimiento de los hongos en el sistema radical, sino también a factores edáficos y ambientales (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1996; Oliveira y Oliveira, 2005).

Se ha observado que la estimulación del crecimiento de las plantas por los hongos micorrízicos está acompañada generalmente por un incremento en el contenido y la concentración de algunos nutrientes en los tejidos vegetales. La absorción de los nutrientes por las raíces va a depender fundamentalmente de la llegada de los mismos a la superficie de la raíz y de su ritmo de translocación por el sistema radical. Por otro lado, la llegada de los nutrientes hasta la zona de influencia de la raíz va a estar condicionada por su concentración en la solución del suelo, la capacidad de tamponamiento de éste para amortiguar las variaciones que se produzcan en dicha concentración y del ritmo de desplazamiento hacia la superficie de la raíz (Gianinazzi-Pearson y Azcón-Aguilar, 1991).

La simbiosis micorrízica es un componente clave que determina la productividad y diversidad vegetal en un ecosistema natural y es raro encontrar una situación donde la presencia de esta asociación no tenga una importancia ecológica (Jeffries *et al.*, 2003).

1.3.10. Simbiosis planta – hongo.

Los arbusculos representan la característica fundamental de la simbiosis micorrízica arbuscular dado que expresan una forma extrema de intimidad y compatibilidad. La formación de los arbusculos dentro de las células hospedantes está asociada con cambios morfológicos y fisiológicos en ambos simbiosis. El hongo invagina las

células corticales internas, donde produce una ramificación extensa convirtiéndose en una estructura que llena enteramente las células corticales (Paszkowski, 2006). En consecuencia, la arquitectura de la célula hospedante cambia: el núcleo se mueve de una posición periférica a una central, la vacuola comienza a fragmentarse y una extensa membrana periarbuscular se sintetiza de forma continua a la membrana plasmática (Harrison, 1999).

Se ha demostrado que durante el establecimiento de la simbiosis las señales moleculares que se intercambian entre la planta y el HMA permiten la germinación, penetración y el desarrollo intraradical de estos hongos (Gao, Wang, Milgrom y Shen, 2004), sin embargo, la planta responde con un aumento transigente de los niveles de PR proteínas dado que en un inicio reconocen a estos HMA como patógenos.

Cuando las plantas son invadidas por microorganismos del suelo, se inician una serie de cambios fisiológicos y bioquímicos que no ocurren cuando un HMA coloniza la planta, esto soporta la hipótesis de que el hongo emite señales que reconoce la planta para que esta no inicie una reacción de defensa. Adicionalmente, la planta también libera compuestos de naturaleza volátil o difusible (exudados) que estimulan el crecimiento de la hifa en diferentes puntos de control mientras se da la colonización fúngica (Gadkar, David-Schwartz y Kunik, Kapulnik, 2001).

1.3.11. Interacción de sachá inchi con HMA.

La colonización de HMA mejoró el crecimiento de plántulas de Sachá inchi, tanto en condiciones de sequía y bien regadas, lo que contribuyó al incremento del área foliar, relación del área foliar y tasa fotosintética; también se detectaron actividades de mayor enzima antioxidante en plantas de micorrizas arbusculares, en consonancia con la tolerancia a la sequía (Yao-hua et al., 2012).

CAPÍTULO II

MATERIAL Y MÉTODOS

2.1. Tipo y nivel de investigación

2.1.1. Tipo de investigación

Según la orientación o nivel, el estudio es investigación básica aplicada, porque se pretende comparar con otros estudios realizados relacionados con la investigación realizada para dar solución a problemas.

2.1.2. Nivel de investigación

El nivel de investigación es Descriptiva-Explicativa, ya que se pretendió describir y explicar el efecto de los consorcios de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) y su interacción sobre el crecimiento y desarrollo de las plántulas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en condiciones de campo.

2.2. Diseño de investigación

El diseño de la investigación es experimental, porque se demostró el efecto de las variaciones de las especies de HMA inoculadas en las variables dependientes (morfológicas y fúngica) sobre el crecimiento y desarrollo de la plántula de *Plukenetia volubilis* L.

2.3. Población y muestra

2.3.1. Población.

Las provincias de El Dorado (localidad: Santa Cruz), Picota (localidades: Huañipo, Alfonso Ugarte, San Antonio), Lamas (Localidades: San Antonio de Río Mayo, Palmiche, Pampamonte, Churuzapa, Morillo), Bellavista (Localidades: 2 de Mayo, Nuevo Progreso) y San Martín (Localidad: Barco chacra).

2.3.2. Muestra.

Cada muestra constituyó una planta (unidad experimental) de (*Plukenetia volubilis* L.) inoculadas con consorcios de hongos micorrízicos arbusculares y los testigos absolutos; en condiciones de campo.

2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos

Los datos fueron obtenidos de fuentes primarias, para conseguirlos se utilizaron las siguientes técnicas e instrumentos:

a) Técnicas

- Análisis documental
- Observacional

b) Instrumentos

- Ficha de análisis documental
- Cuaderno de notas
- Archivo de datos

2.5. Técnicas de procesamiento y análisis de datos

Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar con 12 tratamientos más 1 testigo absoluto, 4 repeticiones con 3 unidades experimentales. Los datos fueron transformados arcsen para homogenizar la dispersión de los datos (Box y Hunter, 1989).

Para el procesamiento del análisis de datos, se utilizó el programa estadístico INFOSTAT versión 2015. Los datos fueron sometidos al Análisis de Varianza (ANVA) y para la comparación de las medias se utilizó la prueba de Tukey con un nivel de significancia de $p < 0,05$, para determinar la naturaleza de las diferencias entre tratamientos. Así mismo, se calculó el Coeficiente de Variabilidad (C.V), Coeficiente de determinación (R^2) y el promedio general.

2.5.1. Tratamientos en estudio

Se contó con 12 tratamientos más 1 testigo absoluto, cada uno se recolectó de distintos puntos de la Región San Martín, las cuales estuvieron inoculadas con HMA.

Tabla 2
Tratamientos, localidades.

Tratamientos	Consortios/Localidades	Inoculación con HMA
T0	TESTIGO	
T1	2 DE MAYO	X
T2	RÍO MAYO	X
T3	BARCO CHACRA	X
T4	PALMICHE	X
T5	PAMPAMONTE	X
T6	ALFONSO UGARTE	X
T7	SAN ANTONIO	X
T8	NUEVO PROGRESO	X
T9	CHURUZAPA	X
T10	MORILLO	X
T11	SANTA CRUZ	X
T12	HUAÑIPO	X

2.6. Materiales y métodos.

2.6.1. Materiales

Los materiales son mencionados en la metodología pág. 24.

2.6.2. Metodología

2.6.2.1. Ubicación del área de estudio

El trabajo de investigación “Efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares sobre el rendimiento de (*Plukenetia volubilis* L.), bajo condiciones de campo en la Provincia de San Martín” se realizó en los ambientes de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, Ciudad universitaria; la cual presenta las siguientes características:

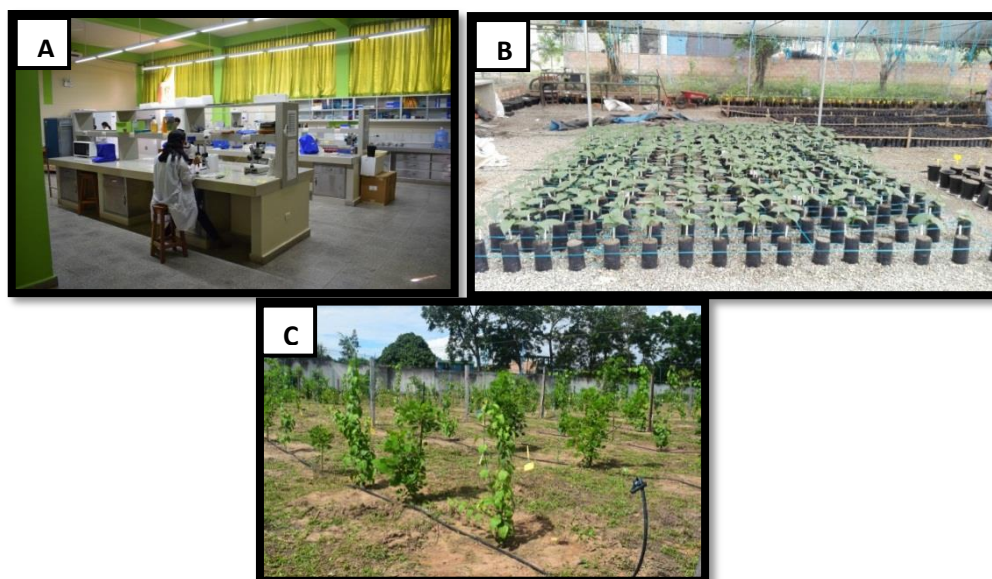


Figura 1. Áreas de estudio utilizadas en la ejecución del experimento. A: Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM), B: Vivero de multiplicación de HMA, C: Campo experimental (Ciudad universitaria).

a. Ubicación política

Distrito : Morales
 Provincia : San Martín
 Departamento : San Martín

b. Ubicación geográfica

Latitud Sur : 06°35'28"
 Longitud Oeste : 76°18'47"
 Altitud : 230 m.s.n.m.m.

2.6.2.2. Fases de instalación del proyecto

2.6.2.2.1. Fase de laboratorio

Se identificaron y caracterizaron los consorcios de hongos micorrízicos arbusculares de cada localidad en estudio; a partir de estas muestras se llevó a la fase de vivero para su multiplicación.

a. Cuantificación y aislamiento de esporas HMA

Las muestras fueron recolectadas previamente de cada localidad en estudio y multiplicadas en las camas de multiplicación del proyecto donde se trabajaron

según el método de tamizado húmedo y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963). Seguido por una centrifugación en sacarosa 20 y 60 % Sieverding, (1983). Para observar la cantidad de esporas viables por 10 gramos de suelo inoculado, esto sirvió para tener la cantidad exacta del peso de inóculo a trabajar por consorcio, en este estudio se trabajó con 1000 esporas inoculadas por consorcio de hongos micorrízicos arbusculares para la posterior inoculación en las bolsas almacigueras. El proceso fue lo siguiente:

- Se pesó 10 g de suelo y se realizó una suspensión en dos litros de agua.
- La suspensión se agitó mecánicamente durante 10 segundos y se dejó reposar 20 segundos, para eliminar partículas grandes por sedimentación.
- Seguidamente, la suspensión se pasó por una serie de tamices de 250 y 38 micras, lavando con abundante agua.
- Después, se agregó agua al decantado y se repitió 4 veces más siguiendo los pasos anteriores.
- Posteriormente, el tamizado obtenido de la malla de 38 micras que contiene esporas fue transferido a un tubo falcon de 50 ml, la cual contiene una gradiente de sacarosa al 20% y 60% (20 ml y 10 ml respectivamente), donde se observó que la mayor concentración se acumuló en la parte inferior del tubo.
- Inmediatamente, los tubos falcon (50 ml) se colocaron en la centrifuga (los pares de tubos de manera opuesta para el equilibrio del rotor) llevando a 3500 rpm por 5 minutos para precipitar partículas de suelo y suspender las esporas hasta la interface entre los dos azúcares.
- Finalmente, el tubo falcon fue retirado cuidadosamente de la centrifuga, vaciando el sobrenadante sobre el tamiz de 38 micras, para proceder a lavar con agua y eliminar la sacarosa, dejando solamente las esporas, el cual fue colocado el sobrenadante en una placa Petri y observado al estereoscopio para su respectivo conteo.

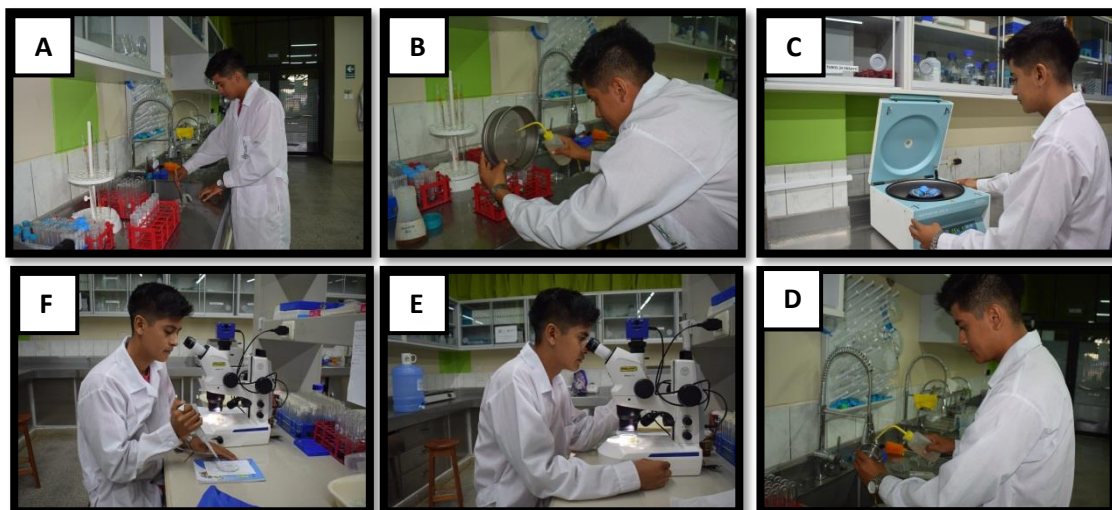


Figura 2. A: Agitación de la muestra de suelo en un balde, B: Tamizado en suspensión, C: Centrifugación en sacarosa de 20 y 60%, D: Tamizado de la solución, E: Cuantificación de esporas viables, F: Aislamiento de esporas.

b. Montaje de esporas HMA de cada Consorcio

Las esporas encontradas en cada una de las muestras de los consorcios en estudio, fueron aisladas y montadas en una placa porta objeto utilizando alcohol polivinílico ácido-láctico-glicerol (PVLG) y PVLG con reactivo de Melzer, con la finalidad de observar la estructura interna, la viabilidad de dichas esporas de HMA y la identificación de especies. Las fotografías de las esporas se realizaron en un microscopio trinocular con el software “ToupView 3,7 for digital camera” y se ejecutaron con los objetivos de 40x y 100x (figura 3).

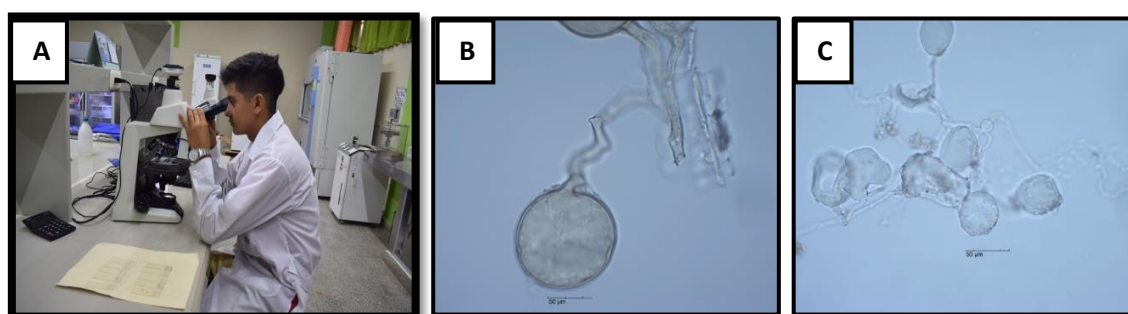


Figura 3. A: Observaciones de las muestras, B y C: Foto de las esporas por el programa Toup View 3,7 for digital camera.

c. Tinción de raíces

La tinción se realizó en raíces jóvenes (secundarias y terciarias) de sachá inchi, siguiendo la técnica descrita por Phillips y Hayman (1970) con modificaciones. El procedimiento de tinción fue de la siguiente manera:

- Las raíces se cortaron en segmentos de 1 cm de longitud y se colocaron en tubos de ensayo de 50 ml, dentro de una solución de Hidróxido de Potasio (KOH) al 10% de concentración en peso/volumen, hasta cubrir la muestra.
- Después, se ubicaron las raíces en baño María a 90 °C durante 60 minutos, con la finalidad de remover el contenido citoplasmático y clarificar el tejido cortical. Al cabo del tiempo, estas se sacaron y se añadieron agua oxigenada de 20 volúmenes proporcionalmente a la misma cantidad de KOH, durante un minuto a temperatura ambiente, para aclarar los pigmentos de la raíz.
- Luego, las raíces se lavaron tres veces con agua corriente y se dejaron en reposo hasta eliminar el contenido líquido.
- Seguidamente, se sumergieron en tinta Parker al 5,7% durante 10 minutos a temperatura ambiente.
- Paralelamente, se llevaron las muestras al baño María a 90 °C durante 10 minutos.
- Finalmente, se enjuagaron tres veces con agua corriente y se añadió lactoglicerol para conservar las muestras (figura 4).

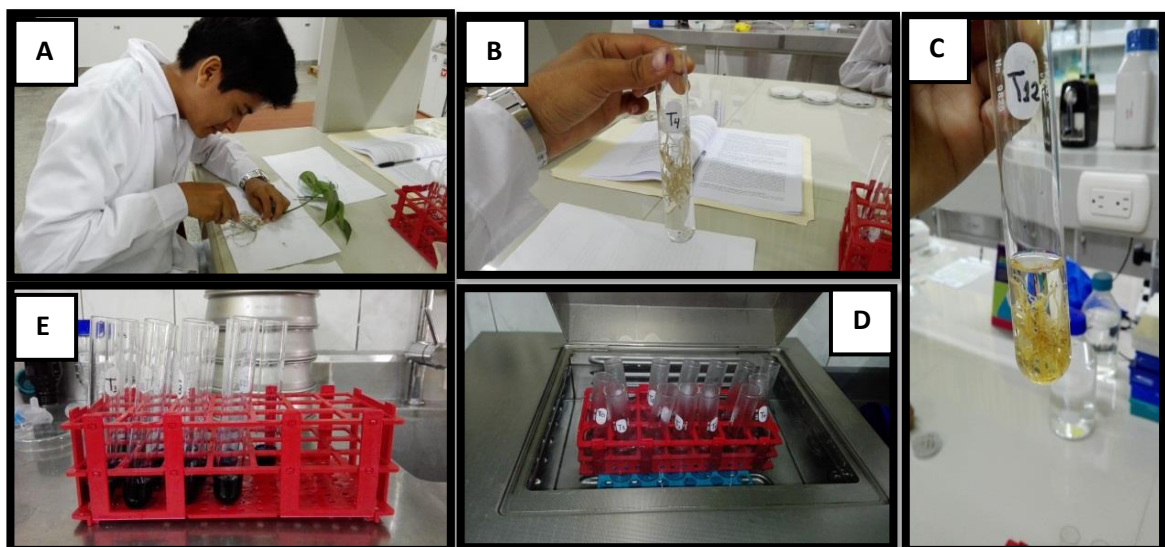


Figura 4. A: Extracción de raíces, B: Corte de raíces, C: KOH a las raíces, D: Tinción con KOH, E: Baño María de las muestras, F: Muestras listas para colocar y observar.

d. Pesado del inóculo de HMA

Después de determinar el número de esporas/gramo de suelo para cada consorcio, se realizó el pesado de los inóculos a utilizar en cada bolsa almaciguera por tratamiento, con la cantidad de 1000 esporas por inóculo de cada planta, de acuerdo a los resultados obtenidos en la cuantificación de esporas por cada consorcio en estudio. Esta actividad se realizó utilizando la balanza gramera, para precisar la cantidad de inóculo a utilizar, y esto se guardó en bolsas individuales etiquetadas para cada planta (figura 5).

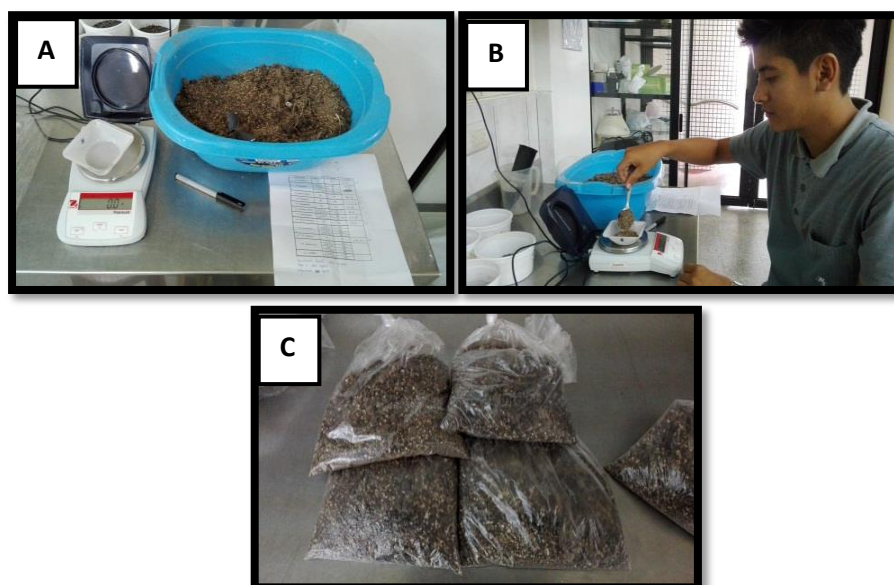


Figura 5. A: Fuente de inóculo por consorcio, B: Pesado de los inóculos por planta y tratamiento, C: Inóculos en bolsas individuales y etiquetadas por planta.

2.6.2.2.1. Fase de vivero

a. Obtención de la fuente de inóculo de especies de HMA.

Las fuentes de inóculos de los consorcios de HMA utilizadas en la investigación fueron proporcionadas por el Vivero de Multiplicación de Hongos Micorrizicos Arbusculares del Laboratorio de Biología y Genética Molecular. Estas fuentes de inóculos fueron recolectadas de fincas de Sacha inchi antes de ser multiplicadas en camas, durante varios ciclos continuos en plantas trampa (sorgo, alfalfa, maíz y brachiaria) figura 6.



Figura 6. Vivero de Multiplicación de Hongos Micorrízicos Arbusculares.

b. Preparación de sustrato y llenado de bolsas.

Para el desarrollo del experimento se utilizó como sustrato: tierra negra y arena gruesa previamente esterilizado, las mismas fueron mezcladas en proporción 1:1. Este proceso se realizó con el fin de tener una mezcla homogénea y mejorar a la calidad del sustrato utilizado. Las bolsas utilizadas fueron bolsas especiales para estudios de investigación, de 1 kilogramos de sustrato, la cantidad de bolsas utilizadas en vivero fue de 18 unidades por tratamiento más el testigo absoluto, estas fueron colocadas en la cama almaciguera previamente preparada para la colocación de las bolsas, que fueron etiquetadas de forma individual, según tratamiento y número de planta (figura 7).

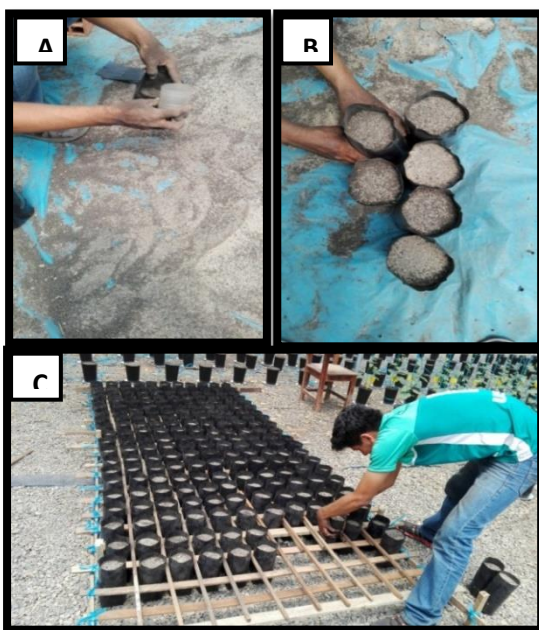


Figura 7. A: Preparación del sustrato, B: Llenado de las bolsas, C: Colocado de las bolsas en la cama almaciguera.

c. inoculación de HMA a las bolsas almacigueras.

Para realizar la inoculación, se cogió cada bolsa según tratamiento y se mezcló el sustrato de las bolsas con el suelo de los consorcios de HMA previamente pesadas según tratamiento en estudio, este proceso se realizó utilizando una bandeja, en la cual se realizó la mezcla, homogenizando el sustrato final (figura 8).

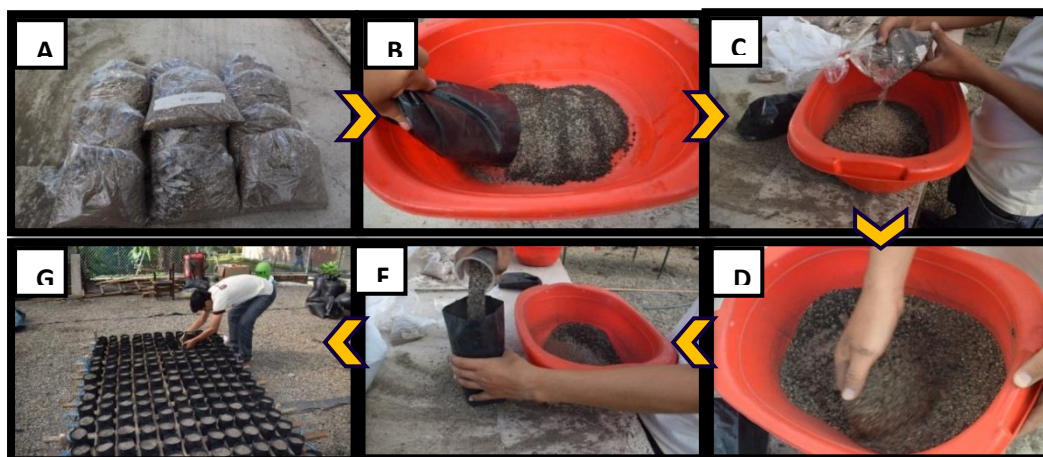


Figura 8. A: Bolsas con inóculo, B: Bolsas almacigueras con sustrato, C: Colocación del inóculo en las bandejas, D: Mezcla del inóculo con el sustrato, E: llenado de las bolsas con el sustrato final, F: Colocación de las bolsas en la cama almaciguera.

d. Germinación de las semillas de Sacha Inchi.

Para realizar esta actividad se desinfecto de la semilla a utilizar, para esto se colocó las semillas en una bandeja con agua y se añadió lejía a razón de 12,5 ml/L de agua, se mantuvo en esta solución por 15 minutos, para posteriormente lavar y enjuagar las semillas hasta que se limpien las semillas, luego se colocaron en bandejas con arena estéril para acelerar la germinación de las semillas; a los 7 días se empezó a observar la germinación de las semillas (figura 9).

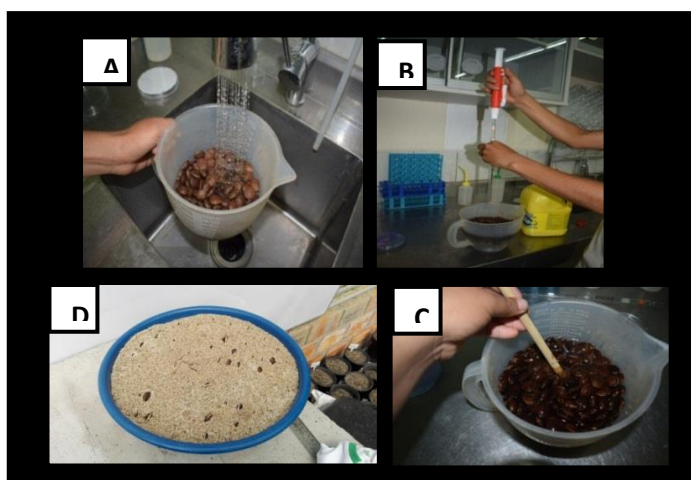


Figura 9. A: Mojar las semillas con agua, B: Agregar lejía a la solución, C: Mezcla de la solución, D: Germinador.

e. Repique de plántulas de sachá inchi.

A los 7 días después de la siembra en el germinador, se procedió a seleccionar las plántulas vigorosas, raíces sanas y homogéneas para realizar el repique en las bolsas almacigueras. Las plántulas seleccionadas fueron colocadas en bandejas con agua para ser lavadas y evitar su deshidratación. Seguidamente se realizó el repique en las bolsas almacigueras, evitando maltratar las raíces de las plántulas, para su normal crecimiento. Se aplicó un riego pesado a las bolsas llenas de sustrato para favorecer el repique, posteriormente se utilizó una cuchara para realizar los hoyos en las bolsas, se colocaron las plántulas en los hoyos y se tapó suavemente con sustrato de la misma mezcla de las bolsas, para luego realizar otro riego más ligero para evitar el estrés de las plántulas sembradas (figura 10).

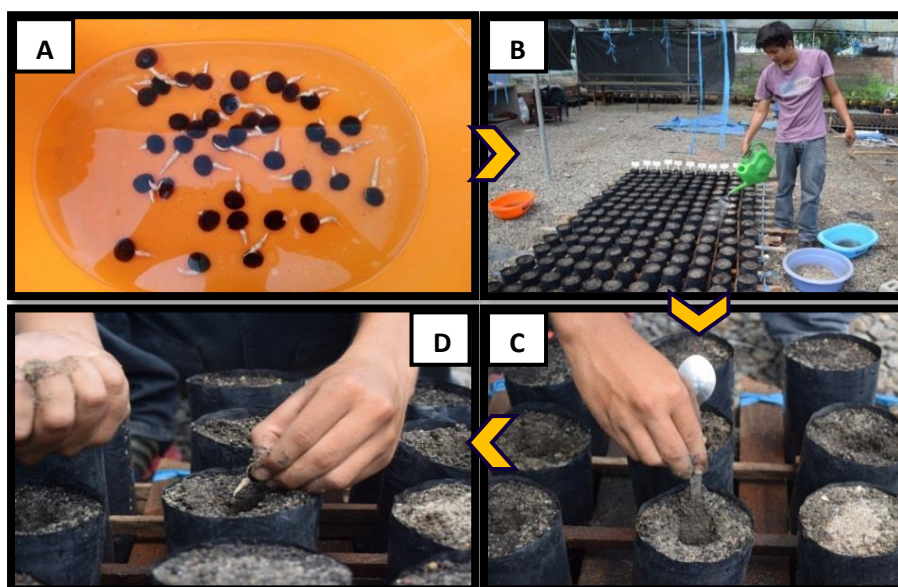


Figura 10. A: Selección de plántulas, B: Riego para el repique, C: Hoyos para repique, D: Trasplante en las bolsas almacigueras.

f. Riego de las plántulas.

El riego se realizó en las dos etapas del cultivo (vivero, campo), en la etapa de vivero los riegos se realizaron dos veces al día (mañana, tarde) al inicio del día y al terminar el día, para evitar el estrés de las plantas. En la etapa de campo el riego se realizó tres veces al día durante el primer mes después del trasplante, durante los demás meses el riego se realizó una vez al día, esto en la tarde (al terminar el día), cabe mencionar que el terreno elegido para esta etapa cuenta con el sistema de riego por goteo (figura 11).

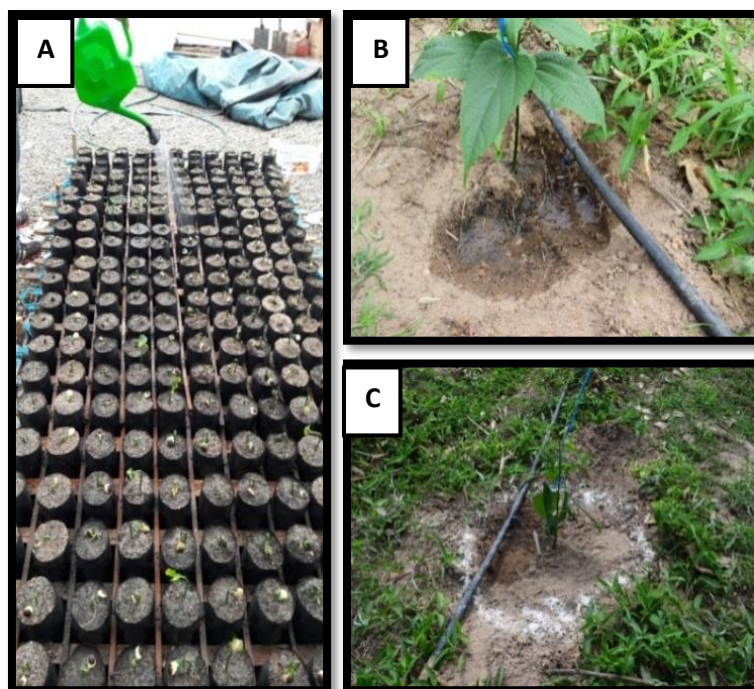


Figura 11. A: Riego en etapa de vivero, B y C: Riego en etapa de campo.

g. Aplicación de abonos.

La aplicación de abonos se realizó en las dos etapas del cultivo (vivero, campo):

En la etapa de vivero se realizó una aplicación de abono foliar con el producto químico Bayfolan a razón de 4 ml/L de agua, esta aplicación se realizó días antes de realizar el trasplante a campo definitivo, para disminuir el estrés al momento del trasplante.

En la etapa de campo se aplicó abono foliar con el producto químico Bayfolan a razón de 4 ml/L de agua, esta actividad se realizó una vez al mes (figura 12).

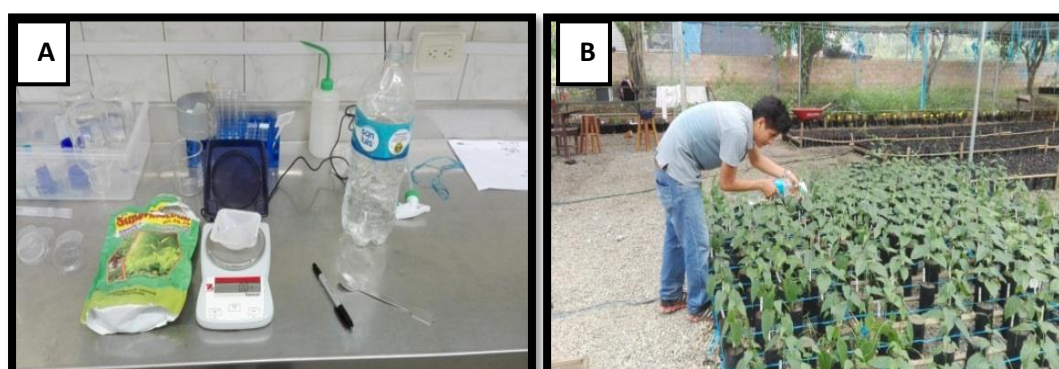


Figura 12. A: Pesado Del abono foliar, B y C: Aplicación del abono foliar a plántulas de sachá inchi.

2.7. Variables evaluadas.

2.7.1. Variables morfológicas.

a. Altura de planta (cm).

Esta evaluación se realizó en las dos etapas del cultivo:

Vivero: En la etapa de vivero la medición de altura se realizó para todas las plantas en estudio, esta actividad se realizó con ayuda de una regla milimetrada de metal; la medición se tomó desde la base del tallo hasta el meristemo apical de la guía; esta actividad se realizó cada 15 días.

Campo: En esta etapa, la medición se realizó para todas las plantas en estudio por tratamiento, esta actividad se realizó de forma diaria mediante observaciones constantes, debido que el cultivo es de crecimiento indeterminado, se tomó como punto de evaluación, la fecha donde la guía llegó sobre el alambre superior con medida de 2 metros de altura (figura 13).



Figura 13. A: Evaluación de altura en etapa de vivero, B: Evaluación de altura en etapa de campo.

b. Área foliar (cm²).

La actividad del cálculo del área foliar en las plantas de sachá inchi se realizó al octavo mes después de la siembra en campo, para esto se extrajo 10 hojas por planta de cada tratamiento seleccionando a las que se encuentran en la parte media de la planta; luego fueron escaneados y analizados en un programa FIJI (Fiji Is Just ImageJ) para determinar el área foliar en cm² (figura 14).



Figura 14. A: Extracción de hojas, B: Escáner de hojas.

c. Medición de clorofila (SPAD).

Para determinar la clorofila en las hojas de las plantas de sachá inchi, se evaluó 5 hojas por planta para obtener un promedio por planta estimando la concentración de clorofila en las hojas de las plantas; se utilizó un equipo especializado con nombre: medidor de clorofila (SPAD-502 Plus). Esta actividad se realizó al octavo mes después de la siembra en campo (figura 15).



Figura 15. A: Equipo de medición de clorofila (SPA-502 Plus), B: Toma de datos de la concentración de clorofila en las hojas de sachá inchi.

2.7.2. Variable fúngica.

a. Porcentaje de colonización micorrízica.

El porcentaje de colonización se determinó mediante el método de Brundrett et al., (1996) con modificaciones, donde se montaron en láminas portaobjeto 20 raíces teñidas en forma vertical en dos secciones de 10 raíces cada uno; en el que se añadió gotas de lactoglicerol con la finalidad de mejorar la observación del tejido interno de las raíces, estas laminas fueron cubiertas por cubreobjetos, seguidamente

se observaron en un microscopio trinocular con el software “Toup View 3,7 for digital camera” para cuantificar el número de raíces colonizadas por las micorrizas.

Esta variable se realizó en las dos etapas del cultivo:

Vivero: en esta etapa se realizó una evaluación de porcentaje de colonización a los 45 días, evaluando una planta por tratamiento, antes de realizar el trasplante en campo definitivo, para estimar el grado de colonización de los tratamientos antes de ser trasplantadas en campo definitivo.

Campo: en esta etapa se realizó la evaluación a los 8 meses en campo, al final de las evaluaciones, evaluando todas las plantas por tratamiento.

Este proceso consistió iniciando por el extremo superior izquierdo de la raíz, moviendo la platina del microscopio de manera horizontal hacia las demás raíces. Al llegar a la última raíz, se movió la platina verticalmente y se repitió el mismo procedimiento anterior. Por cada laminilla, se dio 3 pasadas horizontales, teniendo 20 enfoques por recorrido. Si al encontrarse cualquier estructura fúngica en cada campo ya sea hifas, vesículas, arbusculos, ovillos (o enrollamientos) o esporas, se anotaba un signo positivo (+); y si no, un signo negativo (-). Para transformar a % de colonización se estimó mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de colonización} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de raíces colonizadas}}{\text{N}^\circ \text{ total de raíces observadas}} \times 100$$

2.7.3. Variables fenológicas.

a. Floración.

Esta actividad se realizó de manera constante mediante observación visual, donde se anotó el día en la que cada planta evaluada presentó primordios florales. Esta fecha anotada se convirtió en número de días que demoro la planta en presentar primordios florales después del trasplante en campo.

Máxima floración: La máxima floración se consideró cuando el 75% de las plantas a evaluar presentaron flores estaminadas y pistiladas completas, es decir presenten flores masculinas y femeninas (figura 16).



Figura 16. A: Floración de la planta de sachá inchi, B: Evaluación de floración.

b. Fructificación.

Esta actividad se realizó de manera constante mediante observación visual, donde se anotó el día en la que cada planta evaluada presentó la aparición de frutos que alcanzaban los 2 cm de diámetro. Esta fecha anotada se convirtió en número de días que demora la planta en presentar formación de frutos después del trasplante en campo.

Máxima fructificación: La máxima formación de frutos se consideró cuando el 50 % a más de las plantas a evaluar presentaron frutos bien definidos (figura 17).

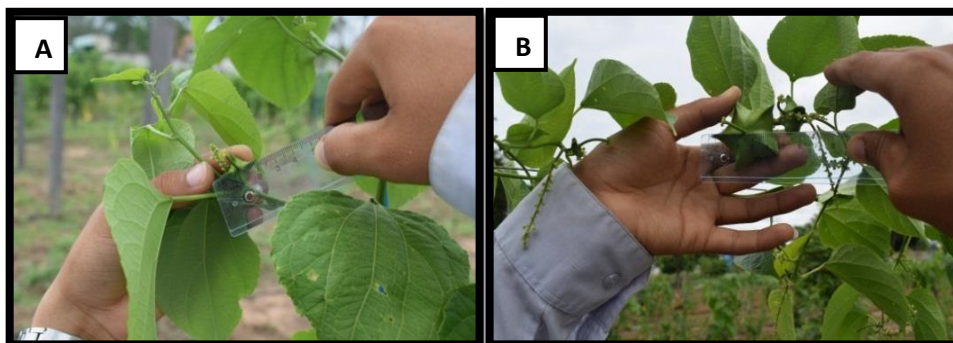


Figura 17. A: Evaluación de formación de frutos, B: Frutos formados.

c. Maduración.

Esta actividad se realizó de manera constante mediante observación visual, donde se anotó el día en la que cada planta evaluada empezaron a tornarse de color verde a un color negruzco, que finalmente se convirtieron en marrón oscuro o negro cenizo; esto se podrá observar de forma visual. Esta fecha anotada se convirtió en número de días que demora en presentar plantas con frutos maduros desde de la

siembra en campo definitivo. La evaluación de maduración se realizó teniendo en cuenta lo siguiente:

1. Que al menos un fruto por planta se encuentre en el proceso de cambio de color para considerar a dicha planta en estado de maduración.
2. Que el 75 % de plantas por repeticiones se encuentren con frutos en estado de maduración, de esto dependerá el inicio de la cosecha (figura 18).



Figura 18. Maduración de frutos.

d. Inicio de cosecha.

Esta actividad se realizó de manera constante mediante observación visual, donde se anotó el día en la que cada fruto de planta evaluada se tornó de color marrón oscuro o negro cenizo y estos frutos estén secos, indicando que estén aptos para la cosecha (figura 19).



Figura 19. A: Frutos aptos para la cosecha, B: Cosecha de frutos.

2.7.4. Variables de rendimiento.

La actividad de cosecha se realizó de manera constante para todas las plantas evaluadas, donde se consideró las siguientes variables adaptado por de Cruz (2013).

a. Número de capsulas cosechadas.

Se realizó el conteo de los frutos cosechados al final de todas las evaluaciones, esta evaluación se realizó planta por planta (figura 20).



Figura 20. Identificación de las capsulas cosechadas por planta.

b. Número de semillas por capsula.

Esta evaluación se realizó contando las semillas por capsulas de todas las plantas evaluadas (figura 21).



Figura 21. Semillas por capsula cosechada.

c. Rendimiento por hectárea.

El rendimiento se evaluó multiplicando el rendimiento por planta por el factor número de plantas por hectárea respectivamente. De cada tratamiento se obtuvo el resultado de rendimiento individual para compararlo y analizarlo (figura 22).



Figura 22. Evaluación del rendimiento.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Variables morfológicas.

3.1.1. Altura de planta en vivero (cm).

La tabla 3 y la figura 23 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para la altura de plántones de sacha inchi evaluados a 45 días después de la inoculación (DDI) en condiciones de vivero.

Tabla 3

ANVA de altura de plántones de sacha inchi evaluados a 45 días en condiciones de vivero.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
TRATAMIENTOS	42978,02	12	3581,5	6,77	<0,0001**
REPETICIONES	9943,51	17	584,91	1,11	0,3508
Error	99979,17	189	528,99		
Total	152900,71	218			

**= Altamente significativo

R ² = 86%	C.V= 12,76%	X̄= 64,85 cm
----------------------	-------------	--------------

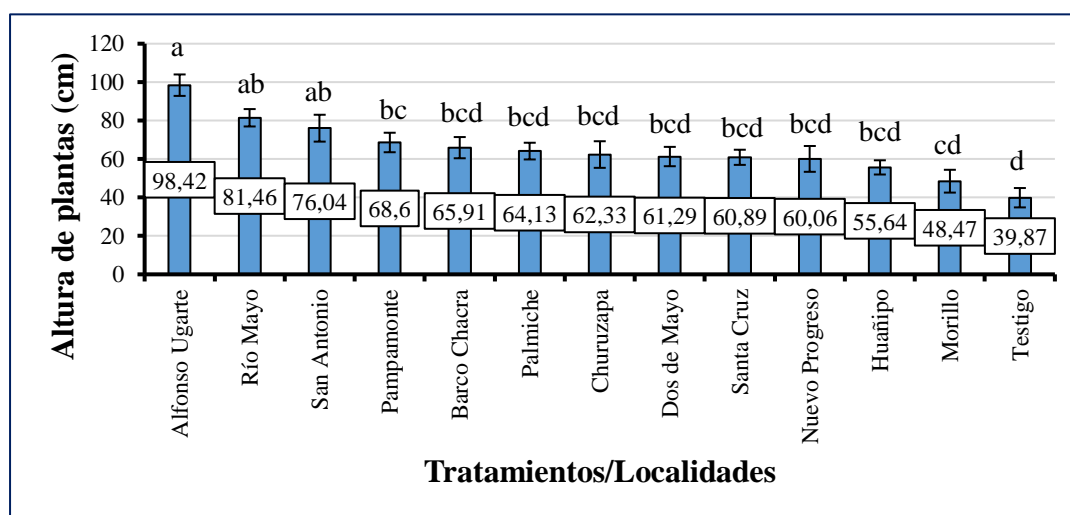


Figura 23. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para altura de plántones de sacha inchi evaluados a 45 días en condiciones de vivero, a T° media de 27°C y HR de 73%.

El análisis de varianza (Tabla 3) para altura de plántones entre los 13 tratamientos, indica que existen diferencias altamente significativas, mostrando una media de 64,85 cm con un coeficiente de variabilidad de 12,76% y un coeficiente de

determinación (R^2) de 86%, resultados que están dentro del rango de dispersión aceptable según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 23) para la variable altura de plántulas de sachá inchi, muestra que el tratamiento T6 (CHMA – Alfonso Ugarte) es el más sobresaliente de los tratamientos que fueron inoculados con consorcios micorrízicos (T1-T12), presentando la mayor altura de planta con 98,42 cm, seguido de los tratamientos T2 (CHMA – Río Mayo) con 81,46 cm y T7 (CHMA – San Antonio) con 76,04 cm respectivamente, en los demás tratamientos no se encontró diferencias estadísticas significativas, siendo el T0 (Testigo) con 39,87 cm, el que obtuvo el menor valor para esta variable.

La Figura 20, muestra la línea de crecimiento de los 12 tratamientos inoculados con consorcios micorrízicos más un testigo sin inocular, durante las tres fechas de evaluación (0; 15; 30 y 45 DDI), en la que es notoria la dispersión del tratamiento T6 (CHMA – Alfonso Ugarte) con respecto a los demás tratamientos, a partir de la tercera y última fecha de evaluación, lo que significa que, estas plantas tuvieron mejor comportamiento con los consorcios micorrízicos inoculados, y que probablemente el tiempo transcurrido en vivero fue suficiente para establecer una simbiosis beneficiosa para las plantas de sachá inchi.

Los tratamientos inoculados con CHMA (T1-T12) muestran mejores resultados en el crecimiento de las plántulas en comparación con el Testigo absoluto (T0) que presentan plántulas de menor tamaño; resultados semejantes fueron reportados por Mozombite (2017), donde los valores establecidos en el ensayo muestran que las plántulas de sachá inchi inoculadas con CHMA evaluados a los 105 días en condiciones de vivero muestran mayor tamaño en comparación al Testigo absoluto; semejante a estos resultados presenta Del Águila (2016), los valores establecidos en el ensayo de plántulas de café en condiciones de vivero muestran que todos los tratamientos que tuvieron inóculo de CHMA crecieron aproximadamente 35% a 40% más que el testigo; semejante a estos resultados presenta también Chinchay (2016), donde encontró alta significancia de los tratamientos inoculados con CHMA mostraron mejores resultados con respecto a la altura del cultivo de café en condiciones de vivero.

Así mismo Jiménez (1989), encontró que, en viveros de café donde se inocularon varias especies de HMA, se registraron un mayor crecimiento de

plantas; así por ejemplo Trejo *et al.*, (2011) encontró, en condiciones controladas de invernadero, que los consorcios micorrízicos arbusculares incrementaron la altura de plantas en un 91% con respecto a plantas no inoculadas.

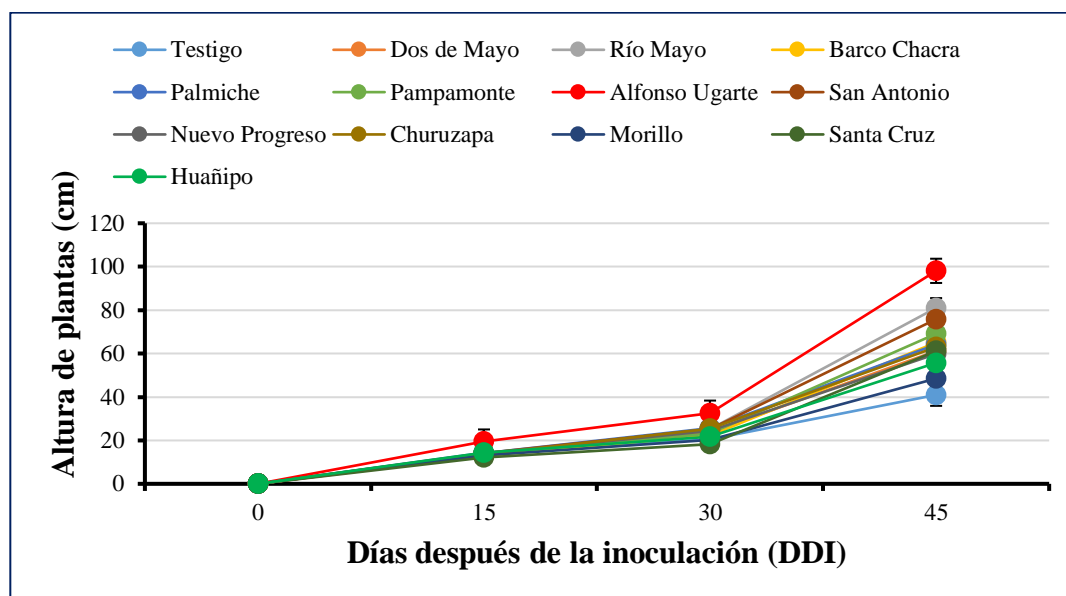


Figura 24. Altura de plántones de sachá inchi, evaluados cada 15 días en condiciones de vivero, a T° media de 27°C y HR de 73%.

3.1.2. Altura de planta en campo definitivo (días).

La tabla 4 y la figura 25 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para la altura de plantas de sachá inchi evaluados en tiempo de alcance hasta dos metros de altura (por el sistema de tutoraje instalado) en condiciones de campo definitivo.

Tabla 4

ANVA de la altura de plantas de sachá inchi evaluados hasta llegar a dos metros de altura en condiciones de campo definitivo.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
BLOQUES	9765,71	3	3255,24	5,63	0,0011**
TRATAMIENTOS	36011,8	12	3000,98	5,20	<0,0001**
Error	80778,09	140	576,99		
Total	126555,59	155			
**= Altamente significativo					
R ² = 81%		C.V= 14%			X̄= 90 días

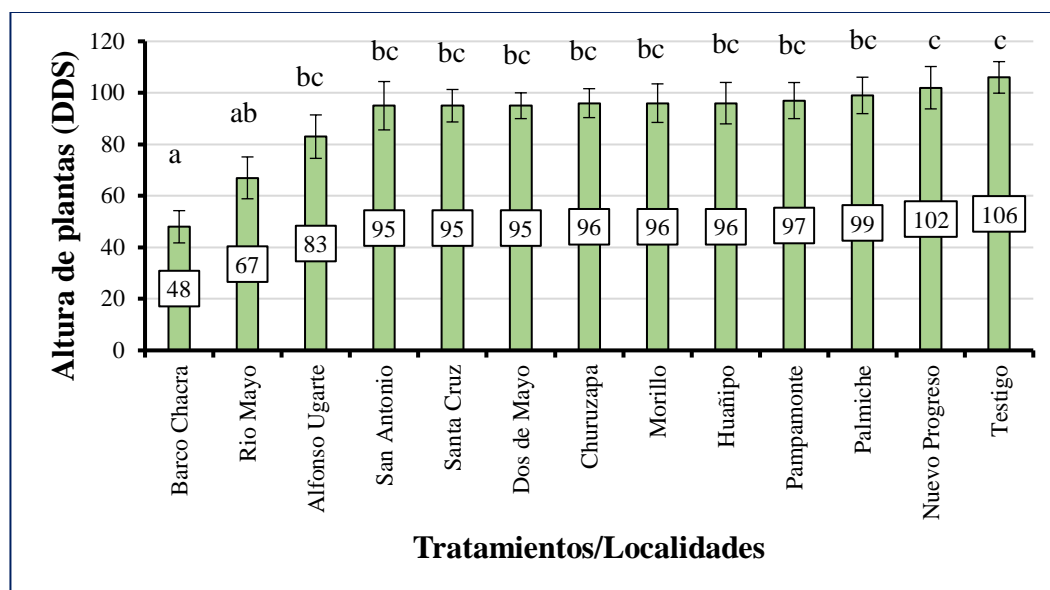


Figura 25. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) de la altura de plantas de sachá inchi evaluados en días hasta alcanzar dos metros de altura, en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 4), indica que existen diferencias altamente significativas (**), tanto para los tratamientos como las los bloques empleados, mostrando una media de 90 días, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 14% y un coeficiente de determinación (R^2) de 81%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad que tiene la variable respuesta con los tratamientos estudiados y la utilización de bloques al momento de la instalación, así mismo, están dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 25) muestra que el mejor tratamiento fue el T3 (CHMA – Barco Chacra), el cual tuvo un crecimiento acelerado, ya que demoró solamente 48 días en llegar hasta dos metros de altura; esto por el sistema de tutoraje instalado, seguido del tratamiento T2 (CHMA – Río Mayo) con 67 días tardados en llegar hasta dos metros de altura, a comparación de los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien fue el último en llegar hasta los dos metros de altura con 106 días, todo esto indica que los consorcios utilizados e inoculados en plántones de sachá inchi en condiciones de vivero y luego sembrados en campo definitivo, lograron establecer simbiosis mutualista, expresado en un mejor crecimiento de plantas, adelantando su proceso fenológico.

Los resultados reflejados en esta variable tienen cierta similitud con lo encontrado por Carbajal, (2009) quien obtuvo buenos resultados en altura de planta, trabajando con HMA nativos en el cultivo de cafeto; así mismo, numerosas investigaciones han demostrado respuestas positivas a la inoculación no solo en la fase de establecimiento de plantación sino también en el rendimiento de los cultivos inoculados con CHMA, Siqueira *et al.*, (1995); igual manera se encontraron extraordinarias respuestas al trabajar solo con HMA, tal como lo menciona Trejo *et al.*,(2000, citado por FENIAGRO, 2010) quien comprobó que plantas inoculadas con HMA presentan mejor desarrollo que aquellas con adición de fertilizante, tanto inorgánico, como orgánico; así mismo en otra de sus investigaciones Trejo *et al.*,(2011) trabajando con 7 consorcios de HMA nativos, obtuvo buenos resultados de altura de plantas de café (10 a 15 cm) en comparación con el testigo en un periodo de 130 DDI. Estos mismos resultados fueron reflejados en otros cultivos como: tomate (Orna, 2009), cacao (Ballesteros, Unigarro, Cadena y Cadena, 2004) caoba (Guerra, 2009), palmito (Paillacho, 2010).

3.1.3. Área Foliar.

La tabla 5 y la figura 26 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para el área foliar de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

Tabla 5

ANVA del área foliar de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
BLOQUES	22,82	3	7,61	9,37	<0,0001**
TRATAMIENTOS	16,7	12	1,39	1,72	0,0465*
Error	113,58	140	0,81		
Total	153,09	155			
* = Significativo		** = Altamente significativo			
R ² = 86%		C.V = 9,92%		X̄ = 83,46 cm ²	

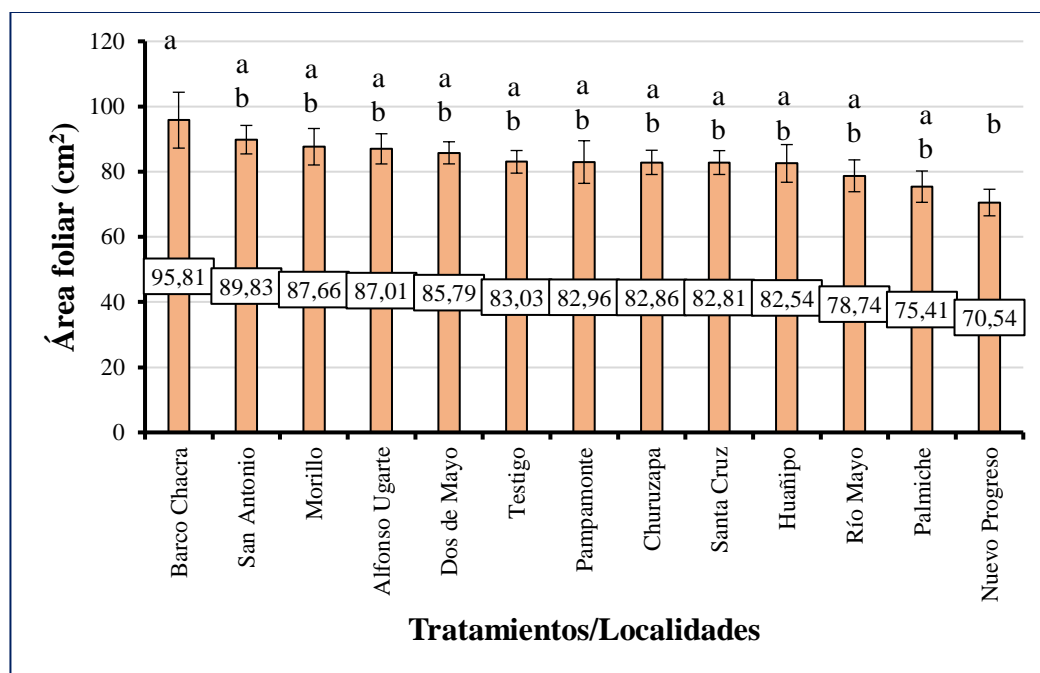


Figura 26. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del área foliar de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 5), indica que existen diferencias altamente significativas (**) y significativas (*), tanto para los tratamientos como las los bloques empleados, mostrando una media de $83,46 \text{ cm}^2$, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 9,98% y un coeficiente de determinación (R^2) de 86%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad que tiene la variable respuesta con los tratamientos estudiados y la utilización de bloques al momento de la instalación, además, están dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 26) muestra que el mejor tratamiento fue el T3 (CHMA – Barco Chacra), con $95,81 \text{ cm}^2$ de área foliar, a comparación de los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien se mostró en un rango medio con $83,03 \text{ cm}^2$ de área foliar, todo esto indica que, los consorcios utilizados e inoculados en plántones de sachá inchi en condiciones de vivero y luego sembrados en campo definitivo, lograron establecer simbiosis mutualista, expresado en un mejor desarrollo de las hojas.

Los resultados reflejados en esta variable tienen similitud con los obtenidos por Mozombite (2017), donde los tratamientos inoculados con CHMA muestran mejores resultados ratificando el efecto de CHMA para favorecer el incremento del área foliar en *Plukenetia volubilis* L., en la cual el mejor tratamiento obtuvo un 53,9 cm² y se demuestra comparando el testigo absoluto que presentan menor área foliar de 17,3 cm²; estos resultados muestran el efecto semejante a Del Águila (2016), los resultados obtenidos, muestran que la inoculación con HMA nativos en plántulas de café, resultó provechosa, lográndose incrementos en el área foliar que fluctuaron entre 77% más con relación a las plantas no inoculadas; también similares a Barrer (2009), que el uso de HMA en los tratamientos utilizados en su ensayo dieron un incremento en área foliar de 5 y 50% con respecto al testigo absoluto.

Cabe mencionar que el área foliar es un índice que expresa adecuadamente la respuesta del crecimiento de las plantas, siendo ésta la variable más comúnmente utilizada para definir el desarrollo de los plantones (Soto, 1994; Rivera et al., 1997; Valencia, 1998; Fernández, 1999).

3.1.4. Medición de clorofila (SPAD).

La tabla 6 y la figura 27 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para el contenido de clorofila (SPAD) en hojas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

Tabla 6

ANVA del contenido de clorofila en hojas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
BLOQUES	0,22	3	0,07	0,56	0,6471 ^{N.S}
TRATAMIENTOS	4,63	12	0,39	2,89	0,0014 ^{**}
Error	18,70	140	0,13		
Total	23,56	155			
N.S= No Significativo			**= Altamente significativo		
R ² = 82%		C.V= 5,31%		X̄= 47,30 SPAD	

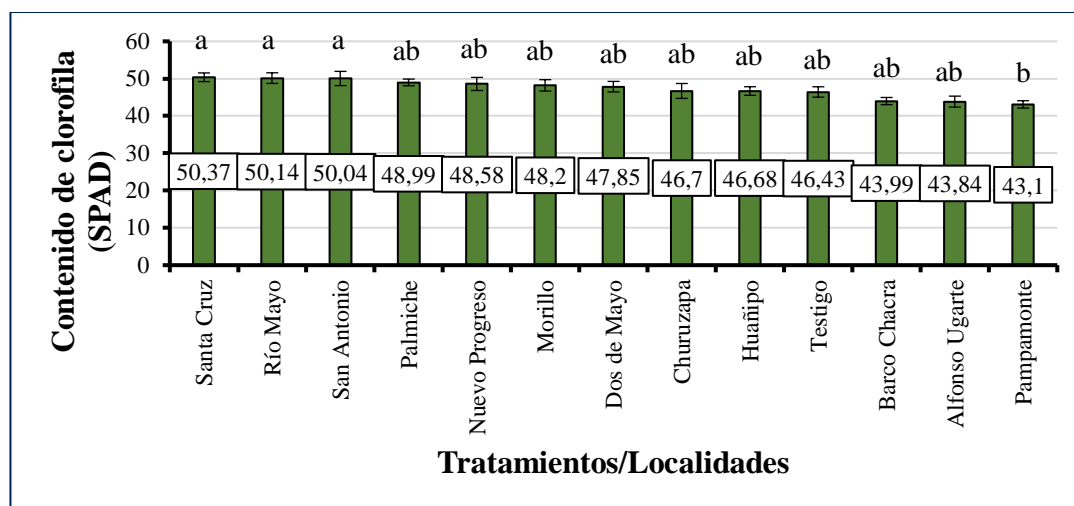


Figura 27. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del contenido de clorofila en hojas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 6), indica que no existen diferencias significativas (N.S) y altamente significativas (**), tanto para los tratamientos como las los bloques empleados, mostrando una media de 47,30 SPAD, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 5,31% y un coeficiente de determinación (R^2) de 82%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad que tiene la variable respuesta con los tratamientos estudiados y la utilización de bloques al momento de la instalación no tuvo significancia, además, están dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 27) muestra que los mejores tratamientos fueron el T11 (CHMA – Santa Cruz), con 50,37 SPAD, el T2 (CHMA – Río Mayo) con 50,14 SPAD y el T7 (CHMA – San Antonio) con 50,04 SPAD respectivamente, a comparación de los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien se mostró en un rango medio con 46,43 SPAD.

Resultados similares presenta Mozombite (2016) donde las plantas inoculadas con CHMA mostraron mejores, donde el mayor contiene 41, 4 SPAD y el testigo absoluto muestra un 38,4 SPAD, resultados ratificando el efecto de CHMA para favorecer el incremento del contenido de clorofila en hojas de *Plukenetia volubilis*;

así mismo Romero (2018) los resultados muestran que los tratamientos inoculados con HMA de las especies *Rhizoglosum intraradices* y *Glomus sp.*, tienen un efecto potencial sobre la cantidad de clorofila en plantas de café en condiciones de vivero, donde el mayor contenido es de 61.61 SPAD; observándose incrementos más que el testigo que muestra un contenido de 27,22 SPAD; a mayor contenido de clorofila en las hojas, mayor es la absorción de luz en longitudes de onda diferentes, por ende, se incrementa la fotosíntesis y el crecimiento de la planta. Estos resultados son coherentes con la micorrización que genera incrementos de las tasas fotosintéticas (Smith y Read 1997; Augé 2001).

3.2. Variable Fúngica

3.2.1. Porcentaje de colonización micorrízica en vivero.

La figura 25 muestra el porcentaje de colonización radicular en plántulas de sachá inchi, 45 DDI en condiciones de vivero.

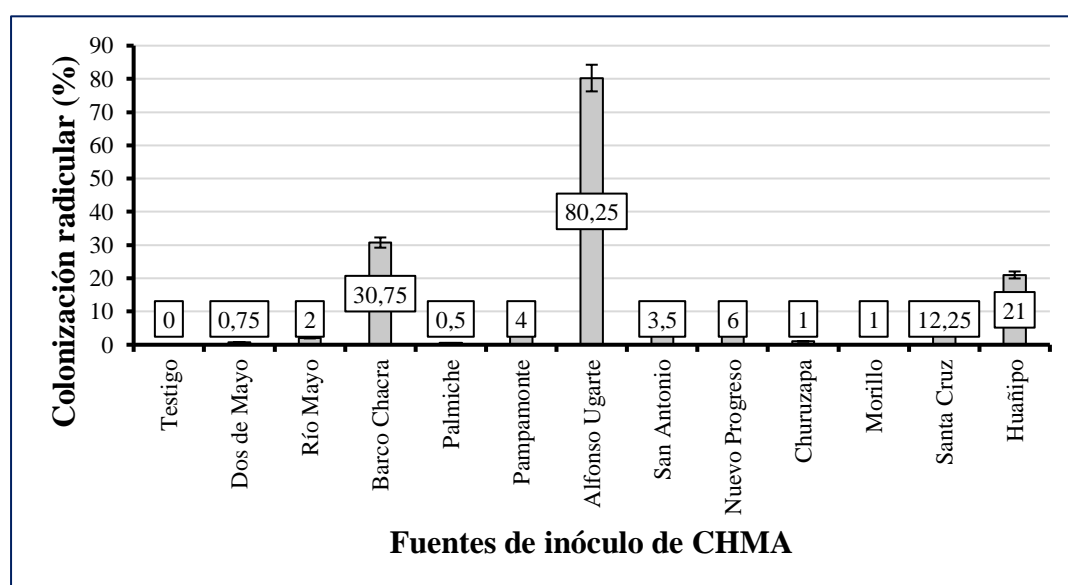


Figura 28. Colonización radicular (%) de plántulas de sachá inchi evaluados a 45 días en condiciones de vivero, a T° media de 27°C y HR de 75%.

La Figura 28 muestra el porcentaje de colonización radicular, en 12 tratamientos inoculados con consorcios micorrízicos aislados de diferentes localidades de la región más un testigo sin inocular, teniendo como mejor tratamiento al T6 (CHMA – Alfonso Ugarte) con 80,25% de colonización. Los demás tratamientos no

El análisis de varianza (Tabla 7), indica que no existen diferencias significativas (N.S) entre Bloques, y altamente significativas (**) para los tratamientos empleados, mostrando una media de 66,90%, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de evaluados sobre la colonización 11,66% y un coeficiente de determinación (R²) de 80%, lo cual significa que el efecto de los tratamientos evaluados sobre la colonización micorrízica han influenciado en un 80%, debiéndose a otros factores externos no controlados en condiciones de campo como la precipitación, humedad del suelo, temperatura, pH, nivel de fósforo y otros que han influenciado en un 20%. Estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, y la utilización de bloques no fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 29) muestra que el mejor tratamiento fue el T6 (CHMA – Alfonso Ugarte), con un promedio de colonización radicular de 81,36%, durante el periodo fenológico establecido, en comparación con los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular en vivero, quien mostró el menor porcentaje de colonización radicular con 14,92%, esto debido a los HMA nativos de campo. Lo que demuestra que, siendo el T6 quien no fue el mejor tratamiento en llegar más rápido a la floración, fructificación, maduración y cosecha, en cambio tuvo mayor colonización radicular en el tiempo establecido en campo, entonces se podría decir que, los consorcios de la fuente de inóculo Alfonso Ugarte, ayudaron de una u otra manera a la producción, además se rectifica los resultados de colonización obtenidos en vivero.

Estos resultados son semejantes a los obtenidos en condiciones de vivero por Mozombite (2017) donde los tratamientos inoculados con CHMA muestran mejores resultados con 78,7%, ratificando el efecto de CHMA para favorecer el incremento porcentaje de colonización de raíces de *Plukenetia volubilis* y se demuestra comparando con los tratamientos que no fueron inoculados con CHMA, estos resultados obtenidos en condiciones de vivero. Así mismo Rojas (2010) en ensayos realizados en condiciones de campo recolectando muestras de suelo bajo los

sistemas tradicional y bosque húmedo en plantaciones establecidas de cacao obtuvieron resultados de 82,04% y de 56,46%; resultados similares obtuvo Romero (2018) mostrando el mayor promedio de 88,61% en tratamientos inoculados con HMA, mostrando diferencias significativas entre los tratamientos micorrizados con respecto al tratamiento testigo (sin HMA) que mostró el menor valor en esta variable (cero) trabajo realizado en condiciones de vivero.

Los consorcios micorrízicos provenientes de las 12 zonas de muestreo, fueron capaces de establecer la simbiosis conocida como micorriza con las plantas de cafeto, sin embargo, ésta variable por sí misma no precisa la eficiencia de los de los mismos, esto debido a que la colonización solo mide la capacidad de ocupar un volumen determinado de la raíz, mas no así de la efectividad. (McGonigle *et al.*, 1990).

Como el nivel de colonización de distintos hongos micorrízicos arbusculares son diferentes, se puede inferir que existió cierto grado de especificidad en la simbiosis (Barea, 1991).

3.3. Variables fenológicas

3.3.1. Floración.

3.3.1.1. Máxima floración.

La tabla 8 y la figura 30 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para la determinación de la máxima floración de plantas de sachá inchi evaluados cuando el 75% de las plantas presentaron flores estaminadas y pistiladas completas, es decir presenten flores masculinas y femeninas, esto se observó en forma visual en condiciones de campo definitivo.

Tabla 8

ANVA de la determinación de la máxima floración de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
BLOQUES	5513,88	3	1837,96	4,26	0,0071**
TRATAMIENTOS	11322,62	12	943,55	2,20	0,0180*
Error	37695,62	88	428,36		
Total	54532,12	103			
*= Significativo		**= Altamente significativo			
R ² = 59%		C.V= 17,54%		X̄= 92 días	

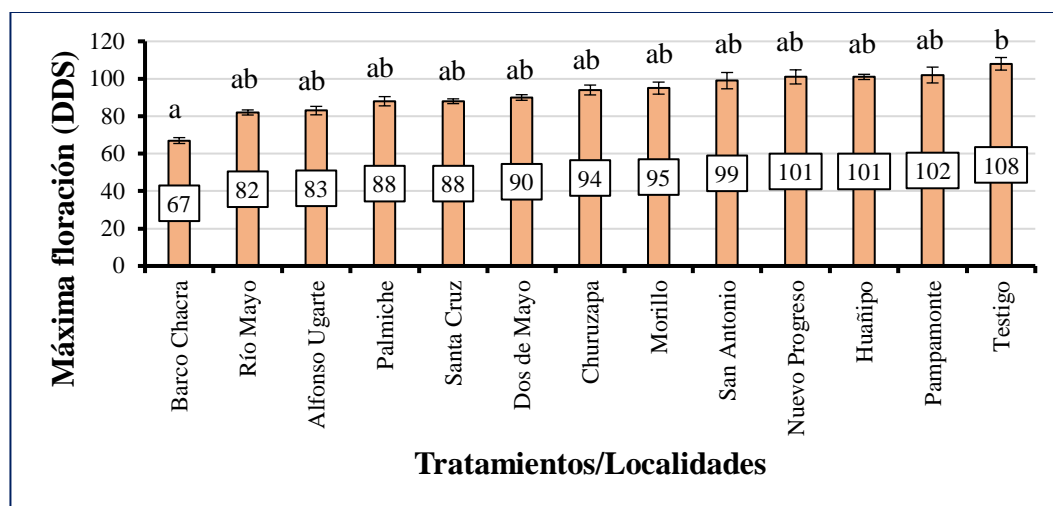


Figura 30. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) de determinación de la máxima floración de plantas de sachu inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 8), indica que existen diferencias altamente significativas (**) y significativas (*), tanto para los bloques como para los tratamientos empleados, mostrando una media de 92 días, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 17,54% y un coeficiente de determinación (R^2) de 59%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, pero no existe afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, además la utilización de bloques fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 30) muestra que el mejor tratamiento fue el T3 (CHMA – Barco Chacra), la máxima floración ocurrió de forma más rápida en comparación con los demás tratamientos, demorando 67 días en llegar al 75% que presenten flores estaminadas y pistiladas completas, es decir flores masculinas y femeninas, a comparación de los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien fue el último en formar flores estaminadas y pistiladas con 108 días, esto indica que, los consorcios utilizados e inoculados en plantones de sachu inchi en condiciones de vivero y luego sembrados en campo definitivo, podrían estar involucrados en el proceso fenológico de las plantas, al mejorar las condiciones nutricionales y la aparición de flores masculinas y femeninas.

Así mismo Saboya (2015), presenta resultados diferentes respecto a los días de la máxima floración, en la búsqueda de poblaciones mejoradas mediante dos

accesiones, obteniendo que el mejor tratamiento demoro 92 días DDT en llegar a la máxima floración; además Cruz (2013), obtuvo resultados de máxima floración en la que el mejor tratamiento demoro 89 días DDT y el testigo 126 días DDT, trabajo realizado con 5 accesiones mediante propagación por enraizamiento de estaquillas y el testigo propagado por semilla.

Díaz *et al.*, (2014), presenta resultados diferentes respecto a la floración, en la búsqueda de los efectos del uso de tutores y aplicación de biofertilizantes en el crecimiento y desarrollo de *Plukenetia volubilis* L. “Sacha Inchi” en diseño DBCA en parcelas divididas, obteniendo sus mejores resultados el T1 (Biol con teta de vaca) en tutor vivo fue de 79 DDT.

Cachique (2006), obtuvo resultados en días a la floración de 88 días DDT en el mejor tratamiento y de 139 días DDT en el menor tratamiento; así también Luna (2008), obtuvo resultados respecto en los días a la floración de 157 días DDT en promedio. Manco (2003), menciona que la floración se inicia entre los 86-139 días después del trasplante; indicando que la inoculación de CHMA a las plantas de sachá inchi en etapa de vivero acelera la aparición de la flores.

3.3.2. Fructificación

3.3.2.1. Máxima fructificación.

La tabla 9 y la figura 31 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para la determinación de la máxima fructificación en plantas de sachá inchi evaluados cuando el 50% a más de las plantas presentaron frutos bien definidos, en condiciones de campo definitivo.

Tabla 9

ANVA de la determinación de la máxima fructificación de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
BLOQUES	6158,18	3	2052,73	5,66	0,0014**
TRATAMIENTOS	12739,9	12	1061,66	2,93	0,0019**
Error	31913,44	88	362,65		
Total	50811,53	103			
**= Altamente significativo					
R ² = 74%		C.V= 15,91%		X̄= 120 días	

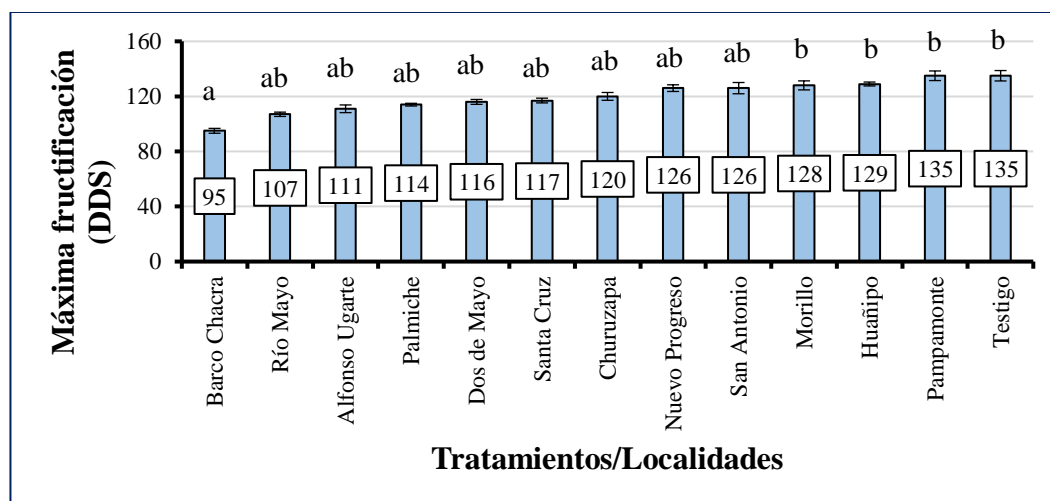


Figura 31. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) de determinación de la máxima fructificación de plantas de sacha inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 9), indica que existen diferencias altamente significativas (**) tanto para los bloques como para los tratamientos empleados, mostrando una media de 120 días, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 15,91% y un coeficiente de determinación (R^2) de 74%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, y la utilización de bloques fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 31) muestra que el mejor tratamiento fue el T3 (CHMA – Barco Chacra), al igual que en el inicio de la fructificación, el proceso fenológico de estas plantas ocurrió de forma más rápida, llegando a tener frutos bien definidos en comparación con los demás tratamientos, demorando 95 días en llegar al 50% de plantas con presencia de frutos definidos, a comparación de los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien fue uno de los últimos en fructificar con 135 días.

Trabajo realizado por Cruz (2013), obtuvo resultados de máxima fructificación en la que el mejor tratamiento demora 120 días DDT y el testigo demora 191 días DDT, trabajo realizado con 5 accesiones mediante propagación por enraizamiento

El análisis de varianza (Tabla 10), indica que existen diferencias significativas (*) y altamente significativas (**) tanto para los bloques como para los tratamientos empleados, mostrando una media de 137 días, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 15,66% y un coeficiente de determinación (R²) de 84%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, y la utilización de bloques fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 32) muestra que el mejor tratamiento fue el T3 (CHMA – Barco Chacra), al igual que en la floración y la fructificación, el proceso fenológico de estas plantas ocurrió de forma más rápida, llegando a tener frutos en estado de maduración en comparación con los demás tratamientos, demorando 112 días en llegar al proceso de maduración, a comparación de los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien fue el último en madurar con 152 días.

Así mismo Saboya (2015), presenta resultados que contradice respecto a los días a la maduración de frutos, en la búsqueda de poblaciones mejoradas mediante dos accesiones, obteniendo que el mejor tratamiento demoro 220 días DDT en presenciar maduración de fruto; así también trabajo realizado por Cruz (2013), presenta resultados diferentes respecto de los días a la maduración, obteniendo que el mejor tratamiento demoro 134 días DDT en llegar a la maduración de los frutos y el testigo demoro 204 días DDT, con 5 accesiones mediante propagación por enraizamiento de estaquillas y el testigo propagado por semilla.

Arévalo (1995) indica que la maduración de frutos en sachá inchi inicia a los 205 días DDT; indicando que la inoculación de CHMA a las plántulas de sachá inchi en etapa de vivero produce la aceleración en la maduración de los frutos en las plantas en campo.

3.3.4. Inicio de cosecha de frutos.

La tabla 11 y la figura 33 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para el inicio de cosecha de frutos en plantas de sachá inchi evaluados cuando los frutos tomaron el color marrón oscuro o negro cenizo y estaban aptos para la cosecha, esto se observó de forma visual y se inició desde los 202 a 249 DDT. Después de la primera cosecha, las demás se realizaron con frecuencia cada 15 días, en condiciones de campo definitivo.

Tabla 11

ANVA del inicio de cosecha de frutos de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
BLOQUES	2897,85	3	965,95	2,04	0,1109 ^{N.S}
TRATAMIENTOS	23767,4	12	1980,62	4,19	<0,0001**
Error	66244,25	140	473,17		
Total	92909,5	155			
N.S= No Significativo			**= Altamente significativo		
R ² = 85%		C.V= 14,1%		X̄= 154 días	

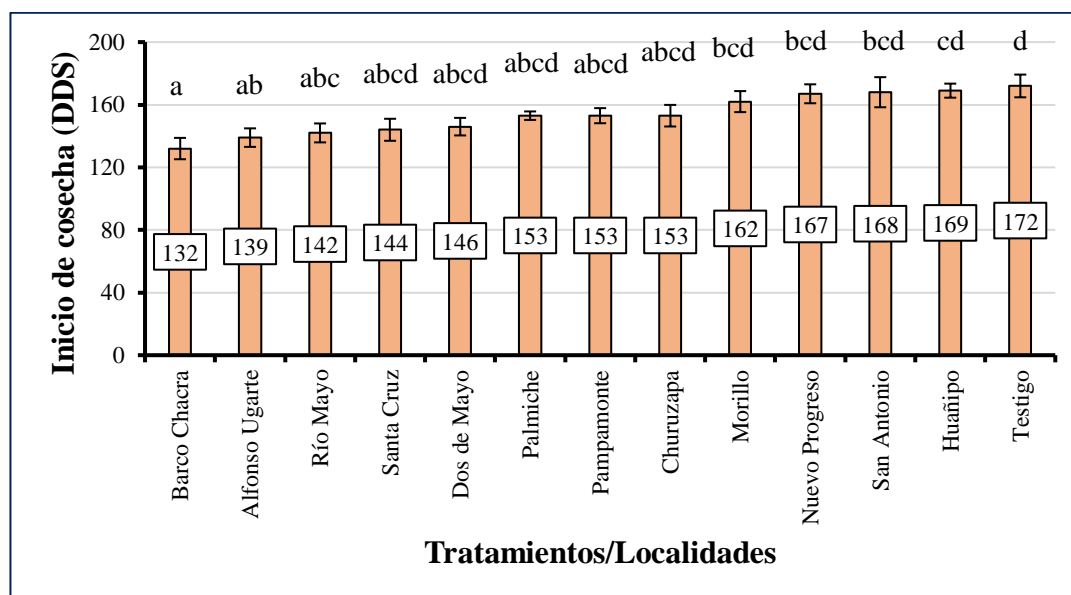


Figura 33. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del inicio de la cosecha de frutos de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 11), indica que no existen diferencias significativas (N.S) y altamente significativas (**) tanto para los bloques como para

los tratamientos empleados, mostrando una media de 154 días, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 14,1% y un coeficiente de determinación (R²) de 85%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, y la utilización de bloques no fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 33) muestra que el mejor tratamiento fue el T3 (CHMA – Barco Chacra), al igual que en la floración, fructificación y maduración, el proceso fenológico de estas plantas ocurrió de forma más rápida, llegando a tener frutos en estado de cosecha en comparación con los demás tratamientos, demorando 132 días en llegar al proceso de cosecha, a comparación de los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien fue el último en cosechar en 172 días.

Trabajo realizado por Cruz (2013), presenta resultados diferentes respecto en los días de inicio de cosecha, obteniendo que el mejor tratamiento demora 154 días DDT en iniciar la cosecha y el testigo demora 230 días DDT, con 5 accesiones mediante propagación por enraizamiento de estaquillas y el testigo propagado por semilla; Así mismo Saboya (2015), presenta resultados que contradice respecto a los días del inicio de cosecha de frutos, en la búsqueda de poblaciones mejoradas mediante dos accesiones, obteniendo que el mejor tratamiento demora 229 días DDT en presenciar realizar la primera cosecha; además trabajo realizado por Ayala (2016) presenta resultados diferentes a los obtenidos, iniciando la cosecha en el mejor tratamiento a los 214 DDT.

Manco (2006) reporta que la cosecha de sachá inchi se inicia entre los 202 y 249 DDT; así también Arévalo (1995) reporta que el inicio de cosecha se realiza a los 225 DDT; estos resultados resaltan que la inoculación de CHMA a las plántulas de sachá inchi en etapa de vivero aceleran la etapa de cosecha en las plantas trasplantadas en campo.

3.4. Rendimiento del cultivo de sachá inchi

3.4.1. Número de cápsulas cosechadas.

La tabla 12 y la figura 34 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para el número de cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados cada 15 días después de la primera cosecha, durante 8 meses del experimento en campo.

Tabla 12

ANVA del número de cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados cada 15 días en condiciones de campo definitivo.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
BLOQUES	21,71	3	7,24	2,34	0,0764 ^{N.S}
TRATAMIENTOS	158	12	13,17	4,25	<0,0001**
Error	433,50	140	3,10		
Total	613,21	155			
N.S= No Significativo			**= Altamente significativo		
R ² = 81%		C.V= 15,38%		X̄= 26 cápsulas	

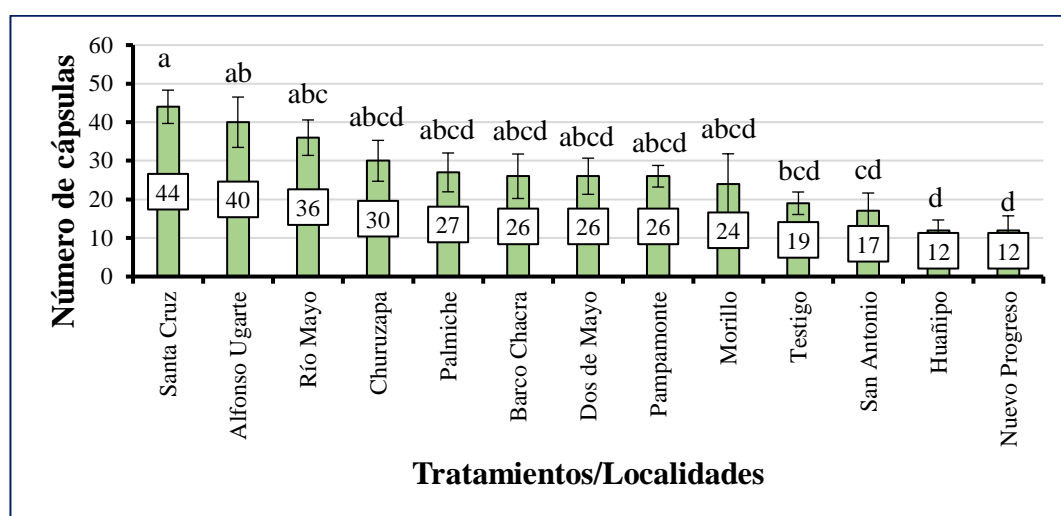


Figura 34. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del número de cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 12), indica que no existen diferencias significativas (N.S) y altamente significativas (**) tanto para los bloques como para los tratamientos empleados, mostrando una media de 26 cápsulas, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 15,38% y un coeficiente de determinación (R²) de 81%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las

evaluaciones, además de la afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, y la utilización de bloques no fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 34) muestra que el mejor tratamiento fue el T11 (CHMA – Santa Cruz), con un promedio de cápsulas cosechadas de 44, durante las fechas de evaluación en el periodo fenológico establecido, en comparación con los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien se mostró en un rango medio con 19 cápsulas. Lo que demuestra que, siendo el T11 quien no fue el mejor tratamiento en llegar más rápido a la floración, fructificación, maduración y cosecha, en cambio tuvo mayor número de cápsulas cosechadas y al comparar con el T3 (CHMA – Barco Chacra) la diferencia es grande (18 cápsulas en promedio), entonces se podría decir que, los consorcios de la fuente de inóculo Santa Cruz, ayudaron de una u otra manera a la producción.

Así mismo Orna (2009), presenta resultados similares en trabajo relacionado con el efecto de las micorrizas en la producción de *Solanum lycopersicum*, donde describe que todos los tratamientos inoculados con Micorrizas presentan mayor número de frutos con un promedio de (16,29 frutos por planta) y el testigo que presenta aplicación de Fósforo presenta un promedio de (12,95 frutos por planta). Trabajo realizado por Mamani (2009) obtuvo resultados similares, inoculando HMA a dos especies de ají (*Capsicum baccatum*, *Capsicum chinense*), donde los tratamientos inoculados con HMA obtuvieron resultados más altos en la que el mejor tratamiento tuvo un promedio de 89,66 frutos por planta, mientras que el testigo sin inoculante obtuvo solo 72,20 frutos por planta.

Díaz *et al.*, (2014), con la investigación realizada en los efectos del uso de tutores y aplicación de biofertilizantes en el crecimiento y desarrollo de *Plukenetia volubilis* L. “Sacha Inchi” en diseño DBCA en parcelas divididas durante 8 meses, presenta que el mejor tratamiento al número de capsulas cosechadas por planta es el T10 (Biol con hoja de curare) en sistema de espalderas fue de 65 frutos por planta.

Los resultados nos muestran que todos los tratamientos inoculados con CHMA tuvieron mejores resultados en comparación del testigo absoluto, estos resultados coinciden por los mencionado por Siqueira *et al.*, (1995) en las que numerosas investigaciones han demostrado respuestas positivas a la inoculación no solo en la fase de establecimiento de plantación sino también en el rendimiento de los cultivos inoculados con CHMA.

3.4.2. Número de semillas por capsulas.

La tabla 13 y la figura 35 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para el número de semillas por cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados cada 15 días después de la primera cosecha, durante los 8 meses del experimento en campo.

Tabla 13

ANVA del número de semillas por cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo durante los 8 meses de la instalación.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
BLOQUES	0,14	3	0,05	1,17	0,32233 ^{N.S}
TRATAMIENTOS	0,56	12	0,05	1,15	0,3231 ^{N.S}
Error	5,63	140	0,04		
Total	6,33	155			

N.S= No Significativo

$R^2 = 15\%$	C.V= 9,26%	$\bar{X} = 5$ semillas/cápsula
--------------	------------	--------------------------------

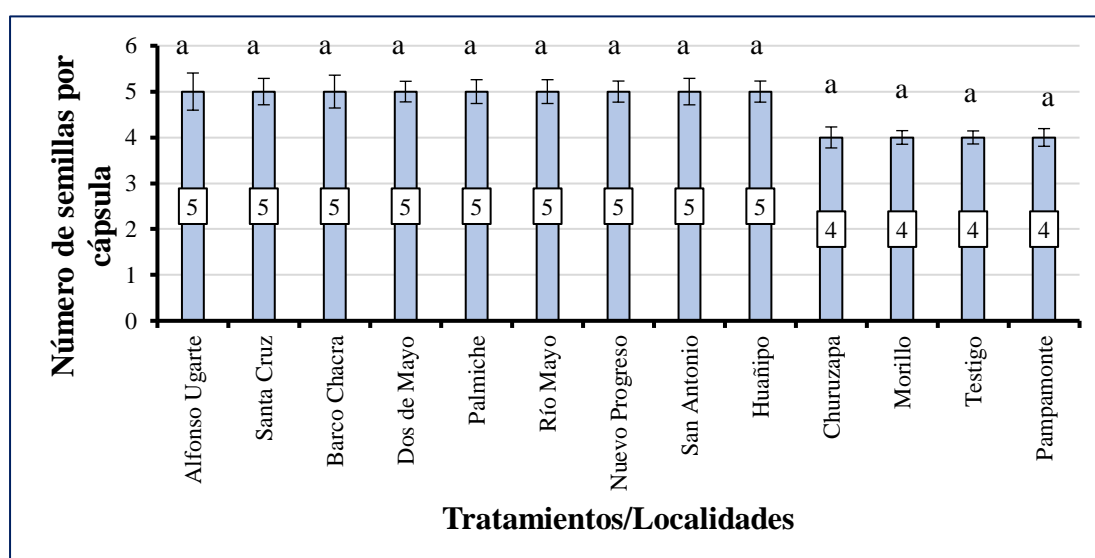


Figura 35. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del número de semillas por cápsulas cosechadas de plantas de sachá inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 13), indica que no existen diferencias significativas (N.S) tanto para los bloques como para los tratamientos empleados, mostrando una media de 5 semillas por cápsula, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 9,26% y un coeficiente de determinación (R²) de 15%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, pero sin afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, y la utilización de bloques no fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 35) muestra que no hubo diferencias estadísticas significativas entre los doce tratamientos inoculados más el testigo sin inocular.

Así mismo Saboya (2015), presenta resultados similares, en la búsqueda de poblaciones mejoradas mediante dos accesiones, obteniendo promedios generales de 4,52 y 4,37 semillas por capsula, no hay diferencias estadísticas; así también trabajo realizado por Cruz (2013), presenta resultados similares, donde se observa que no hay diferencias estadísticas entre los tratamientos, es decir que todos los tratamientos son semejantes en resultados, los valores oscilan entre 3,96 y 4,06 semillas por capsula, en la que trabajo con 5 accesiones mediante propagación por enraizamiento de estaquillas y el testigo propagado por semilla; datos que concuerdan con Manco (2006) quien reporta que los frutos de sachá inchi presentan 4 semillas por lo general, debido que las flores femeninas presentan 4 lóbulos.

3.4.3. Rendimiento de la producción de sachá inchi.

La tabla 14 y la figura 36 muestran el ANVA y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente, para el rendimiento de la producción de plantas de sachá inchi expresado en Kg por hectárea y evaluados durante 8 meses, en condiciones de campo definitivo.

Tabla 14

ANVA del rendimiento de la producción de plantas de sacha inchi evaluados en condiciones de campo definitivo durante los 8 meses de la instalación.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
BLOQUES	148,46	3	49,49	8,15	<0,0001**
TRATAMIENTOS	433,34	12	36,11	5,95	<0,0001**
Error	849,55	140	6,07		
Total	1431,35	155			

**= Altamente significativo

R ² = 86%	C.V= 12,76%	X̄= 152,10 Kg/Ha
----------------------	-------------	------------------

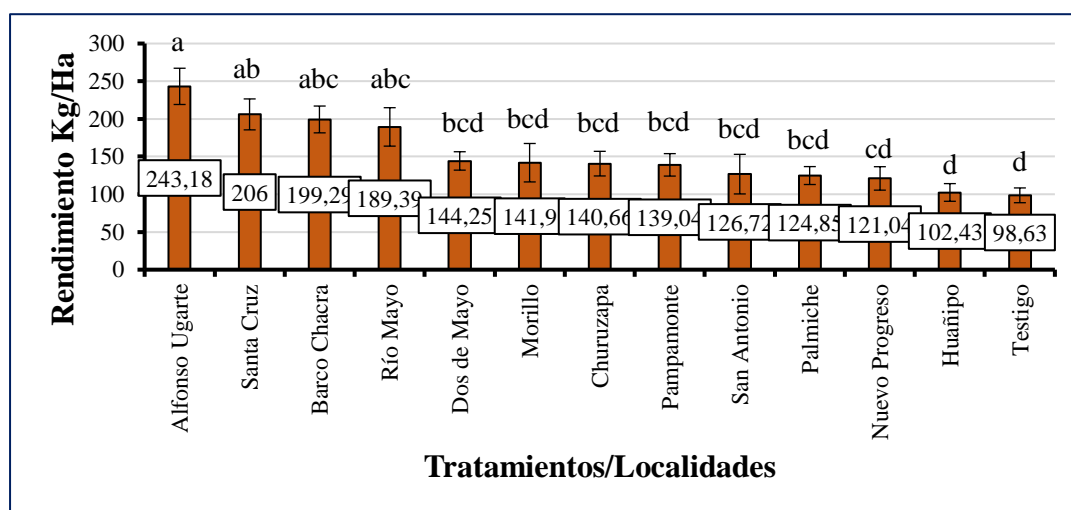


Figura 36. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) del rendimiento de la producción de plantas de sacha inchi evaluados en condiciones de campo definitivo.

El análisis de varianza (Tabla 16), indica que existen diferencias altamente significativas (**) tanto para los bloques como para los tratamientos empleados, mostrando una media de 152,10 Kg/Ha, con un coeficiente de variabilidad (C.V) de 12,76% y un coeficiente de determinación (R²) de 86%, estos resultados indican confiabilidad en los datos obtenidos en las evaluaciones, además de la afinidad entre la variable respuesta con los tratamientos estudiados, y la utilización de bloques fue importante al momento de la instalación, estando dentro del rango de dispersión aceptable, para trabajos de investigación en campo, según Calzada, 1982.

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 36) muestra que el mejor tratamiento fue el T6 (CHMA – Alfonso Ugarte), con un rendimiento promedio de 243,18 Kg/Ha, durante el periodo evaluados de las plantas en campo,

en comparación con los demás tratamientos los cuales no tuvieron diferencias significativas entre sí, y el testigo sin inocular, quien se mostró con el menor rendimiento encontrado, con un promedio de 98,63 Kg/Ha. Lo que demuestra que, el T6 fue el tratamiento que mejor se mostró con los consorcios inoculados, expresado en una mayor producción de sachá inchi, entonces se podría decir que, los consorcios de la fuente de inóculo Alfonso Ugarte, ayudaron de una u otra manera a la producción.

Así mismo Orna (2009), presenta resultados similares en trabajo relacionado con el efecto de las micorrizas en la producción de *Solanum lycopersicum*, donde describe que todos los tratamientos inoculados con Micorrizas presentan mayor producción con respecto al testigo que presenta aplicación de Fósforo. Trabajo realizado por Mamani (2009) obtuvo resultados de la inoculación de HMA a dos especies de ají (*Capsicum baccatum*, *Capsicum chinense*), donde los tratamientos inoculados con HMA obtuvieron rendimientos superiores, mientras que el testigo sin inoculante obtuvo los rendimientos bajos.

Los resultados nos muestran que todos los tratamientos inoculados con CHMA tuvieron mejores resultados en comparación del testigo absoluto, estos resultados coinciden por los mencionado por Siqueira *et al.*, (1995) en las que numerosas investigaciones han demostrado respuestas positivas a la inoculación no solo en la fase de establecimiento de plantación sino también en el rendimiento de los cultivos inoculados con CHMA.

Es importante mencionar también que el rendimiento se relaciona con el buen estado fitosanitario de la planta, principalmente al nivel rizosférico, puesto que los biofertilizantes colonizan la rizósfera, indirectamente terminan protegiéndola de otros fitopatógenos, además está influenciado por factores genéticos, condiciones edafoclimáticas y provisión adecuada de nutrientes.

CONCLUSIONES

- La inoculación de CHMA en plántulas de sachá inchi en etapa de vivero, influyen en gran medida en la asociación simbiótica, favoreciendo el crecimiento y desarrollo de las plantas de sachá inchi en condiciones de campo definitivo. Siendo los mejores tratamientos, Tratamiento T6 (Alfonso Ugarte) el mejor con un rendimiento promedio de 243,18 Kg/Ha y Tratamiento T11 (Santa Cruz) con rendimiento promedio de 296 Kg/Ha, durante el periodo evaluados de las plantas en campo.
- Los tratamientos inoculados con CHMA obtuvieron los mejores resultados en referencia a la fenología del cultivo de sachá inchi con los consorcios T6 (Alfonso Ugarte) y T3 (Barco chacra), acelerando los procesos fenológicos del cultivo en condiciones de campo definitivo.
- Todos los tratamientos inoculados con CHMA demostraron eficiencia en la colonización micorrízica en plantas de sachá inchi, destacando los consorcios T6 (Alfonso Ugarte) y T3 (Barco chacra) con 81,36 % y 79,06 %.

RECOMENDACIONES

- Realizar ensayos con los CHMA que mostraron mejores resultados en la fenología y rendimientos del cultivo de sachá inchi, (Alfonso Ugarte) y T3 (Barco chacra), en diversos pisos agroecológicos.
- Validar estos resultados de inoculación con CHMA en plantas de sachá inchi en parcelas de productores.
- Realizar estos ensayos de inoculación de CHMA en otros cultivos de relevancia en la región San Martín bajo condiciones de campo llevadas al rendimiento.
- Realizar más de estos ensayos de inoculación de CHMA en plantas establecidas en campo definitivo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdel-Fattah GM. (1997). *Functional activity of VA-mycorrhiza (Glomus mosseae) in the growth and productivity of soybean plants grown in sterilized soil*. Folia Microbiologica 42: 495-502.
- Aceituno, P. P. (2005). *El cultivo de sacha inchi. Boletín Técnico. Agencia adventista para el Desarrollo y Recursos Asistenciales-ADRA. Misión Nor Oriental. Editorial trilla. Moyobamba. Rev. Nov14/2005, www.draceutuno.com.*
- Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (1996). *Dinámica de colonización y efecto de hongos endomicorrízicos sobre el crecimiento de Casuarina equisetifolia L.* pp. 298-302. Montecillo, México.
- Antoun, H. and Prévost D. (2005). *Biocontrol and Biofertilization*. Ecology of plant growth promoting rhizobacteria. Netherlands. Springer, p1-38.
- Arévalo, G. (1999). *El Cultivo de "Sacha Inchi" (Plukenetia volubilis L.) en la Amazonía*. Programa Nacional de Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología – PRONARGE. Estación Experimental El Porvenir. Tarapoto.
- Arévalo, G. 1989-1995. *"Informes de Resultados de Investigación". Programa Nacional de Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología E.E. "El Porvenir*.
- Arévalo, G. G. (2005). *Informes de Resultados de investigación de Plukenetia volubilis L. "sacha inchi"*. Programa Nacional de Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología. Editorial "El porvenir". Prisa Edición Perú. Tarapoto - Perú. Pág. 89 – 95.
- Augé, R. (2001). *Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis*. Mycorrhiza. 11:3-42.
- Ayala, G. (2016). *Análisis de crecimiento y producción de 3 variedades de sacha inchi (Plukenetia volubilis L.), en el municipio de Tena Cundinamarca*.
- Barea, J. (1991). *Vesicular-arbuscular mycorrhizae as modifiers of soil fertility*. Soil Sci. 15:1-40.
- Barrer, S. E. 2009. *Uso de hongos micorrizicos arbusculares como una alternative para la agricultura*. Facultad de Ciencias Agropecuarias, vol. 7, no. 1, p. 123-132.
- Ballesteros, W., Unigarro, A, Cadena, C. y Cadena, J. (2004). *Evaluación de Hongos Formadores de Micorrizas Vesiculo Arbusculares (Mva) en la Etapa de Almacigo de Cacao (Theobroma Cacao L.), en Tumaco, Nariño*. 19 pp.
- Box, G. y Hunter, W. (1989). *Estadística para investigadores*. Introducción al diseño de experimentos, análisis de los datos y construcción de modelos. U.S.A. Ed. Reverté S.A. 675 p.

- Brundrett, M.; Bougher, N.; Dell, B.; Grove, T. y Malajczuk, N. (1996). *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. Australian Centre for International Agricultural Research. Canberra, Australia. 347 pp.
- Brundrett, M. C. (2002). *Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants*. *New Phytol.* 154, p 275-304.
- Cabrales., E. M. 2006. *Dinámica nutricional y caracterización microbiológica de los suelos sulfatados ácidos Del Valle Del Sirú-Colombia*. Trabajo de investigación. Universidad de Cordova-Colombia. 30:33 p.
- Cachique, D. (2006). *Biología floral y reproductiva de Plukenetia volubilis L. (EUPHORBIACEA) – (SACHA INCHI)*.
- Calram S.A.C. 2007. *Análisis y Recomendaciones de la Cadena de Valor de Sacha Inchi en la Región San Martín*. Perúbiodiverso. Lima, Perú.
- Calzada, B. J. (1982). *Métodos estadísticos para la investigación*. Quinta edición. Lima-Perú.
- Carbajal, E. (2009). *Colonización Micorrízica por Hongos Vesículo Arbusculares en Hypericum, y Control del Nematodo Nodulador Meloidogyne Incognita*. Escuela Politécnica del Ejército. Sangolquí, Ecuador. 148 pp.
- Castro, P. (2007). *Situación actual del cultivo y oportunidades de mercado*. Dirección de Promoción Agraria de San Martín. – Dirección Regional Agraria de San Martín. Editorial Cordillera S.A.C. 2da Edición. San Martín – Perú. Pág. 110 – 121.
- Cazón, F.I.M.; Anzoategui, L.T. 2012. *Identificación de enfermedades en cultivo de Sesamo en zonas productoras del departamento de Santa Cruz*. Proyecto Sésamo IIAVF.
- Chinchay-Rubio, D. (2016). *Efecto de Hongos Micorrízicos Arbusculares Nativos sobre el nematodo agallador de raíces (Meloidogyne spp.) en plantones de café (Coffea arabica) variedad caturra en la región San Martín*. Universidad Nacional de San Martín. Tarapoto, Perú.
- Colbio. 2013. *Sacha inchi (Plukenetia volubilis L.)*. Centro de investigación de Colombia de biocombustibles COLBIO. Antioquia, Colombia.
- Cornejo y Valles. (1991). *“El Sacha Inchi, Planta Nativa de Importancia Proteica y Aceitera promisorio de la Selva Alta”*. Separata 8p.
- Cruz, M. 2013. *Fenología y rendimiento de 5 accesiones de sachá inchi (Plukenetia volubilis L.) propagado por enraizamiento de estaquillas en la localidad de Bello Horizonte*. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de San Martín. Tarapoto, Perú. 68 pp.

- Del Aguila. K. M. (2016). “*Efecto de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares a plántones de café (Coffea arabica), variedad caturra a nivel de vivero en la Región San Martín*”.
- Díaz. P; Tello. C; Arévalo. L. (2014). *Efecto del uso de tutores y aplicación de biofertilizantes en el crecimiento y desarrollo de Plukenetia volubilis L. “sacha inchi”*.
- Drasam. (2016), *Análisis de la cadena de valor del sacha inchi en San Martín*.
- Drasam. (2016). *Diagnóstico de la cadena de valor del cultivo de sacha inchi*. Dirección de productividad agraria - DPA dirección regional de agricultura san martín – drasam.
- Federación de Cooperativas Agroindustriales de Nicaragua [FENIAGRO] (2010). *Micorrízicos para la producción agroecológica en las fincas de los Productores de café. Nicaragua*. 87 Pág.
- Fernández, F. (1999). *Manejo de las asociaciones micorrízicas arbusculares sobre la producción de posturas de caféto (Coffea arabica L. Var. Catuai) en algunos tipos de suelos*. 102 pp., Tesis presentada en opción al grado científico de Doctor en Ciencias Agrícolas, Inst. Nac. Cienc. Agrícolas, La Habana, MES.
- Ferrera, R. y Alarcón, A. (2001). *La microbiología del suelo en la agricultura sostenible*. Ciencia Ergo Sum, 8: p175-183.
- Franco, J. 1986. *Nematodos del quiste de la papa. (Globodera spp)*. Lima, Perú. Editorial, Boletines de información Técnica del CIP. Centro de investigación de la papa.
- Gadkar, V.; David-Schwartz, R.; Kunik, T.; Kapulnik, Y. (2001). *Arbuscular mycorrhizal fungal colonization. factors involved in host recognition*. Plant Physiology, 27: 1493-1499.
- Gao Chen; Wang Luming; Milgrom Elena y Shen Winston (2004). *On the mechanism of constitutive Pdr1 activator-mediated PDR5 transcription in Saccharomyces cerevisiae: evidence for enhanced recruitment of coactivators and altered nucleosome structures*. J Biol Chem 279(41):42677-86.
- Gerdemann JW & Nicolson. (1963). Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. Transactions of the British Mycological Society 46: 235-244.
- Gianinazzi-Pearson, V. y Azcón-Aguilar, C. (1991). *Fisiología de las micorrizas vesículoarbusculares*. En: Olivares J. y Barea J. M. (eds). Fijación y Movilización Biológica de nutrientes. Volumen II. Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Madrid. pp. 175- 202.
- Gillespie, L. J. (1993). *A synopsis of neotropical Plukenetia (Euphorbiaceae) including two new species*. Systematic Botany 18 (4): 575 – 592.

- Gómez, M.E.J. (2004). *Monografía y cultivo de sachá inchi, oleaginosas promisorias para la diversificación productiva en el trópico*. Corporación Colombiana de Investigación agropecuaria CORPOICA. Primera edición.
- Guerra, J. (2009). *Evaluación de cepas de micorriza vesícula arbuscular en plantas de caoba (Swietenia sp.) en etapa de vivero*. Zamora, Honduras. 19 pp.
- Guerrero, E. 1996. *Micorrizas, recurso biológico del suelo*. Fondo FEN de Colombia. Bogotá, 208 p. ISBN 958-9129-37-4.
- Harley, J. y Smith, S. (1983). *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press. London.
- Harrison, M. J. (1999). *Molecular and cellular aspects of the arbuscular mycorrhizal symbiosis*. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 50:361-389.
- Iniea – SUDIRGEB - EEA. “EL PORVENIR, *Cultivo de Sachá Inchi_Junio. 2006 avances en identificación de genotipos de “sachá inchi”, (Plukenetia volubilis L.) Con características deseables y sobresalientes*.
- Jaizme Vega M, C. y Rodríguez Romero, A. (2008). *Integración de microorganismos benéficos (Hongos micorrícicos y Bacterias rizosféricas) en Agrosistemas de las Islas Canarias*. *Agroecología* 3: 33-39.
- Jasper, D. A.; Abbott, L. K. y Robson, A. D. (1992). *Soil disturbance in native ecosystems the decline and recovery of infectivity of VA mycorrhizal fungi*. In “Mycorrhizas in Ecosystems”, pp. 151-155. CAB International, Wallingford.
- Jeffries, J., S. Gianinazzi, S. Perotto, K. Turnau y Barea, J. M. (2003). *The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in the sustainable maintenance of plant health and soil fertility*. *Biol. Fertil. Soil.* 37:1-16.
- Jiménez, J. L. (1989). *Las micorrizas*. Asociación Nacional de Caficultores (ANACAFE) 305. Guatemala, C.A. 25 – 28 p.
- Kothamasi, D.; Chander. R. and Babu, C.R. (2001). *Arbuscular mycorrhizae in plant survival strategies*. *Tropical Ecology* 42(1): 1-13.
- Luna, V. E. (2008). “*Comparativo de tres densidades de siembra en sachá inchi (Plukenetia volubilis L.) bajo el sistema de espalderas, en condiciones de suelos ácidos región - san Martín*”.
- Mamani, E. (2009). *Efecto de la coinoculación con Azotobacter chroococcum y Glomus fasciculatum en el rendimiento de dos especies de ají (Capsicum baccatum, Capsicum chinense) en condiciones del valle de Ite*.
- Manco, E. 1996-2003. “*Informes de resultados de investigación, Programa Nacional de Investigación en recursos Genéticos y Biotecnología*” EE. El.Porvenir INIA – Tarapoto.

- Manco, E. 2006. "*Cultivo de Sacha Inchi*". Estación Experimental Agraria "El Porvenir", INIEA. Tarapoto. 11 p.
- Manco, C. E. (2007). *Informe de resultados de Investigación "Estado situacional del cultivo de sachá inchi en condiciones de conservación "ex situ"*. Estación Experimental el porvenir. Editorial Cordillera. 2da Edición. San Martín – Perú. Pág. 7.
- Manco, C.E. (2005). *Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria. Dirección de Investigación Agraria. Subdirección de Recursos Genéticos y Biotecnología Estación Experimental Agraria "el porvenir"-Tarapoto. Pág. 8.*
- Martínez, B. J., N. K. Dela Trinidad P., G. Almaguer V., I. Caamal C., J. R. Espinosa E. 2007. *Costos y competitividad de la producción de mango (Mangifera indica L.) en la región de tierra caliente, Michoacán*. P. 134. In: Memoria de resúmenes 53ava reunión anual de la ISTH. Morelia, Michoacán, México.
- McGonigle, T. P.; Miller, M.H.; Evans, D. G.; Fairchild G.L. y Swan. J. A. (1990). *A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi*. New Phytologist 115: 495-501.
- Miller, D. E., Burke, D. W. 1980. *Resistance to vean root rot may be overcome by adverse soil conditions*. Bean improvement cooperative. 23: 67-68.
- Mora, C.G. (2013). *Determinar el Rendimiento del Cultivo de Sacha Inchi (Plukenetia volubilis L.), a través de Fertilización Orgánica en la Finca del Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal de Cantón Francisco de Orellana, Provincia de Orellana*. Tesis Ing. En Administración y Producción Agropecuaria. UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA. Loja-Ecuador. Pág. 7-24.
- Mozombite, H. (2017). *Efecto de consorcio de hongos micorrizicos arbusculares nativos, sobre la dinámica poblacional del nematodo del nudo (Meloidogyne incognita) en plántones de sachá inchi (Plukenetia volubilis L.)*.
- Oehl, F.; Alves da Silva, G.; Goto, B. T. y Sieverding, E. (2011). *Glomeromycota: three new genera and glomoid species reorganized*. Mycotaxon, 116, 75-120.
- Oliveira, N. A. y Olivera, L. (2005). *Seasonal dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in plants of Theobroma grandiflorum schum and Pullinia cupana Mart. of an agroforestry system in Central Amazonia, Amazonas State, Brazil*. Brazilian J. Microb. 36: 262-270.
- Orna, A. R. (2009). *Evaluación del efecto de la aplicación de micorrizas en la producción de tomate riñon (Solanum lycopersicum) bajo invernadero*.
- Paillacho, F. (2010). *"Evaluación de la efectividad de las Micorrizas Arbusculares Nativas sobre el desarrollo y estado nutritivo del Palmito (Bactris Gasipaes HBK) en etapa de vivero"*. Escuela Politécnica del Ejército. Santo Domingo de los Tsáchilas - Ecuador. 108 pp.

- Perúbiodiverso. (2009). *Manual de producción de sachá inchi con el marco conceptual operativo del Biocomercio y la agroforestería sostenible*. Perúbiodiverso. Lima, Perú.
- Phillips, J & Hayman, D. (1970). *Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection*. Trans. Br. Mycol. Soc 55: 158-161.
- Purakayastha, J. & P.k. Chhonkar. 2005. *Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus etunicatum* L.) on mobilization of zinc in wetland rice (*Oriza sativa* L.)*. Biol Fertil Soils. 33 (4): 323-327.
- Quilambo, Orlando. (2003). *The vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis*. African Journal of Biotechnology Vol. 2 (12). P539-546.
- Rivera, R; Fernández, F. y Sánchez, C. (1997). *Efecto de la inoculación con hongos micorrizógenos vesículo-arbusculares y bacterias rizosféricas sobre el crecimiento de las posturas de cafeto*. Cultivos Tropicales 18(3): 15-23.
- Rivillas C. A. (1996). *Las Micorrizas Arbusculares en el cultivo del Café*. CENICAFE. Colombia. pp. 64-74. Recuperado de <http://biblioteca.cenicafe.org/bitstream/10778/993/10/8.%20Micorrizas%20arbusculares%20en%20el%20cultivo.pdf>.
- Rojas, J. C. (2010). *Hongos micorrizicos arbusculares en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Theobroma cacao* L.) bajo los sistemas tradicional y bajo bosque en la Región San Martín*.
- Román, J. Acosta, N. 1984. *Nematodos diagnósticos y combate*. Universidad de Puerto Rico. Servicio de Extensión Agrícola. Recito Universitario de Mayaguez. Mayagüez, Puerto Rico.
- Romero, G. (2018). *Efecto de especies de hongos micorrizicos arbusculares en plántulas de *Coffea arabica* L., variedad caturra en condiciones de vivero en la región San Martín*. Tesis de pregrado. Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto.
- Saboya, C. A. (2015). *Obtención de dos poblaciones mejoradas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), con resistencia a *Meloidogyne incognita* mediante selección masal estratificada a partir de dos accesiones promisorias en la región San Martín*.
- Sánchez, L. (2009). *Análisis de la estructura y diversidad de las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares asociados a plantas de especial interés ecológico en ambientes mediterráneos*. Universidad de Granada (URG). Granada, España. 196 pp.
- Sánchez, P.S.R. (2005). *New vie won origin of Attine ant-fungus mutualism: Exploitation of a preexisting insect-fungus symbiosis (Hymenoptera: Formicidae)*. Annals of the Entomological Society of America 98 (2): pp. 151-164.

- Sieverding E. (1983). '*Pacispora, a new vesicular-arbuscular mycorrhizal fungal genus in the Glomeromycetes*'. Journal of Applied Botany, vol. 78, pp. 72–82.
- Siqueira J. O.; Saggin-Junior, O.; Colozzi-Filho, A. y Oliveira, E. (1995). *Influencia do substrato de formacao e da micorriza no crescimento de mudas de cafeeiro transplantadas*. Pesquisas Agropecuarias do Brasil. 1417-1425.
- Smith, S. E. and Read. D. J. (1997). *Mycorrhizal symbiosis*. London: Academic Press. P85-95.
- Smith, S. E.; Robson, A.D. y Abbott, L. K. (1992). *The involvement of mycorrhizas in assessment of genetically dependent efficiency of nutrient uptake and use*. Plant and Soil 146, 169-179.
- Smith, S. E., y Walker, N. A. (1981). *A quantitative study of mycorrhizal infection in Trifolium: separate determination of the rates of infection and of micelial growth*. New Phytologist 89, 225-240.
- Smith, S. E., y Gianinazzi-Pearson, V. (1988). *Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants*. Annual Review Plant Physiology. Plant Molecular Biology 39, 221-244.
- Smith, S. y Read, D. (2008). *Colonization of roots and anatomy of arbuscular mycorrhiza*. London: Academic Press. Mycorrhizal Symbiosis, 2008, p. 42-90.
- Soto, F. (1994). *Crecimiento de posturas de cafetos (Coffea arabica L.) influido por diferentes condiciones de vivero*. Tesis presentada en opción al grado científico de Doctor en Ciencias Agrícolas, Inst. Nac. Cienc. Agrícolas (INCA), La Habana, MES. 174 pp.
- Tapia, G. J. J. (2003). *Identificación de hongos micorrizicos arbusculares aislados de suelos salinos y su eficiencia en plantas de lechuga*. Tesis de doctorado en biotecnología. Tecoman, Colima-Colombia. 10:39 p.
- Tasso, H., La Serna, H., Piccardo, R., Ventura, M., Córdova, S., y Castillo, S. (2013). *Boletín técnico, cultivo de sacha inchi (Plukenetia volubilis L.)*. Ministerio de Agricultura de Competitividad Agraria.
- Trejo et al, (2011). *Efectividad de siete consorcios nativos de hongos micorrízicos arbusculares en plantas de café en condiciones de invernadero y campo, en el estado de Veracruz-Mexico*.
- Trouvelot, A., Kough, J., Gianinazzi-Pearson, V. (1986). *Evaluation of VA infection levels in root systems. Research for estimation methods having a functional significance*. In: V. Gianinazzi-Pearson and S. Gianinazzi (eds.), *Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae*. INRA Press, Paris, France, pp. 217–221.
- Valencia, G. (1998). *Factores que afectan la productividad del cafeto, en Manual de nutrición y fertilización del café*. Instituto de la potasa y el fósforo (INPOFOS), Quito. 61 pp.

- Villegas, I. (2009). *Adaptación y producción de “sacha inchi”, Plukenetia volubilis L. en el sector San José-Virú, La Libertad*. Tesis Ingeniería Agrónoma. Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Trujillo. Perú.
- Yao-hua et al. (2012). *Efecto sinérgico de la colonización con hongos micorrícicos arbusculares mejora el crecimiento y tolerancia a la sequía de Plukenetia volubilis L. plántulas*.