



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 fertilizantes y nematicidas en el desarrollo y control de *Meloidogyne incognita* en plantones de *Plukenetia volubilis* L. inoculados con hongos Micorrízicos Arbusculares, en Lamas – San Martín

Tesis para optar el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo

AUTOR:

John Jayson Quintana Vela

ASESOR:

Ing. Eybis José Flores García

Tarapoto – Perú

2017

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



Efecto de fertilizantes y nematicidas en el desarrollo y control de *Meloidogyne incognita* en plántones de *Plukenetia volubilis* L. inoculados con hongos Micorrízicos Arbusculares, en Lamas – San Martín

AUTOR:

John Jayson Quintana Vela

Sustentada y aprobada el 15 de agosto del 2017, por los siguientes jurados:

.....
Dr. Winston Franz Ríos Ruíz

Presidente

.....
Dr. Agustín Cerna Mendoza

Secretario

.....
Ing. Marvin Barrera Lozano

Miembro

.....
Ing. Eybis José Flores García

Asesor

Declaratoria de autenticidad

John Jayson Quintana Vela, con DNI N° 72688491, egresado de la Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela Profesional de Agronomía, autor de la tesis que lleva como título: **Efecto de fertilizantes y nematicidas en el desarrollo y control de *Meloidogyne incognita* en plántones de *Plukenetia volubilis* L. inoculados con hongos Micorrízicos Arbusculares, en Lamas – 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, 15 de agosto del 2017.



.....
Bach. John Jayson Quintana Vela

DNI N° 72688491

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:	Quindana Vela John Jayson
Código de alumno :	Teléfono: 981685749
Correo electrónico : jayson21@outlook.com	DNI: 72688491

(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	<input checked="" type="checkbox"/>	Trabajo de investigación	()
Trabajo de suficiencia profesional	()		

4. Datos del Trabajo de investigación

Título:	Efecto de Fertilizantes y nematocidas en el desarrollo y control de Meloidogyne incognita en plántulas de Plukenetia volubilis L. inoculadas con hongos Micorrizicor Arbusculares, en Lamas - San Martín.
Año de publicación:	2017

5. Tipo de Acceso al documento

Acceso público *	<input checked="" type="checkbox"/>	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 del Autor

8. Para ser llenado en la Oficina de Repositorio Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso Abierto de la UNSM – T.

Fecha de recepción del documento:

08 / 01 / 2020



.....
Firma del Responsable de Repositorio
Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso
Abierto de la UNSM – T.

* **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 Dios porque me dio un privilegio que es la Vida, que me permitió llegar a este gran paso profesional que es muy importante para mí, por escucharme siempre y porque cada día que pasa me motiva a ser mejor persona.

A mis amados padres don Edgar Quintana Paima y doña Nancy Vela Portocarrero por su apoyo incondicional en todo momento, dándome el soporte emocional, moral y de confianza, sobre todo porque hicieron posible la culminación de mis estudios superiores.

Agradecimientos

Al Fondo para la Innovación, Ciencia y Tecnología (FINCyT) por financiar el proyecto “Incremento de la producción del cultivo de sachá inchi, implementando y validando un sistema de cultivo intensivo asociado a hongos micorrízicos arbusculares con suministro de agua, nutrientes y nematocidas orgánicos mediante riego por goteo, en la región San Martín”, dentro del cual se pudo realizar el presente trabajo de investigación.

A la Cooperativa Agraria Cafetalera y de Servicios Oro Verde LTDA., por darme la oportunidad de desarrollar el presente trabajo de investigación en las instalaciones del invernadero.

De manera especial al ingeniero José Jaime Cayotopa Torres por brindarme el tiempo, el asesoramiento, la paciencia y la capacitación en el desarrollo del presente trabajo de investigación.

A Carla Elena y Henry Vera por su apoyo en trabajos de invernadero y de campo, que sumaron su esfuerzo, su tiempo y empeño para que este trabajo se realice de la mejor manera.

Al ingeniero José Eybis Flores García por su paciencia, guía, corrección y asesoramiento en el desarrollo del presente trabajo.

Índice

	Pág.
Dedicatoria	vi
Agradecimiento	vii
Índice general	viii
Resumen	xi
Abstract	xii
Introducción	1
CAPÍTULO I	3
REVISIÓN DE LITERATURA	3
1.1. Generalidades del Cultivo de Sacha Inchi	3
1.2. Generalidades de los Nemátodos	7
1.3. Generalidades de los HMA	19
1.4. Nematicidas	24
1.5. Fertilizantes	25
1.6. Antecedentes del estudio de investigación	27
CAPÍTULO II	29
MATERIAL Y MÉTODOS	29
2.1. Materiales	29
2.1.1. Material Biológico	29
2.2. Metodología	29
2.2.1. Ubicación del Experimento	29
2.2.2. Metodología Experimental	30
2.2.3. Ejecución del Experimento	30
CAPÍTULO III	42
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
3.1. Parámetros de plántulas de sachá inchi	42
3.2. Discusión	50
CONCLUSIONES	57
RECOMENDACIONES	58
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59
ANEXOS	63

Índice de tablas

	Pág.
Tabla 1 Escala de evaluación de <i>Meloidogyne</i> propuesta por el Proyecto Internacional de <i>Meloidogyne</i> .	19
Tabla 2 Clasificación actual de los <i>Glomeromycota</i> .	20
Tabla 3 Tratamientos para el experimento en invernadero	31
Tabla 4 Propiedades químicas y físicas del sustrato en la localidad de Pinto Recodo	35
Tabla 5 Concentración de esporas de HMA producidas (Número de esporas/50gr de suelo).	37
Tabla 6 Dosis de fertilizantes empleados por bolsa con 2 kg. de sustrato.	39
Tabla 7 Análisis de varianza para la altura de plantas.	42
Tabla 8 Análisis de varianza para el diámetro de tallo.	43
Tabla 9 Análisis de varianza para el número de hojas.	54
Tabla 10 Análisis de varianza para el peso de biomasa aérea.	45
Tabla 11 Análisis de varianza para el peso de biomasa radicular.	46
Tabla 12 Análisis de varianza para el N° de nódulos.	47
Tabla 13 Análisis de varianza para el número de huevos de <i>Meloidogyne</i>	48
Tabla 14 Análisis de varianza para juveniles 2/raíz.	49
Tabla 15 Clasificación de nodulación radicular según grados.	50

Índice de figuras

	Pág.
Figura 1: Invernadero utilizado en el experimento.	29
Figura 2: Producción de inoculo de HMA en macetas con <i>Brachiaria brizantha</i> .	32
Figura 3: Mezcla de suelo con cascarilla de arroz	34
Figura 4: Esterilización de sustrato en autoclave.	34
Figura 5: Semillas de sachá inchi.	36
Figura 6: Pesado, llenado de sustrato en bolsas y siembra de sachá inchi.	36
Figura 7: Inoculación de hongos micorrizicos arbusculares a semillas pregerminadas de sachá inchi.	37
Figura 8: Suministro de agua a plántulas de sachá inchi.	38
Figura 9: Aplicación de nematicidas	40
Figura 10: Inoculación de huevos de <i>Meloidogyne incognita</i> a plantones de sachá inchi	40
Figura 11: Evaluación de parámetros de desarrollo y fitosanitarios de plantas de sachá inchi.	41

Índice de gráficos

	Pág.
Gráfico 1: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para altura de plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación de <i>Meloidogyne incognita</i> . Letras distintas indican diferencias significativas.	42
Gráfico 2: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el diámetro de tallo de plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación de <i>Meloidogyne incognita</i> . Letras distintas indican diferencias significativas.	43
Gráfico 3: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de hojas de plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación de <i>Meloidogyne incognita</i> . Letras distintas indican diferencias significativas.	44
Gráfico 4: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para biomasa aérea de plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación de <i>Meloidogyne incognita</i> . Letras distintas indican diferencias significativas.	45
Gráfico 5: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para biomasa radicular de plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación de <i>Meloidogyne incognita</i> . Letras distintas indican diferencias significativas.	46
Gráfico 6: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de nódulos de plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación de <i>Meloidogyne incognita</i> . Letras distintas indican diferencias significativas.	47
Gráfico 7: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de huevos de <i>Meloidogyne</i> en plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación. Letras distintas indican diferencias significativas.	48
Gráfico 8: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de J2/raíz en plantas de sachá inchi de ensayo Pinto Recodo 32 días después de la inoculación. Letras distintas indican diferencias significativas.	49

Resumen

El sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en los últimos años se ha convertido en uno de los cultivos de mayor importancia económica en la Región San Martín, debido a la gran demanda mundial por su alta calidad para ser consumido en sus distintos derivados. El principal problema fitosanitario de este cultivo, es el nemátodo del nódulo de la raíz (*Meloidogyne incognita*), capaz de ocasionar quistes en las raíces, llegando muchas veces a matar a la planta. En la presente investigación, se determinó el efecto de fertilizantes y nematicidas orgánicos en el desarrollo y control de *Meloidogyne incognita* en plántones de *Plukenetia volubilis* asociados a hongos micorrízicos arbusculares mediante riego por goteo. El experimento fue ejecutado en vivero, donde se produjo plántones de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo, en bolsas almacigueras de 15 x 30 cm con 2 kg. de suelo estéril. Al momento de la siembra de semillas pregerminadas se inóculo el consorcio de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) a razón de 300 esporas/bolsa; los fertilizantes orgánicos e inorgánicos fueron aplicados mediante riego por goteo. Para el control de *Meloidogyne incognita* se aplicó Biostat y Hunter vía drench a los 12 dds. El inóculo del nematodo fue a razón de 110 huevos/100g de suelo a los 18 dds. Se realizó un análisis minucioso de los resultados de parámetros de desarrollo y fitosanitarios y en función a la importancia de cada uno de estos y se determinó que los tratamientos con mejores respuestas fueron el T9 (Fertilizante inorgánico dosis media + Biostat + HMA) y T6 (Fertilizante orgánico dosis alta + Hunter + HMA) al mostrar 31,9 y 25,6 cm de altura de planta, 14,87 y 12,5g de biomasa aérea, 13,9 y 11,63g de biomasa radicular y 35 y 26 nódulos radiculares respectivamente; superando al control (T16), el cuál reportó 23,67 cm altura de planta, 10,17 g de biomasa aérea, 10,57 g de biomasa radicular y 66 nódulos/raíz. Estos resultados muestran que existen tratamientos con HMA en interacción con fuentes nutritivas orgánicas e inorgánicas asociadas a nematicidas orgánicos con potencial de mejorar el desarrollo y control de *Meloidogyne incognita* en plántones de sachá inchi en condiciones de vivero.

Palabras Clave: Sachá inchi, nematicidas, fertilizantes, control, Hongos.

Abstract

In recent years, *sacha inchi* (*Plukenetia volubilis* L.) has become one of the most economically important crops in the San Martín Region, due to the high world demand for its high quality to be consumed in its various derivatives. The main phytosanitary problem of this crop is the nematode of the root nodule (*Meloidogyne incognita*), capable of causing cysts in the roots, often coming to kill the plant. In the present investigation, the effect of organic fertilizers and nematicides on the development and control of *Meloidogyne incognita* in *Plukenetia volubilis* seedlings associated to arbuscular mycorrhizal fungi by drip irrigation was determined. The experiment was carried out in a nursery, where seedlings of *sacha inchi* ecotype Pinto Recodo were produced in bags of 15 x 30 cm with 2 kg. Of sterile soil. At the time of pregerminated seed sowing the consortium of arbuscular mycorrhizal fungi (HMA) was inoculated at a rate of 300 spores / bag; Organic and inorganic fertilizers were applied by drip irrigation. For the control of *Meloidogyne incognita* Biostat and Hunter were applied via drench to the 12 dds. The inoculum of the nematode was at the rate of 110 eggs / 100g of soil at 18 dds. A detailed analysis of the results of developmental and phytosanitary parameters was carried out and according to the importance of each of these, the treatments with the best responses were T9 (Inorganic Fertilizer + Biostat + HMA) and T6 (High dose organic fertilizer + Hunter + HMA) showing 31.9 and 25.6 cm of plant height, 14.87 and 12.5 g of aerial biomass, 13.9 and 11.63 g of root biomass and 35 and 26 nodules Respectively. (T-16), which reported 23.67 cm of plant height, 10.17 g of aerial biomass, 10.57 g of root biomass and 66 nodules / root. These results show that there are treatments with HMA in interaction with organic and inorganic nutrients associated to organic nematicides with the potential to improve the development and control of *Meloidogyne incognita* in *sacha inchi* seedlings under nursery conditions.

Keywords: *Sacha inchi*, nematicides, fertilizers, control, mushrooms



Introducción

El cultivo de sacha inchi en los últimos años ha venido tomando importancia económica e industrial en el mercado local, nacional e internacional debido a la demanda de ácidos grasos esenciales. Este cultivo en el Perú se encuentra en estado silvestre en casi toda la Amazonía. Por ser un cultivo de gran potencial económico y saludable para la nutrición humana, diversas empresas e instituciones vienen promoviendo su cultivo.

Uno de los principales problemas del cultivo de sacha inchi, es el nemátodo del nódulo de la raíz. Los nematodos son los organismos multicelulares más numerosos de la tierra; la mayoría son de vida libre, otros son parásitos de plantas y pueden cobrar importancia económica en la producción agrícola, en algunos casos con pérdidas superiores al 80% en zonas con alta infestación (Dong y Zhang 2006, Guereña 2006, Raaijmakers *et al.* 2009).

Durante las últimas décadas el control de los nematodos se ha realizado por medio de nematicidas y fumigantes de suelo como el bromuro de metilo. Sin embargo, estos productos resultan inefectivos cuando las poblaciones de nematodos son altas, además, pueden llegar a generar resistencia, afectan la salud humana y el medio ambiente, reducen la biodiversidad de los ecosistemas y por su costo, son frecuentemente inaccesibles para pequeños agricultores (Akhtar y Malik 2000, Pakeerathan *et al.* 2009).

Bajo este contexto, se realizó un ensayo sobre control de *Meloidogyne incognita* en plántulas de sacha inchi asociados a hongos micorrízicos arbusculares con nematicidas orgánicos y fuentes de nutrientes orgánicas e inorgánicas en condiciones de invernadero; en el presente documento se describe los procesos realizados para determinar el efecto de los tratamientos empleados.

Objetivos e hipótesis

Objetivo general

- Determinar el efecto de fertilizantes y nematicidas orgánicos en el desarrollo y control de *Meloidogyne incognita* en plántulas de *Plukenetia volubilis* L. asociados a hongos micorrízicos arbusculares mediante riego por goteo.

Objetivo Específicos

- Evaluar el efecto de fertilizantes en el desarrollo de plántulas de *Plukenetia volubilis* L. asociados a hongos micorrízicos arbusculares
- Evaluar el efecto de nematicidas orgánicos en el control de *Meloidogyne incognita* en plántulas de *Plukenetia volubilis* L. asociados a hongos micorrízicos arbusculares.

Hipótesis

Ho: Los tratamientos son estadísticamente iguales en relación a parámetros de desarrollo de plántulas de *Plukenetia volubilis* L. y control de *Meloidogyne incognita*.

Ha: Los tratamientos no son estadísticamente iguales en relación a parámetros de desarrollo de plántulas de *Plukenetia volubilis* L. y control de *Meloidogyne incognita*.

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. Generalidades del cultivo de Sacha Inchi

El género *Plukenetia* comprende 17 especies de distribución pantropical, 12 en América, 03 en África, 01 en Madagascar y 01 en Asia. En el Perú se le encuentra en estado silvestre en diversos lugares de San Martín, Ucayali, Huánuco, Cuzco, Amazonas, Loreto y Madre de Dios. En San Martín se encuentra en toda la cuenca del Huallaga, en la provincia de Lamas, en el Valle de Sisa, en Alto y Bajo Mayo. Crece desde los 100 hasta los 2 000 m.s.n.m (Gillespie, 1993).

Es un arbusto trepador o rastrero silvestre y cultivado que se le encuentra en bordes de bosques secundarios, en cañaverales, sobre cercos vivos y como malezas en platanales y cultivos perennes. Fue cultivado también en la costa peruana en la época prehispánica y se han encontrado semillas y representaciones en cerámicas (Brack, 1999).

En las áreas rurales de San Martín los pobladores utilizan la almendra de sachá inchi en su alimentación, ya sea cocida o tostada en la preparación de diversos platos como inchicapi, ají de sachá inchi, cutacho, mantequilla de sachá inchi, inchi cucho, tamal de sachá inchi, turrón de sachá inchi, etc. (Brack, 1999). Soukup (1987), indica que las hojas son comestibles y que la semilla es muy nutritiva.

Es una planta que se cultiva especialmente por su alto contenido de aceite que oscila entre 49 a 54%, además de poseer hasta un 33% de proteínas. La proteína presenta un importante contenido de aminoácidos esenciales y no esenciales; rico en vitamina A y E; contiene 562 calorías y su índice de yodo es alto llegando hasta 192. De todas las fuentes naturales conocidas, el aceite de sachá inchi tiene el mayor contenido en Omega 3 (Paitan 2010).

En comparación a los aceites de otras semillas de oleaginosas utilizadas en el mundo, para consumo humano, el sachá inchi es el más rico en ácidos grasos insaturados, llega hasta 93,68% (Gillespie, 1993).

Es el de mayor contenido de polinsaturados, en promedio está compuesto de: 48,6% de ácido graso esencial alfa linolénico Omega 3 36,80% de ácido graso esencial linoléico Omega 6 y 8,28% de ácido oleico Omega 9. Tiene el más bajo contenido de ácidos grasos saturados, 6,39% en promedio, 3,85% de palmítico y 2,54% de esteárico. (Paitan, 2010)

1.1.1. Clasificación taxonómica

Según la página web www.species2000.org (2017), el Sacha inchi se clasifica de la siguiente manera:

Reino	: Plantae
División	: Tracheophyta
Clase	: Magnoliopsida
Orden	: Malpighiales
Familia	: Euphorbiaceae
Género	: <i>Plukenetia</i>
Especie	: <i>volubilis</i> L.

1.1.2. Morfología

a. Planta:

El Sacha inchi es una planta trepadora, semileñosa y de altura indeterminada, pero que alcanza la altura del tutor que la soporta, es recomendable que los tutores no sobrepasen los 2 m de altura (Valles, 1990).

b. Hojas:

Sus hojas son alternas, acorazadas y puntiagudas de 10 a 12 cm de largo y de 8 a 10 cm de ancho, con peciolo de 2 a 6 cm de largo, con nervaduras que nacen en la base de la hoja orientándose la nervadura central hacia el ápice (Museum, y Valles, 1990), con bordes generalmente dentados.

c. Flores:

Esta especie es hermafrodita; las flores masculinas son pequeñas, blanquecinas y dispuestas en racimos, las femeninas se encuentran en la base del racimo y ubicadas lateralmente de una a dos flores, lo cual indica

que podría tratarse de una planta autógama, pues se observa muchas semejanzas entre plantas de una misma accesión, así como de una accesión a otra, las diferencias entre caracteres fenotípicas son pocas, pero notorias (Arévalo, 1989-1995).

- **Masculinas:** Son pequeñas, blanquecinas, dispuestas en racimos.
- **Femeninas:** Se encuentran en la base del racimo y ubicadas lateralmente de una a dos flores

d. Fruto:

Sus frutos son cápsulas de 3 a 5 cm de diámetro, dehiscentes, de color verde, que cuando maduran son de color marrón negruzco. Usualmente presentan cuatro lóbulos, pero algunos frutos presentan de cinco a siete lóbulos. Dentro de las cápsulas se encuentran las semillas (Arévalo, 1995).

e. Semilla:

Las semillas de color marrón oscuro, con nervaduras notorias, ovales de 1,5 a 2 cm de diámetro, por 7 a 8 mm de espesor y de 0,8 a 1,4 g de peso, ligeramente abultadas en el centro y aplastadas hacia los bordes, con un hileum bien diferenciado. En las semillas se encuentran los cotiledones a manera de almendras cubiertas de una fina película blanquecina que cubre a la almendra, que es la materia prima para la extracción del aceite (Paitan, 2010).

1.1.3. Condiciones edafoclimáticas para el cultivo de Sacha Inchi

El sachá inchi crece y tiene buen comportamiento a diversas temperaturas siendo el óptimo entre 22 a 32 °C. Las temperaturas muy altas son desfavorables y ocasionan la caída de flores y frutos pequeños, principalmente los recién formados (Arévalo, 1995).

Se desarrolla desde los 100 m.s.n.m en la Selva Baja y 2 000 m.s.n.m en la Selva Alta (Manco, 2003). A bajas intensidades de luz, la planta necesita de mayor número de días para completar su ciclo vegetativo; cuando la sombra es muy intensa la floración disminuye y por lo tanto la producción es menor (Manco, 2003). Requiere de disponibilidad

permanente de agua, para tener un crecimiento sostenido; siendo mejor si las lluvias se distribuyen en forma uniforme durante los 12 meses del año (850 a 1 000 mm); (Arévalo, 1995).

Es un cultivo que se adapta a diferentes tipos de suelo, crece en suelos ácidos y con alta concentración de aluminio. Prospera en “Shapumbales” (*Pteridium aquilinum* L.), secos y húmedos y en “cashucshales” (*Imperata brasiliensis* Trin) (Arévalo, 1995). Se debe establecer la plantación en suelos de preferencia planos ondulados con buen drenaje, y en zonas de selva alta, también en laderas con hasta 30 % de pendiente (Manco, 2003).

1.1.4. Fisiología

a. Crecimiento vegetativo

La planta del sachá Inchi da frutos comestibles y oleaginosos, es trepadora, de abundantes hojas y ramas, alcanza la altura de la planta soporte, por lo tanto no es recomendable que ésta tenga una altura mayor de 2 m para facilitar la cosecha. Si existe suficiente humedad, la emergencia se inicia aproximadamente a las dos semanas de realizada la siembra. Una semana después, aparece la segunda hoja verdadera y el tallo guía (Arévalo, 1995).

b. Floración

La floración, se inicia aproximadamente a los 3 meses de la siembra, luego de haber realizado el trasplante, apareciendo primero los primordios florales masculinos e inmediatamente los femeninos, en un periodo de 7 a 19 días (Arévalo, 1995).

c. Fructificación

Inmediatamente después de la floración se inicia la formación de los frutos completando su desarrollo a los 4 meses después de la floración. Luego se inicia la maduración propiamente dicha de los frutos, cuando éstos, de color verde empiezan a tornarse de color negruzco, que finalmente se convierte en marrón oscuro o negro cenizo; indicador que está listo para la cosecha. Este proceso de maduración del fruto dura aproximadamente de 15 a 20 días, iniciándose la cosecha a los 7,5 meses después de la siembra y/o trasplante, con una producción continua (Arévalo, 1995).

1.1.5. Principales enfermedades

El cultivo de Sacha inchi es afectado por enfermedades y es causada principalmente por hongos, las que alteran las funciones fisiológicas normales de la planta (Paitan, 2010).

a. Pudrición de raíces

La pudrición de raíces es ocasionada por un hongo del género *Fusarium sp.*, que se encuentra en el suelo e ingresa a la planta por las heridas formadas en las raíces de esta, ocasionadas generalmente por nematodos. Los síntomas se manifiestan por un marchitamiento más o menos rápido de las plantas de sachá inchi ocasionado por la presencia y actividades del patógeno en los tejidos vasculares xilémicos de las plantas interrumpiendo el paso de agua y nutrientes a la parte aérea de la planta. Así, se marchita la parte aérea de la planta (síntoma secundario) y se produce su posterior muerte (GTZ. 2009).

b. Agallas del tallo

Las agallas del tallo son causadas por el hongo *Cronartium sp.* Las agallas o tumores se forman en los tallos principales. Las ramas o tallos afectados a partir de esta tumoración mueren. En el campo se observan plantas parcialmente secas; de presentarse en el tallo principal, toda la planta muere (GTZ 2009).

c. Manchas foliares y del fruto

Entre los principales agentes que causan manchas foliares tenemos los hongos *Cercospora sp.* y *Rhizoctonia sp.* Estos pueden llegar a ser importantes siempre y cuando cubran gran parte del área foliar, lo que disminuye la fotosíntesis de la planta. El manchado del fruto, también llamado antracnosis, es causado por el hongo *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz). Esta enfermedad produce la baja de la calidad del fruto y la pérdida en la producción de la semilla. (GTZ, 2009)

1.2. Generalidades de los Nemátodos

Según Canto 2005, los nemátodos fitoparásitos son animales multicelulares, generalmente microscópicos que poseen los principales sistemas fisiológicos, con

excepción del respiratorio y el circulatorio. Al no tener sistema respiratorio el transporte gaseoso se da a través de la cutícula, de allí que los asfixiantes cumplen un papel muy importante en su control.

1.2.1. Clasificación del phylum nemata según (Canto, 2005)

Clase: Adenophorea

Ordenes:

Choromadorida	}	Acuáticos o habitantes de lugares húmedos; muchos son marinos, bacteriófagos, parásitos de algas y/o predadores. Generos: Plectus, Ethnolaimus, Monohystera, Trypilla, Wilsonema y Alaimus son comunes en el suelo.
Alaeolaimida		
Monhysterida		
Desmocolecida		
Enoplida	}	Bacteriófagos, predadores, parásitos de algas, pocos fitoparásitos de raíces.
Dorylaimida		
Mononchida	}	Mayormente predadores
Isolaimida		
Trichosyringida	}	Parásitos de animales, algunos grupos requieren de transportadores u hospedantes intermediarios.
Trichinellida		
Diectophymatyda		

Clase: Secernentea

Ordenes:

Tylenchida	}	Parásitos de hongos, plantas, insectos pocos
Rhabditida	}	Mayormente bacteriófagos, pocos parásitos de animales.
Strongylida	}	Parásitos de animales, algunos requieren de un hospedante intermediario.
Ascaridida		
Spirurida		

1.2.2. Importancia de los nemátodos

Canto (2005) nos menciona lo siguiente:

1. Presentan amplia distribución en el mundo, desde los polos hasta la mayor variedad de climas.
2. Son polífagos: un nematodo puede tener varios hospedantes y una planta puede ser atacada por tener varios géneros y especies de nemátodos.
3. Son de fácil diseminación; aun cuando su diseminación en forma activa no es eficiente, varios agentes ayudan a diseminarlos en forma pasiva.
4. Difícil erradicación; en condiciones naturales es casi imposible la erradicación. La solución está en disminuir las poblaciones para que no causen daño económico.
5. Reducen el rendimiento o calidad del producto aprovechable.
6. Predisponen a las plantas a factores bióticos (susceptibilidad a hongos, bacterias, virus, etc.) y factores abióticos (susceptibilidad a sequías, altas temperaturas, etc.).
7. Pasan desapercibidos; generalmente sus efectos pasan desapercibidos por tener tamaño microscópico y porque los síntomas que causan no siempre son visibles o específicos (no matan a la planta pero si bajan su rendimiento).

1.2.3. El Género *Meloidogyne*

a. Clasificación taxonómica

Sánchez (2010), clasificación al género *Meloidogyne* spp., de la siguiente manera:

Phyllum	: Nemata
Clase	: Secernentea
Orden	: Tylenchida
Familia	: Heteroderidae
Género	: <i>Meloidogyne</i>

b. Importancia

Meloidogyne spp. Son considerados los nemátodos de mayor importancia en el mundo debido a las grandes pérdidas que puede ocasionar al afectar las raíces de numerosos hospedantes con que cuenta (Hortalizas, Frutales, Leguminosas;

etc). Este nemátodo produce nódulos en las raíces, atrofiándolas e interfiriendo con su buen funcionamiento. En la parte aérea se puede apreciar amarillamiento, marchites y crecimiento retardado (Torres, 2003).

c. Características Generales

Según Goeldi, (1887) tomado de Volcy, (1998), afirma que el *Meloidogyne* hembra es de cuerpo esférico, ovoide o de saco que no se transforma en quiste, cutícula delgada o gruesa, transparente y sin capa subcristalina, el estilete mide de 13 a 16 micras de largo y poro excretor anterior al metacorpus. Dos ovarios enrollados dirigidos hacia delante, vulva terminal muy cerca al ano, a veces sobre una pequeña protuberancia, huevos depositados en matriz gelatinosa el segundo estado juvenil vermiforme con cabeza cónica no contrastada y poco esclerotizada, estilete corto y delgado, glándula esofageal con traslape ventral, cola puntuda. Macho de tamaño largo, armadura cefálica desarrollada, estilete fuerte, esófago poco diferenciado o degenerado, cola redondeada, espícula casi terminal y sin bursa. Número básico de cromosomas $n = 18$, es cosmopolita y polífago. Especie *M. exigua* (Goeldi, 1887). Nombre común: nematodo de las agallas, nematodo de los nudos radicales o nematodo nodulador.

Según Agrios, (1994), menciona: que los nemátodos adultos macho y hembra del nódulo de las raíces (*Meloidogyne* sp.) son fáciles de distribuir morfológicamente. Los machos son vermiformes y miden aproximadamente de 1.2 a 1.5 mm de largo por 30 a 36 mm de diámetro. La hembras tienen forma de pera y un tamaño aproximadamente de 0.40 a 1.30 mm de largo por un ancho de 0.27 mm a 0.75 mm. Cada hembra deposita aproximadamente 500 huevecillos en una sustancia gelatinosa que ella misma produce.

d. Anatomía

Según Agrios, (2005), menciona que: el cuerpo de un nemátodo es más o menos transparente. Está cubierto por una cutícula incolora que a menudo presenta estrías u otros detalles. Esta cutícula presenta la muda cuando los nemátodos pasan a través de sus etapas larvarias sucesivas. Dicha cutícula se produce por la hipodermis, la cual consta de células vivas y se extiende en la cavidad del cuerpo a manera de 4 cordones que separan 4 bandas de músculos

longitudinales. Estos músculos permiten que el nemátodo pueda moverse. En la boca y a lo largo del tracto digestivo y de las estructuras reproductoras hay otros músculos especializados.

e. Ciclos de vida

Según Agrios (1994), el ciclo de vida de la mayoría de los nemátodos fitoparásitos es, por lo general, bastante semejante. Los huevecillos se incuban y se desarrollan en larvas, cuya apariencia y estructura es comúnmente similar a la de los nemátodos adultos. Las larvas aumentan de tamaño y cada etapa larvaria concluye mediante una muda. Todos los nemátodos tienen cuatro etapas larvarias y la primera muda a menudo se produce en el huevecillo. El segundo estadio (J2) es donde la larva emerge a través de un agujero hecho por medio de pinchazos repetidos con el estilete, generalmente se encuentra varias larvas emergidas en la masa de huevos junto con huevos en varios estados de desarrollo. Cuando se desprenden dos cutículas se considera que se ha completado la segunda y tercera muda en la hembra, en esta fase el estilete y el bulbo esofágico medio desaparecen. Poco después de la cuarta muda el estilete y el bulbo medio son regenerados, se forma la vagina y el patrón perineal se hace visible. Se forman dos gónadas femeninas, que se alargan y se doblan en el cuerpo, casi globular o ligeramente alargado con un cuello que puede ser corto y robusto.

Los machos son escasos, alargados y vermiformes con la cola redondeada, generalmente presentan una gónada, una espícula y un gubernáculum muy notorios, este estado sexual no es útil en general para la identificación, no se les encuentra asociados con la hembra y en general su ciclo de vida es muy corto, eclosionan cuando están completamente desarrollados y estos no se alimentan (Sánchez, 2010).

El ciclo de vida comprendido desde la etapa de huevecillo a otra igual puede concluir al cabo de 3 ó 4 semanas bajo condiciones ambientales óptimas, en especial la temperatura, pero tardará más tiempo en concluir en temperaturas frías. En algunas especies de nematodos la primera o segunda etapa larvaria no puede infectar a las plantas y sus funciones metabólicas se realizan a expensas de la energía almacenada en el huevecillo. Sin embargo,

cuando se forman las etapas infectivas, deben alimentarse de un hospedante susceptible o de lo contrario sufren inanición y mueren.

La ausencia de hospedantes apropiados ocasiona la muerte de todos los individuos de ciertas especies de nematodos al cabo de unos cuantos meses, pero en otras especies las etapas larvarias pueden desecarse y permanecer en reposo, o bien los huevecillos pueden permanecer en reposo en el suelo durante años.

Según Arguello y Rueda (2007), durante su vida reproductiva, cada hembra puede depositar entre 6000 y 11000 huevos, dependiendo de las condiciones del suelo, esencialmente la temperatura, el grado de saturación del agua, el tipo de suelo y la disponibilidad de alimento.

Taylor y Sasser (1983), después de dejar la masa de huevos, la larva se mueve a través del suelo en busca de una raíz que pueda alimentarse. Parece que la búsqueda es al azar hasta que la larva se acerca a unos cuantos centímetros de una raíz. Luego guiada por alguna sustancia que emana la raíz, se va trasladando directamente hacia la punta radicular.

Agrios (1995), menciona también que la mayor concentración de nemátodos en la región apical de la planta se debe principalmente a su más rápida reproducción cuando el alimento es abundante y también a la atracción que tienen por las sustancias liberadas en la rizósfera. A esto debe de añadirse el denominado efecto del factor de incubación de las sustancias que se originan en la raíz y se difunden en los alrededores del suelo estimulando notablemente la incubación de los huevecillos.

f. Ecología y Distribución

Según Agrios (1994), la mayoría de los nemátodos fitopatógenos viven parte de su vida en el suelo. La mayor parte de ellos vive libremente en el suelo, alimentándose superficialmente de las raíces y tallos subterráneos de las plantas, -pero aún en el caso de los nemátodos sedentarios especializados, los huevecillos, las etapas larvarias preparásitas y los machos se encuentran en el suelo durante toda su vida o gran parte de ella. La temperatura, humedad y

aireación del suelo afectan a la supervivencia y al movimiento de los nematodos en el suelo.

Los nemátodos se encuentran con mayor abundancia en la capa de suelo comprendida entre los 0 y 15 cm de profundidad, aunque cabe mencionar que su distribución en los suelos cultivados es irregular y es mayor en torno a las raíces de las plantas susceptibles, a las que en ocasiones siguen hasta profundidades considerables (de 30 a 150 cm o más). La mayor concentración de nemátodos en la región radical de la planta hospedante se debe principalmente a su más rápida reproducción cuando el alimento es abundante y también a la atracción que tienen por las sustancias liberadas en la rizósfera. Los nemátodos se distribuyen en el suelo muy lentamente bajo su propia capacidad. La distancia total que recorre un nemátodo probablemente no excede de un metro por estación. Se mueven con mayor rapidez en el suelo cuando los poros de este están llenos de una película delgada (de unos cuantos micrómetros) de agua cuando el suelo se encuentra inundado. Sin embargo, además de su movimiento propio, los nemátodos se distribuyen con gran facilidad a través de todo lo que se mueve y pueda llevar partículas del suelo (Agrios, 1994).

Lastres (2007), las larvas suelen encontrar alimento rápidamente porque las hembras ovipositan cerca de las raíces más jóvenes y los exudados de las raíces son reconocidos a través de los labios de los nemátodos, determinando si se trata de una planta hospedera o no. Los nemátodos se mueven lentamente a través de los espacios que se forman entre las partículas del suelo aprovechando la humedad del mismo para desplazarse mediante movimientos ondulares.

g. Síntomas

Talavera (2003), hay que indicar que la resistencia natural que presentan algunas plantas hacia el ataque del nemátodo del nudo es muy frágil, esto debido, a que parásito es capaz de romper la resistencia generada por el gen MI en las plantas.

Según Agrios (1994), los nemátodos que infectan a las plantas producen síntomas tanto en las raíces como en los órganos aéreos de las plantas. Los síntomas de la raíz aparecen en forma de nudos, agallas o lesiones en ella, ramificación excesiva de la raíz, puntas dañadas de esta última y pudriciones de la raíz cuando las infecciones por nemátodos van acompañadas por bacterias y hongos saprofitos o fitopatógenos. Estos síntomas con frecuencia van acompañados por síntomas no característicos en los órganos aéreos de las plantas y que aparecen principalmente en forma de un menor crecimiento, síntomas de deficiencias en nutrientes como el amarillamiento del follaje» el marchitamiento excesivo en tiempo cálido o seco, una menor producción de las plantas y una baja calidad de sus productos.

Agrios (1995) y Martínez (2005); nos dicen que los síndromes de las enfermedades de las plantas producidas por los nemátodos son complejas. Las especies que se alimentan de la raíz posiblemente disminuyen la capacidad de las plantas de absorber agua y nutrientes disponibles del suelo y de esta manera producen síntomas de deficiencia de agua y nutrientes en los órganos aéreos de ellas como pérdida de vigor, reducción de largo de brotes, entrenudos cortos, hojas pequeñas, clorosis, etc.

Christie (1974), donde dice que a pesar de que las raíces presenten vesículas no significa, por necesidad, que se retarde gravemente el desarrollo de la planta. Cuando son favorables las condiciones de desarrollo, especialmente con abundante humedad y fertilidad, algunas plantas pueden contener una infestación importante sin que se afecte seriamente su desarrollo.

h. Cómo afectan los nematodos a las plantas

Según Agrios (1994), los nemátodos dañan a las plantas sólo ligeramente mediante los daños mecánicos directos que producen en ellas en el momento de alimentarse. Parece ser que la mayoría de los daños son ocasionados por una secreción de saliva que el nemátodo inyecta en la planta mientras se alimenta de ella. Algunas especies de nemátodos se alimentan con gran rapidez; perforan la pared celular, inyectan saliva en la célula, succionan parte de los contenidos de esta última y se mueven en el interior de ella a cabo de unos

cuantos segundos: Sin embargo, otras especies se alimentan con menos rapidez y pueden permanecer en el mismo punto de entrada a la célula durante varias horas o días. Estos nemátodos así como las hembras de las especies que se establecen permanentemente en o sobre las raíces, inyectan saliva en forma intermitente mientras se están alimentando.

El proceso de alimentación hace que las células vegetales afectadas reaccionen causando la muerte o el debilitamiento de las yemas y puntas de la raíz, la formación de lesiones y degradación de los tejidos, hinchamientos y agallas de varias clases y tallos y follajes retorcidos y deformados. Algunos de estos síntomas se deben a la disolución de los tejidos infectados por las enzimas del nemátodo, las cuales con o sin la ayuda de metabólicos tóxicos producen la muerte de las células y la desintegración de los tejidos. Otros se deben al alargamiento anormal de las células (hipertrofia), al cese de la división celular o a la estimulación de ella que se efectúa en una forma controlada, dando como resultado la formación de agallas o de una, gran cantidad de raíces laterales en o cerca de los puntos de infección (Agrios, 1994).

Los síndromes de las enfermedades de las plantas producidas por los nemátodos son complejos. Las especies que se alimentan de la raíz posiblemente disminuyen la capacidad de las plantas de absorber agua y nutrientes del suelo y de esta manera producen síntomas de deficiencia de agua y nutrientes en los órganos aéreos de ellas. En algunos casos, sin embargo, son las interacciones bioquímicas entre la planta y el nemátodo las que afectan negativamente la fisiología total de las plantas y la función de los nemátodos de proporcionar los puntos de entrada para otros patógenos, a lo que se deben principalmente los daños que sufren las plantas; los daños mecánicos o la obtención del alimento de las plantas por los nemátodos es, en general, menos importante, pero puede adquirir importancia cuando las poblaciones de estos fitopatógenos son muy grandes (Agrios, 1994).

Christie (1974), si la planta es un huésped adecuado, no evolucionan las células cercanas a la cabeza del parásito, hasta lo que, normalmente, hubieran sido xilema, floema y otros elementos de un cilindro central. Bajo la influencia del estímulo que provoca la secreción que inyectan por medio del estilete, se

forman las llamadas “células gigantes”. Hablando estrictamente éstas no son células sino masas de protoplasma, más o menos desnudas, de las que se alimentan los nemátodos. La formación de células gigantes (Hiperplasia), por estímulo, no es el único efecto que producen los parásitos en los tejidos que los rodean. La proliferación e hipertrofia de las células corticales da por resultado la formación de las conocidas dilataciones o vesículas. Estas raíces se hinchan en la zona de invasión y desarrollan las agallas típicas del nódulo de la raíz, las cuales tienen un diámetro dos o tres veces mayor al de las raíces sanas.

Christie (1974), los nemátodos formadores de nódulos de la raíz dañan a las plantas al debilitar las puntas de las raíces y al inhibir su desarrollo o estimular una formación radical excesiva. En las raíces infectadas por algunas de las especies de este nemátodo se forman, además de agallas o vesículas, la producción de varias ramificaciones cortas de la raíz cerca de la región de la invasión, las cuales nacen en la parte superior de la agalla formando un sistema radicular denso y tupido, mostrándose una combinación de vesículas y de raíces en escobilla.

Talavera (2003), menciona que: La infección de las raíces produce engrosamientos característicos o agallas que pueden ser de varios tamaños dependiendo del número de hembras que albergue.

Agrios (1995), los síntomas característicos en los órganos aéreos de las plantas afectadas por este nemátodo aparecen principalmente en forma de un menor crecimiento, una menor producción de plantas y una baja calidad de sus productos; debiéndose considerar también que algunas plantas no se ven afectadas al inicio de la infección.

Christie (1974), las plantas afectadas a menudo sobreviven durante el transcurso de la estación de crecimiento y rara vez son destruidas prematuramente por la enfermedad. Siendo los síntomas más característicos de la enfermedad los que aparecen sobre los órganos subterráneos de las plantas.

Gaviria (1999), fisiológicamente las plantas absorben mayor cantidad de agua y aumentan su elongación, como respuesta inicial al ataque de nemátodos.

Agrios (1995) y Talavera (2003), las plantas infestadas por *Meloidogyne spp.*, muestran síntomas en los órganos aéreos similares a los producidos por enfermedades radiculares, disminuyendo el volumen de agua disponible para la planta, mostrando una mayor cantidad de hojas pequeñas, desarrollo deficiente, amarillamiento, marchitamientos; los frutos y las inflorescencias se atrofian reduciendo la producción.

1.2.4. Daños ocasionados por los nemátodos en el cultivo de sachá inchi

Los nemátodos fitoparásitos son animales multicelulares generalmente microscópicos, que dañan las raíces de las plantas reduciendo su capacidad de absorción de agua y de los nutrientes disponibles en el suelo.

Agente Causal: *Meloidogyne sp.*

El cultivo de sachá inchi muestra una alta susceptibilidad al ataque de nemátodos, habiéndose identificado a *Meloidogyne incógnita*, como principal agente causante de nódulos de la raíz.

Daños Causados:

Este nemátodo fitoparasitario daña a las plantas de Sachá Inchi al debilitar las puntas de la raíz y al inhibir su desarrollo o estimular una formación radical excesiva, pero principalmente al inducir la formación de hinchamientos en las raíces, privando a la planta de sus nutrientes.

Síntomas:

En los órganos aéreos se observa:

- Desarrollo deficiente de las hojas.
- Clorosis del área foliar que tiende a marchitarse cuando el clima es cálido.
- Frutos son de baja calidad.

Las plantas afectadas a menudo sobreviven durante el transcurso de la fase de crecimiento y rara vez son destruidas prematuramente por el nemátodo.

En los órganos subterráneos los síntomas más característicos son:

- Hinchamiento de la zona de invasión.

- Se desarrollan agallas típicas del nódulo de la raíz, alcanzando un diámetro dos a tres veces mayor que las raíces sanas.
- Producción de infecciones sobre la misma raíz cuando ingresan hongos al suelo como *Fusarium*. (Manco, 2008)

a. Diagnóstico

Según Márquez (2007), en el trabajo realizado “Diagnóstico y niveles de inóculo del nemátodo que afecta a la raíz de sachá inchi (*Plukenetia volubilis*) en el Perú”. Para la extracción se hizo por el método de la bandeja, encontrándose la presencia del género *Meloidogyne sp.*, tanto en suelo (72 indiv/100 cc de suelo) y en las raíces (432 juveniles /5 g. de raíz). Para el efecto de niveles de inóculo en el daño radicular, se inoculó tres concentraciones de huevos (inóculo) de *Meloidogyne sp.* (50, 100 y 150 huevos / 100 cc de suelo), más los testigos sin inóculo y con suelo infestado naturalmente (SIN).

La extracción de los huevos del nemátodo de raíces con nódulo fue por el método del Hipoclorito de sodio al 0,5%. Con 50 huevos /100 cc de suelo hubo buen crecimiento de la planta con una tasa de 4.19cm/ semana. La tasa de crecimiento de las plantas y el número de nódulos por raíz fue directamente proporcional a la cantidad de huevos inoculados. Mientras que en la longitud de las raíces ocurrió lo contrario alcanzando solo entre 1952 – 2403 mm en comparación al testigo con SIN (3329 mm), así mismo con este testigo, se encontraron 873 juveniles /5 g. de raíz, seguido del tratamiento con 150 huevos / 100 cc de suelo donde se encontraron solo 13 juveniles/ 5 g. de raíz, en los demás tratamientos se encontraron juveniles. En cuanto a la población de huevos fue directamente proporcional a la cantidad de huevos inoculados, siendo el testigo con SIN el que mantuvo 3073 huevos /5 g. de raíz, y el tratamiento con 50 huevos /100 cc de suelo, mantuvo tan solo 82 huevos /5 g. de raíz (Márquez, 2007).

Para conocer con certeza si la enfermedad es causada por nemátodos, debe realizarse un análisis nematológico en laboratorios especializados, iniciándose con el muestreo que es un paso importante. Para esto se toman

la muestras tanto dentro del área afectada, en el límites y en el área aparentemente no afectada seguido por el procesamiento e identificación de los nematodos. (Márquez, 2007).

Una vez realizado el análisis, se correlaciona los datos y en este caso las poblaciones mayores deben estar en el área afectada y si es lo contrario puede deberse a otros factores (Quispe, 2008). En la Tabla 1, se muestra, la escala de evaluación.

Tabla 1

Escala de evaluación de Meloidogyne propuesta por el Proyecto Internacional de Meloidogyne.

Grado	Número de Nódulos
0	0
1	1 – 2
2	3 – 10
3	11 – 30
4	31 – 100
5	+ de 100

Fuente: Quispe, 2008

1.3. Generalidades de los hongos micorrizicos arbusculares (HMA)

Según Smith & Read (2008) nos menciona que la micorriza arbuscular es una asociación endosimbiótica, lo que significa que el hongo invade el interior de la raíz, el termino proviene de los vocablos griegos *Mikos* = hongo y *Rhiza* = raíz. En la actualidad se estima que el 90% de las plantas que crecen sobre la tierra están micorrizadas. Las micorrizas son asociaciones simbióticas, mutualista, de carácter biotrófico en la que el huésped autótrofo, la planta, proporciona compuestos carbonados, procedentes de la fotosíntesis al simbionte heterótrofo, el hongo, así como un microhábitat protegido. A cambio el hongo le proporciona al vegetal nutrientes minerales, principalmente fósforo, y agua, mediante un sistema ramificado de hifas extraradicales capaz de explorar el suelo más allá de la zona de influencia de la raíz (Barea *et al.*, 1980).

El registro fósil y otros datos sugieren que todas las plantas terrestres existentes surgieron a partir de una condición arbúsculo-micorrízica ancestral. Esta aparición se remonta al Devónico a partir del cual hongos y plantas evolucionaron hasta lo que son actualmente.

1.3.1. Clasificación Taxonómica

Tabla 2

Clasificación actual de los *Glomeromycota*

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

Fuente: Oehl *et al.*, 2011, citado en Chinchay, 2016

1.3.2. Importancia de los HMA

Las bases fundamentales sobre las que se establece la simbiosis MA son nutritivas. Como ya se indicó, la planta cede al hongo compuestos carbonados procedentes de la fotosíntesis, mientras que éste cede a la planta nutrientes minerales, especialmente aquellos menos asequibles para la misma, 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 *et al.*, 2008; Smith & Read, 2008; Ferrol & Pérez-Tienda, 2009, citado en Chinchay, 2016).

Las asociaciones micorrízicas desarrollan múltiples funciones importantes para el hospedero, de las que se pueden destacar las siguientes: estimulan el crecimiento de la planta y aumenta considerablemente la producción y biomasa aérea y radical, esto debido a la mayor y más rápida disponibilidad de nutrientes en el sistema vascular de las plantas, que acelera su actividad fotosintética para mantener su equilibrio fisiológico, la producción de fitohormonas por parte de la micorriza (Fasabi, 2012). También ayuda a mejorar tolerancia frente al estrés hídrico, facilitan la adaptación a suelos salinos y contribuyen a disminuir el proceso de erosión (Brundrett *et al.*, 1996; Rivera *et al.*, 2003, citado en Robles, 2009). Así mismo los HMA cumplen otras funciones vitales en los ecosistemas, como: aumentar la capacidad de absorción de fósforo y nutrientes de lenta difusión en el suelo reduciendo su dependencia a fertilizantes; aumentan la tolerancia de las raíces a patógenos del suelo (nematodos, *Fusarium oxysporum* Schltdl., *Rhizoctonia solani* J.G. Kühn y otros); 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; y 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, siendo este un componente importante de la materia orgánica y clave para el almacenamiento de carbono), (Smith y Read, 2008, citado en Ruiz *et al.*, 2011).

1.3.3. Tipos de micorrizas

(Read, 1999) nos menciona que:

Hasta el momento se ha podido distinguir tres grupos fundamentales según la estructura de la micorriza formada: Ectomicorrizas o formadoras de manto; Ectendomicorrizas, que incluye Arbutoides y Monotropoides; y las Endomicorrizas, caracterizadas por la colonización intracelular del hongo, y que a su vez se subdividen en Ericoides, Orquidoides y Arbusculares

a. Ectomicorrizas

Se caracterizan porque desarrollan una espesa capa de micelio sobre la zona cortical de las raíces absorbentes de la planta, las hifas del hongo no penetran en el interior de las células de la raíz, si no que se ubican sobre y entre las separaciones de éstas. Se pueden observar a simple vista. Este tipo de micorrización predomina entre los árboles de zonas templadas, se produce principalmente sobre especies forestales y leñosas, siendo especialmente característico en hayas, robles, eucaliptus y pinos. Los hongos que la forman son tanto Basidiomycota como Ascomycota.

b. Endomicorrizas

Los hongos que las producen se caracterizan por colonizar intracelularmente el córtex radical o sea que no hay manto externo que pueda verse a simple vista.

Las hifas se introducen inicialmente entre las células de la raíz, pero luego penetran en el interior de éstas, formando vesículas alimenticias y arbusculos. Por ello este grupo se las conoce también como micorrizas vesículo-arbusculares (MVA), los cuales constituyen la simbiosis más extendida sobre el planeta. Los hongos que la forman pertenecen a la división Glomeromycota y se dan en todo tipo de plantas, aunque predominan en hierbas y gramíneas. Abundan en suelos pobres como los de las praderas y estepas, la alta montaña y las selvas tropicales. En el bosque atlántico aparecen junto a las ectomicorrizas.

c. Ectendomicorrizas

Presentan características comunes con los dos tipos de micorrizas expuestos anteriormente y son las menos extendidas. Con las

ectomicorrizas tienen en común que pueden formar un “manto” más o menos desarrollado y la red de Hartig, y con las endomicorrizas, que existe penetración de las hifas en las células de la corteza formando enrollamientos u ovillos (Yu *et al.*, 2001; Gutiérrez *et al.*, 2003, citado en Sánchez, 2009). Los hongos pertenecen al phylum Basidiomycota y las plantas son fundamentalmente arbutoides o monotropales (Sánchez, 2009).

1.3.4. Ciclo simbiótico de los HMA

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) cuentan con un ciclo de vida dividido en dos etapas, la primera etapa, son los estadios de reposo y reproductivo que son independientes de la planta y en el que es frecuente observar esporas, esporocarpos y algunas vesículas; la segunda etapa, los estadios vegetativos, representadas por las hifas, arbusculos y vesículas dentro de las raíz, implicadas en las interacciones donde ocurre el reconocimiento, la colonización y el intercambio de nutrientes entre hongo-planta (Guachón, Prado y Lucero, 2012). La manera como el hongo Micorrízico Arbuscular penetra a las células de la planta hospedera sin causarle ningún daño, se da por la invaginación de las paredes del plasmalema a través de una serie de procesos mecánicos y enzimáticos controlados, esta es la primera indicación de una alta compatibilidad entre el hongo y la planta.

Los estados morfológicos del desarrollo son variables y dependen también, de la especie de la planta implicada, pero habitualmente, las esporas del suelo van a germinar y la hifa fúngica va a crecer desde la espora hasta la superficie de las células epidérmicas de la raíz, este contacto, va a formar un abultamiento denominado apresorio, que originará seguidamente la hifa colonizadora que penetrará en dicha célula o atravesará el espacio intercelular. La unidad de colonización avanza mediante el crecimiento de las hifas que se extienden entre las células corticales y que generan estructuras características como los arbusculos y las vesículas. Semanas después, y sobre la red tridimensional de las hifas se forman las esporas que al madurar completan el ciclo del hongo (Guachón *et al.*, 2012).

1.3.5. Simbiosis Planta – Hongo

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) se caracterizan por presentar un crecimiento intra e intercelular en la corteza de la raíz y por formar dos tipos de estructuras, arbusculos y vesículas, siendo los arbusculos hifas que se dividen dicotómicamente, son invaginados por la membrana plasmática de las células corticales y presentan periodos de vida cortos (9 a 15 días), mientras que las vesículas son estructuras de almacenamiento que se forman en la parte terminal de las hifas. Las hifas externas pueden ser de tres tipos según su morfología y las funciones que llevan a cabo: las hifas infectivas, son las que inician los puntos de colonización en una o varias raíces; las hifas absorbentes son las que se encargan de explorar el suelo para la extracción de nutrientes y las hifas fértiles son las que llevan las esporas (Barrer, 2009).

El crecimiento del hongo de manera asimbiótica se da entre una o dos semanas hasta que hace contacto con la raíz del hospedero. 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 (Barrer, 2009). Depende de la simbiosis micorrízica y las prácticas culturales, la producción y crecimiento máximo de los pelos radiculares para un mejor efecto en la asociación de las micorrizas y poder mejorar así la producción de los cultivos agrícolas y aumentar su importancia económica (Tena, 2002).

1.4. Nematicidas

1.4.1. Biostat

Es un producto formulado en base a una concentración de esporas del hongo *Paecilomyces lilacinus*, purificada y especializada para el control de nematodos del suelo. Luego de ser aplicado al suelo parasita los juveniles y los huevos de los nematodos del suelo. Bajo condiciones de Ph ligeramente ácido produce toxinas que afectan el sistema nervioso de los nematodos. Ambos efectos pueden producirse simultáneamente y reducir sensiblemente los niveles poblacionales de los nematodos (Serfi S.A., 2012).

Composición biológica

Conidias liofilizadas de *Paecilomyces lilacinus* (Thom)

1.4.2. Hunter

Es un nematóxico formulado a base de extractos vegetales y minerales más ácidos grasos vegetales; el cual, cuando es aplicado al suelo y a la planta se biointegra produciendo sustancias con efecto nematicida dentro de la planta y en la rizósfera controlando los principales nematodos y mejorando el equilibrio biológico del suelo, incrementando así la productividad de los cultivos (Silvestre S.A.C., 2003).

Composición química

Extractos vegetales y minerales 7 g/l

Derivados de purina 3 mg/l

ADN 90 ug/l

ARN 100 ug/l

Ácidos grasos vegetales 2 g/l

Agua activada 1 l

1.5. Fertilizantes

1.5.1. Fosfato di amónico

Es un fertilizante con alto contenido de fósforo (18% de nitrógeno amoniacal y 46% de fósforo). El nitrógeno favorece la absorción y disponibilidad del fósforo, elemento que en el suelo es mínimamente asimilable. Los fosfatos amónicos tienen una reacción residual ácida, aunque inicialmente tienen una reacción alcalina, por lo que son adecuados para suelos neutros o alcalinos (Misti, 2014).

El fosfato diamónico contiene nitrógeno y fósforo completamente soluble en agua, el fósforo resulta un nutriente fundamental para la planta en las fases de enraizamiento y floración (Yara, 2012).

El fósforo que contiene resulta esencial para la fase de desarrollo radicular y otras fases donde la planta sufre un gran gasto energético, tales como la floración. Un suministro adecuado de fósforo permite a la planta disponer de un sistema radicular bien desarrollado, lo que incide en una mejor toma de todos los nutrientes y de la humedad. Otros efectos que promueve el fósforo son el adelanto de la maduración y la producción flores, semillas y frutos (Yara, 2012).

1.5.2. Urea

Es un fertilizante nitrogenado de alta solubilidad para garantizar un rápido crecimiento de los cultivos. Su composición es de 46% de nitrógeno, que aplicado al suelo tiene reacción amoniacal y nítrica (ambas asimilables por los cultivos), pero con un alto grado de pérdida por volatilización, por lo que debe ser de aplicación controlada (Misti, 2010).

1.5.3. Cloruro de potasio

Es un fertilizante de amplio uso en cultivos exigentes en potasio. No se recomienda su uso para cultivos sensibles al cloro como el tabaco y frutales de hoja caduca. En suelos bajo condiciones ácidas se espera que se obtengan mejores resultados que con el Sulfato de Potasio, siendo una fuente muy económica y eficiente en suelos sin problemas de salinidad y con bajo contenido de cloruros. (Misti, 2010)

1.5.4. Roca Fosfórica

El término rocas fosfóricas (PR) se conoce a los minerales que contienen fósforo. El compuesto fosfórico en la roca fosfórica es una forma del mineral apatita. Los factores que influyen la efectividad de la roca fosfórica para su uso en fertilizantes son: su reactividad, las propiedades del suelo, las condiciones climáticas, las especies que se cultivarán y las prácticas de cultivo.

La efectividad agrícola de la roca fosfórica se incrementa en cuanto sube la sustitución de carbonatos por fosfatos en el cristal de apatita, la baja concentración de carbonato de calcio en el mineral y el tamaño de la partícula (menos de 0.15 mm).

La roca fosfórica es un fertilizante natural, que presenta una adecuada relación de precios por unidad de nutriente, pero de menor concentración y más lenta solubilidad que los fertilizantes industriales. En suelos ácidos, mantiene una progresiva solubilización a través del tiempo que posibilita un aporte de P similar al de las fuentes más solubles. (Misti, 2010)

1.5.5. Guano de isla

Es un fertilizante natural y completo. Contiene todos los nutrimentos que la planta requiere para su normal crecimiento y desarrollo. No contamina el medio ambiente, es biodegradable. El Guano de las Islas completa su proceso de mineralización en el suelo, transformándose parte en humus y otra se mineraliza, liberando nutrientes a través de un proceso microbiológico. Mejora las condiciones físico-químicas y microbiológicas del suelo. En suelos sueltos se forman agregados y en suelos compactos se logra la soltura. Incrementa la capacidad de intercambio catiónico (C.I.C.), favorece la absorción y retención del agua. Aporta flora microbiana y materia orgánica mejorando la actividad microbiológica del suelo.

Contiene macro-nutrientes como el Nitrógeno, Fósforo y Potasio en cantidades de 10-14, 10-12, 2 a 3% respectivamente. Elementos secundarios como el Calcio, Magnesio y Azufre, con un contenido promedio de 8, 0.5 y 1.5 % respectivamente. También contiene microelementos como el Hierro, Zinc, Cobre, Manganeso, Boro y Molibdeno en cantidades de 20 a 320 ppm. (Misti, 2010)

1.6. Antecedentes del estudio de investigación

Chinchay (2016) en su investigación sobre el efecto de hongos micorrízicos arbusculares nativos sobre el nematodo agallador de raíces, en plántulas de café variedad Caturra, inoculó 1500 esporas/plantón y luego de 140 días se realizó la infestación con *Meloidogyne* spp., a razón de 2000 Huevos/plantón. Concluye que existe una relación inversamente proporcional con el porcentaje de colonización de HMA, es decir a mayor porcentaje de colonización se obtiene un menor porcentaje de infección en raíces de plantones de café, obteniendo una resistencia por parte de los HMA nativos contra los nemátodos en los tratamientos micorrizados.

Díaz Tello *et al.* (2014) evaluaron el efecto del uso de tutores y aplicación de biofertilizantes en el crecimiento y desarrollo de *Plukenetia volubilis* L. utilizando un DCA. Los cinco biofertilizantes fueron: Biol, Biol mas frutos de *Solanum torvum* Sw, Biol más hojas de *Carica papaya* L., Biol más hojas de *Cymbopogon citratus* Stapf y Biol más hojas de *Chondrodendron tomentosum* L., Las dosis que aplicaron fueron de 15 L./Ha, divididas en aplicaciones quincenales a razón de 1.5 L/Ha durante 5 meses, concluyeron que la aplicación de los biofertilizantes redujo el periodo vegetativo e incrementó el número de flores y frutos de Sacha inchi.

Castro (2013) en su investigación sobre la tolerancia del sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), a nemátodos fitoparásitos del género *Meloidogyne* spp, bajo condiciones de invernadero, evaluó 10 accesiones de *Plukenetia volubilis* L. procedentes de la Colección Nacional de la Subdirección de Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología-SUDIRGEB de la Estación Experimental “El Porvenir” del INIA; con el objetivo de determinar los genotipos promisorios con mayores niveles de tolerancia al nemátodo *Meloidogyne* sp. bajo condiciones de invernadero y elaborar una escala de medición de daños ocasionados por el fitoparásito. Los resultados que obtuvo muestran que no existe diferencia significativa entre las accesiones evaluadas, no presentándose tolerancia en ninguna de las accesiones a *Meloidogyne* spp.

Lugo y Cabello (2002) y Azcón-Aguilar *et al.* (2003), encontraron mayor diversidad de hongos micorrízicos en primavera y verano, y ésta varió dependiendo de la planta hospedera y de su tipo de metabolismo. Aunado a esto, Chaurasia *et al.* (2005), encontraron un total de 16 morfotipos de los cuales 8 se identificaron a 17 nivel de especie; el género más abundante fue *Glomus*, seguido de *Gigaspora* y *Scutellospora*. También se ha observado que la diversidad y frecuencia de las especies de HMA varía espacialmente (Oliveira y Oliveira 2005; Chaurasia *et al.*, 2005). Lugo y Cabello (2002), Azcón-Aguilar *et al.* (2003) y Oliveira y Oliveira (2005), reportaron una diversidad de especies de HMA que se agrupan principalmente en cinco géneros, siendo *Glomus* el más frecuente y abundante.

CAPÍTULO II

MATERIAL Y MÉTODOS

2.1. Materiales

2.1.1. Material Biológico

Se utilizaron semillas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis L.*) ecotipo Pinto Recodo, se produjeron inóculos de hongos micorrízicos arbusculares y de nemátodos (*Meloidogyne incognita*).

2.2. Metodología

2.2.1. Ubicación del Experimento

El presente trabajo de investigación se ejecutó en la planta de procesamiento de la Cooperativa Agraria Cafetalera Oro Verde bajo condiciones de invernadero, ubicado en el km 19 de la carretera Tarapoto - Lamas (ver Figura 1)



Figura 1: Invernadero utilizado en el experimento

Ubicación geográfica

Latitud sur : 6° 25' 46,6''

Latitud oeste : 76° 30' 56,7''

Altura : 382 m.s.n.m.m

Ubicación Política

Departamento : San Martín.
 Provincia : Lamas
 Distrito : Lamas

2.2.2. Metodología experimental

2.2.2.1. Tratamientos en estudio

La presente investigación se realizó en plántulas de sachá inchi, ecotipo Pinto Recodo, los cuales fueron sometidas a tres dosis de fertilización orgánica e inorgánica y nematicidas orgánicos para determinar el efecto en el desarrollo y control de *Meloidogyne incognita*.

2.2.3. Características del ecotipo Pinto Recodo

Se trabajó con semillas pregerminadas de sachá inchi en el Distrito de Pinto Recodo, Provincia de Lamas, Región San Martín.

Características destacadas:

Hábito de Crecimiento	: Trepador
Diámetro promedio de capsula	: 4,43 cm
Diámetro promedio de semilla	: 1,78 cm
% de cascara	: 46,62
% de semilla	: 53,38
Peso de 100 semillas	: 97,61 g
Nº de cosechas/Año	: 24
Susceptibilidad a <i>Meloidogyne incognita</i>	: Baja a intermedia
Susceptibilidad a stress hídrico	: Medianamente tolerante

Fuente: (Solis et al., 2014)

2.2.3.1. Diseño Experimental

El experimento se desarrolló bajo un diseño completo al azar (DCA) con un ensayo de diecisiete tratamientos; cada tratamiento con cuatro repeticiones. La unidad experimental fue una plántula de sachá inchi por bolsa que dio un resultado de 68 plántulas o unidades experimentales. (Ver Tabla 3)

Tabla 3*Tratamientos para el ensayo en invernadero*

Dosis Fertilizante	Nematicida	Consortio		Nemátodo	Tratamientos
		Micorrízico			
Fertilizante Orgánico Dosis Baja	Biostat	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T1
Fertilizante Orgánico Dosis Baja	Hunter	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T2
Fertilizante Orgánico Dosis Media	Biostat	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T3
Fertilizante Orgánico Dosis Media	Hunter	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T4
Fertilizante Orgánico Dosis Alta	Biostat	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T5
Fertilizante Orgánico Dosis Alta	Hunter	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T6
Fertilizante Inorgánico Dosis Baja	Biostat	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T7
Fertilizante Inorgánico Dosis Baja	Hunter	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T8
Fertilizante Inorgánico Dosis Media	Biostat	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T9
Fertilizante Inorgánico Dosis Media	Hunter	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T10
Fertilizante Inorgánico Dosis Alta	Biostat	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T11
Fertilizante Inorgánico Dosis Alta	Hunter	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T12
Sin Fertilizante	Biostat	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T13
Sin Fertilizante	Hunter	HMA 1		<i>M. incognita</i>	T14
Sin Fertilizante y Sin Nematicida		HMA 1		<i>M. incognita</i>	T15
Control Absoluto				<i>M. incognita</i>	T16
Control Comparativo					T17

2.2.4. Ejecución del Experimento

2.2.4.1. Producción de inóculo de HMA

La metodología utilizada para producir los inóculos de HMA consistió en tomar muestras de suelo de la capa superficial (0-20 cm) directamente de las plantaciones de sachá inchi de las de Pinto Recodo. La producción de inóculo, se desarrolló en “contenedores trampa” con suelo de cada una de las plantaciones, en las que se utilizaron como planta trampa a *Brachiaria*

brizantha, durante 3 meses y medio (figura 2). Estas se colocaron en vivero y se hicieron riegos periódicamente para favorecer la esporulación del hongo (MORTON *et al.* 1993). Cuando las plantas alcanzaron un buen desarrollo se realizó una poda del follaje, con la finalidad de inducir a condiciones adversas y obtener mayor esporulación, una vez que las plantas lograron restablecerse, se dejaron secar para determinar el número de esporas de HMA en las macetas.



Figura 2: Producción de inoculo de HMA en macetas con *Brachiaria brizantha*. A). Siembra de *B. brizantha*. B, C y D) Desarrollo de las plantas trampa. E) Poda F). Rebrote de las plantas. G). Secado de las plantas y H). Obtención de inoculo después de 3.5 meses.

2.2.4.2. Aislamiento e Identificación de Géneros y Morfotipos de Hongos Micorrízicos Arbusculares.

Las muestras de suelo fueron secadas a temperatura ambiente en el laboratorio de microbiología del Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana, a partir de estas muestras se realizó la extracción de esporas; para la extracción y conteo de esporas de HMA, se utilizó el método de tamizado húmedo y decantación propuesto por Gerdemann & Nicholson (1963) con ciertas modificaciones, las esporas fueron extraídas de una muestra de 50 g de suelo colocado en un vaso de precipitación, al que se añadió agua destilada, para después proceder a licuar por 15 segundos y pasar a través de dos tamices con aberturas de mallas de 700 y 53 micras

para separar las esporas, el material atrapado en el segundo tamiz fue colectado en tubos y centrifugados en agua destilada a 3500 rpm durante 5 minutos y en solución acuosa de sacarosa a 70%, una vez cumplido el tiempo de centrifugación, el contenido de los tubos fueron vertidos en un tamiz de 53 micras, y colectados para volverlos a centrifugar en una solución acuosa de sacarosa al 70%, la colecta del segundo tamiz fue lavada con agua destilada para eliminar la sacarosa siendo esta etapa la repetición de la centrifugación. Las esporas fueron contadas en placas petri concéntricas con el uso de microscopio estereoscopio.

La identificación de los HMA fue realizada en el Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana (IIAP) por un especialista el cual empleó claves taxonómicas (Brundrett *et al.* 1996, Peterson *et al.* 2004, Powell & Bagyaraj 2000) y descripciones por la Colección Internacional de Hongos Micorrízicos Arbusculares y Vesiculares.

2.2.4.3. Incremento de inóculo de *Meloidogyne incognita*.

Para realizar las pruebas de inoculación del nemátodo del nódulo de la raíz, se incrementó el inóculo nativo de sachá inchi en macetas con plantas de tomate. se produjo plántulas de tomate en suelo estéril, las cuales fueron inoculadas con huevos del nemátodo en estudio y mantenidas en vivero por un periodo de 45 días, tiempo en el cual se empleó para la extracción del inóculo.

2.2.4.4. Preparación y llenado de bolsas con sustrato.

Se realizó el tamizado del suelo y luego se mezcló con cascarilla de arroz a proporción 4:1 en función al volumen; la mezcla de los insumos se realizó sobre un plástico y con una pala se removió hasta lograr una buena homogenización (figura 3A). Para el llenado de bolsas (polipropileno) se depositó el suelo en baldes y se llenó estas con la ayuda de recipientes confeccionados de botellas descartables, el sustrato fue asegurado en doble bolsa para resistir el proceso de esterilización.



Figura 3: Mezcla de suelo con cascarilla de arroz. A) Mezcla de suelo y cascarilla de arroz. B) Sustrato preparado y C). Sustrato en bolsas para la esterilización.

2.2.4.5. Esterilización de sustrato.

La esterilización del sustrato se realizó en autoclave, las bolsas fueron acondicionadas en las canastillas una sobre otra dejando en el centro un vacío (Figura 4A) para la circulación del aire y el vapor de agua caliente que permitan una buena esterilización. La esterilización fue bajo 15 libras de presión, 121 °C de temperatura por un tiempo de una hora.

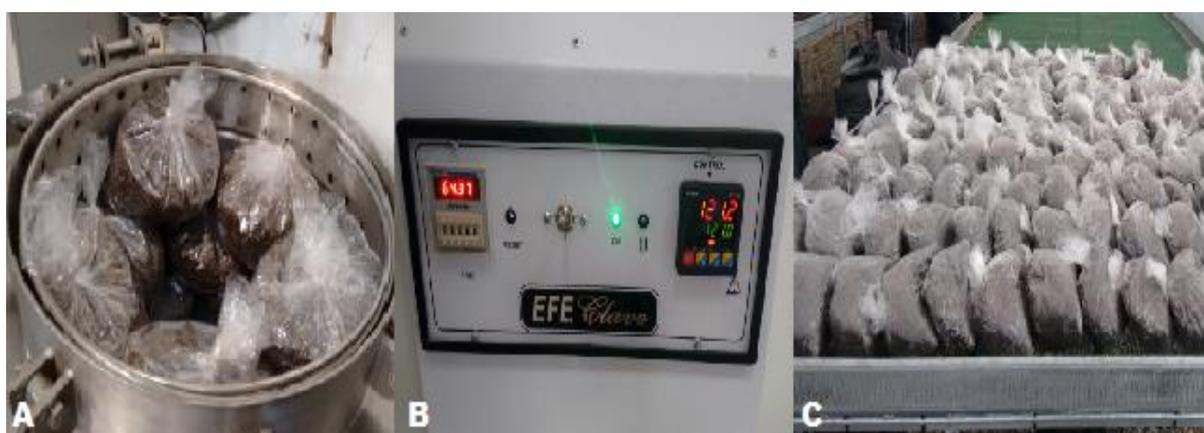


Figura 4: Esterilización de sustrato en autoclave. A). Ubicación de bolsas en canastilla de autoclave, B) Autoclave a 121° C y C). Sustrato estéril.

2.2.4.6. Análisis físico químico de sustrato.

Según los análisis químicos y físicos de los suelos analizados en el laboratorio, reportan que:

La Capacidad de Intercambio de Catiónico (CIC), fue de un rango de pobre a medio, con un valor de 12.84 meq/100g. La materia orgánica (MO) en un porcentaje alto con 4.26 %, pH oscilando entre ácido a neutro con 6.92, originando la inhibición de algunos nutrientes para la planta y disponibilidad en su mayoría. La conductibilidad eléctrica baja. Los niveles de fósforo presentaron valores de 10 ppm, indicando un suelo deficiente en fósforo. El potasio con niveles medios. Así mismo; el calcio y magnesio mostraron una distribución de cationes en bajas concentraciones (ver tabla 4).

Tabla 4

Propiedades químicas y físicas del sustrato en la localidad de Pinto Recodo

Análisis químico y físico	Localidad Pinto Recodo
CIC (meq/100 g)	12,84
M.O (%)	4,26
pH	6,92
C.E	311,3
P (ppm)	10
K (ppm)	187,1
Ca (meq/100 g)	9,65
Mg (meq/100 g)	2,03
K (meq/100 g)	0,47
Textura	Arcilloso

2.2.4.7. Llenado de bolsas y siembra de sachá inchi.

Las plántulas de sachá inchi se produjeron, haciendo uso de semillas pre germinadas seleccionadas ecotipo Pinto Recodo, antes de la siembra las semillas fueron tratadas solo con agua destilada estéril (ADE) para limpiar de impurezas, no se emplearon fungicidas ya que se trabajó con hongos biocontroladores, el sustrato empleado para la producción de plantones fue suelo agrícola estéril.

El sustrato estéril se pesó en una balanza de precisión, en cada bolsa se colocó 2 kg, las bolsas empleadas para la producción de plantones de sachá inchi fueron de 15 x 30 cm, tal como se muestra en la figura 6, luego fueron acondicionadas en las mesas del invernadero para la siembra de las semillas de sachá inchi.



Figura 5: Semillas de sachá inchi. A) preparación de las semillas para su pregerminación y B) Semillas pregerminadas

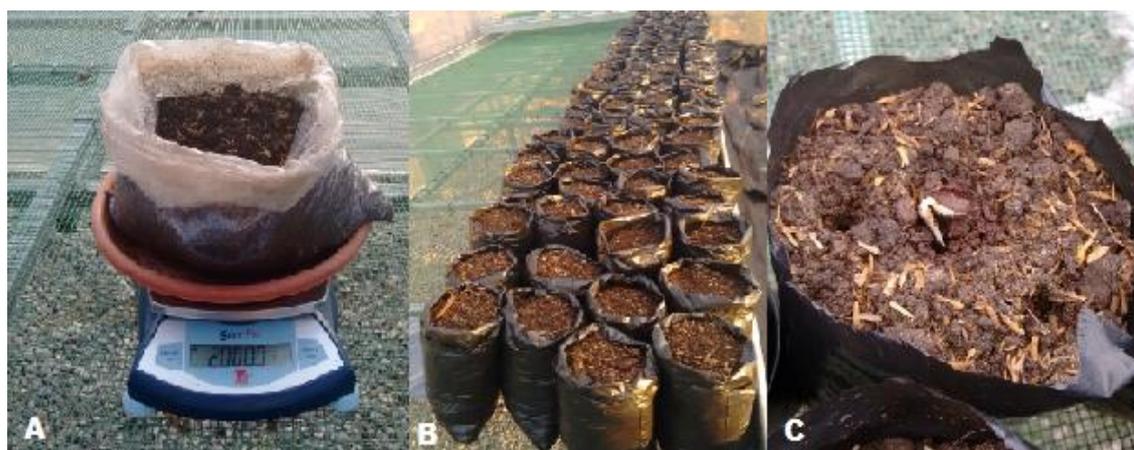


Figura 6: Pesado, llenado de sustrato en bolsas y siembra de sachá inchi. A). Pesado de sustrato. B). Bolsas llenas con sustrato y C). Siembra de semillas de sachá inchi.

2.2.4.8. Formulación del inóculo de HMA.

Se realizó la extracción de esporas de las diez macetas de producción de HMA con plantas trampa (*Brachearia brizantha*), mediante el método de tamizado húmedo y decantación propuesto por Gerdemann & Nicholson (1963) descrito anteriormente; una vez determinada la concentración de esporas por 50 g de suelo + raíces se procedió a formular el número de conidios de HMA a inocular a semillas de saha inchi.

a. Determinación del número de esporas.

La concentración de esporas de HMA fue determinado mediante conteo en microscopio, haciendo uso de placas estriadas especiales para este tipo de evaluación. En la Tabla 5 muestra la concentración de esporas que se lograron encontrar en las macetas.

Tabla 5

Concentración de esporas de HMA producidas (Número de esporas/50g de suelo)

N° ESPORAS DE HMA/50 g	
SUELO	
REPETICION	LOCALIDAD
PINTO RECODO	
R1	1540
R2	1581
R3	1501
R4	1590
R5	1583
PROMEDIO	1559

b. Dosis de inoculante (HMA) para la aplicación a plántulas de sachá inchi.

Tomando referencias de trabajos de colonización de HMA en otros cultivos como maracuyá, café, cacao, etc. se determinó la dosis de inoculante, la cual correspondió a 300 esporas de HMA por bolsa con 2 kg de sustrato. Las esporas de los Hongos Micorrízicos Arbusculares se aplicaron alrededor de la de la semilla de sachá inchi en proceso de germinación (Figura 7), la presentación del inoculante fue en sustrato, tal como se obtuvo de las macetas con las plantas trampa (*Brachearia brizantha*) realizó; la dosis empleada obedeció a la recomendación de un especialista en el manejo de HMA.



Figura 7: Inoculación de hongos micorrízicos arbusculares a semillas pregerminadas de sachá inchi.

2.2.4.9. Suministro de agua

El suministro de agua fue efectuado de manera controlada ya que el suelo empleado tiene considerable concentración de arcilla y retiene humedad, así mismo la época fue seca y ameritó supervisión constante del sustrato para mantenerlo en capacidad de campo. El riego fue suministrado por goteo y nebulización. La nebulización (figura 8B) fue aplicada entre tres a cinco veces por día con intervalos de 3 a 10 minutos por suministro, dependiendo de la intensidad de la temperatura.

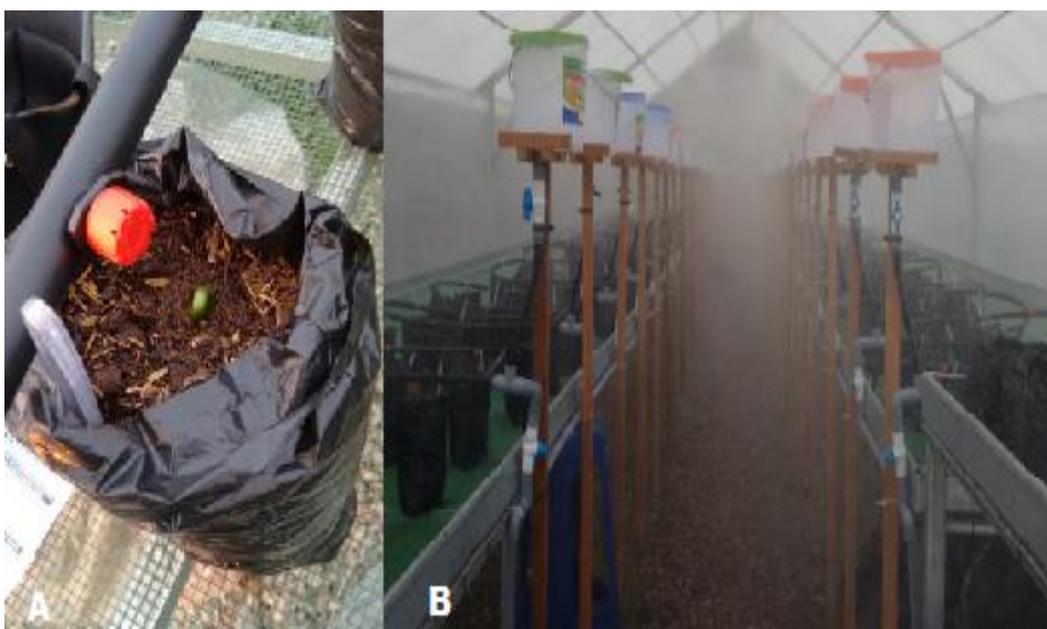


Figura 8: Suministro de agua a plántulas de sachá inchi, A) Por goteo y B). Por nebulización.

2.2.4.10. Preparación y Aplicación de fertilizantes

Previa interpretación del análisis del suelo (Anexo 1) empleado en el experimento, se determinó las dosis de los fertilizantes orgánicos e inorgánicos (Tabla 6) a suministrar a las plántulas de sachá inchi. La preparación de los fertilizantes consistió en pesar con una balanza de precisión los diversos insumos y diluir con agua en un recipiente de vidrio mediante agitación con el uso de un agitador orbital. Una vez diluido los fertilizantes, fueron aplicados mediante el sistema de riego por goteo automatizado.

Tabla 6

Dosis de fertilizantes empleados por bolsa con 2 kg. de sustrato.

TIPO DE FERTILIZANTE	TRATAMIENTO	DOSIS/ FERTILIZANTE	FERTILIZANTE POR BOLSA 2KG		
			GUANO	ROCA FOSFORICA	SULFATO POTASIO
ORGANICO	T1	FODB	0.016	0.032	0.004
	T2	FODB	0.016	0.032	0.004
	TOTAL				
	T3	FODM	0.028	0.046	0.007
	T4	FODM	0.028	0.046	0.007
	TOTAL				
	T5	FODA	0.036	0.059	0.009
	T6	FODA	0.036	0.059	0.009
	TOTAL				
TIPO FERTILIZANTE	TRATAMIENTO	DOSIS/ FERTILIZANTE	FERTILIZANTE POR BOLSA 2KG		
			UREA	SUPER FOFATO SIMPLE	CLORURO DE POTASIO
INORGANICO	T7	FIDB	0.005	0.005	0.004
	T8	FIDB	0.005	0.005	0.004
	TOTAL				
	T9	FIDM	0.007	0.008	0.006
	T10	FIDM	0.007	0.008	0.006
	TOTAL				
	T11	FIDA	0.009	0.01	0.007
	T12	FIDA	0.009	0.01	0.007
	TOTAL				

2.2.4.11. Aplicación de nematicidas.

Se aplicó dos nematicidas, Biostat y Hunter, el primero formulado con el hongo nematófago *Paceolomyces lilacinus* y el segundo a base de extractos, descritos anteriormente en revisión de literatura. En la siguiente figura (9) se muestra el proceso de preparación y aplicación; la dosificación de biostat fue a razón de 5000 esporas/gramo de suelo y de hunter a concentración del 0,4%. La aplicación se realizó directamente al suelo alrededor de la plántula de sachá inchi. La concentración de esporas del nematófago y de hunter fue dispensada en solución acuosa en un volumen de 10 ml y 15 ml por planta respectivamente.



Figura 9: Aplicación de nematocidas, A) Nematicida Hunter B). Preparación de nematicida Biostat y C). Aplicación de Biostat vía drench.

2.2.4.12. Formulación e Inoculación de *Meloidogyne incognita*.

Para formular la concentración de inoculante de *Meloidogyne incognita* se extrajo los huevos del nemátodo nativo de sachá inchi de raíces de tomate que fueron empleadas como planta trampa para el incremento de inóculo. La extracción de los huevos se realizó mediante el método de hipoclorito de sodio (NaOCl) descrito Hussey y Barker, (1973). Una vez extraído los huevos del nemátodo se realizó la cuantificación en microscopio y de acuerdo a la concentración se formuló la dosis a inocular. La inoculación de *Meloidogyne* a las plántulas de sachá inchi fue a razón de 110 huevos por cada 100 g. de suelo 18 días después de la siembra. El procedimiento consistió en realizar hoyos de 1 cm. de profundidad aproximadamente alrededor de la plántula y luego mediante una jeringa aplicar el inóculo en solución con agua (Figura 10).



Figura 10: Inoculación de huevos de *Meloidogyne incognita* a plántulas de sachá inchi.

2.2.4.13. Medición de parámetros fitosanitarios.

La medición de los parámetros de desarrollo y fitosanitarios consistió en registrar semanalmente altura de plantas y diámetro de tallo (Figura 12) y al momento de sacrificar las plantas (32 días después de la inoculación de *Meloidogyne incognita*) nodulación radicular, biomasa aérea y radicular. Con estos parámetros se realizó el cuadro de análisis de varianza (ANVA) y con una prueba estadística (Duncan) se determinó diferencias entre tratamientos.



Figura 11: Evaluación de parámetros de desarrollo y fitosanitarios de plantas de sachá inchi. A). Medición de altura, B). Medición de diámetro, C). Lavado de raíces, D). Conteo de nódulos radiculares, E). Pesado de raíces y F). Pesado de follaje.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Parámetros de desarrollo de plántulas de sachá inchi

3.1.1. Altura de plántulas (cm)

El ANVA y la Prueba de Duncan para altura de plántulas de Sachá Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la Tabla 7 y gráfico 1.

Tabla 7

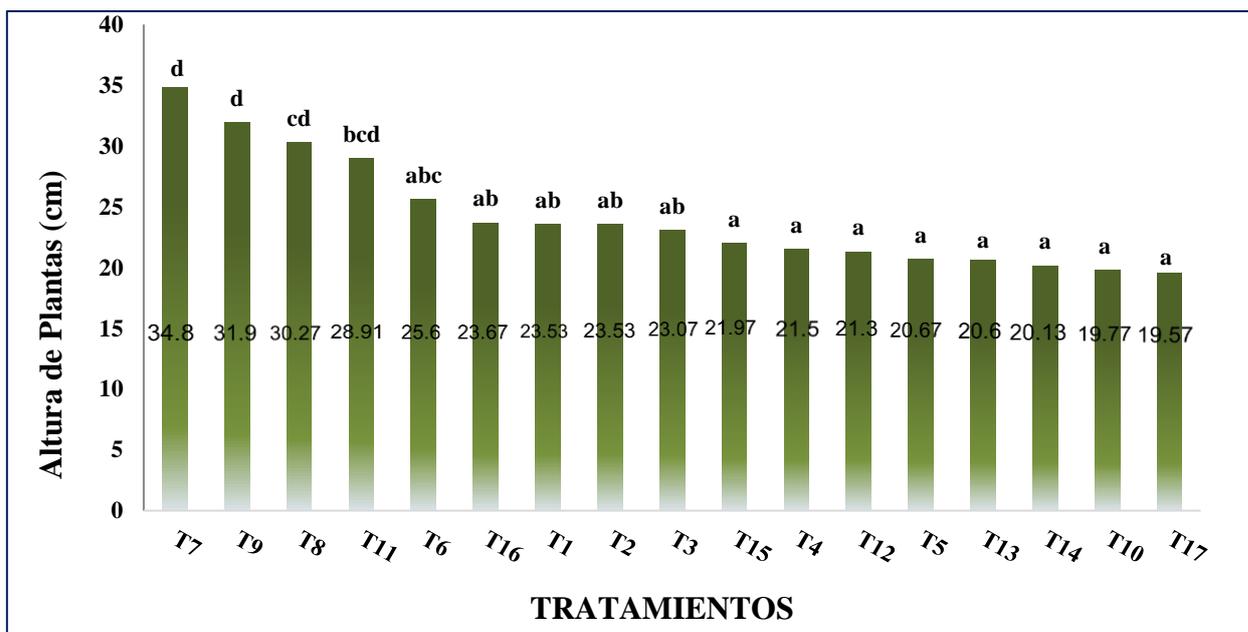
Análisis de varianza para la altura de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	1018,1	16	63,63	5,32	(1,95-2,53)	**
Error	406,39	34	11,95			
Total	1424,5	50				

**= Altamente significativo

R² = 71%

CV = 14,31%



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 1: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para altura de plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

3.1.2. Diámetro de tallo (mm)

El ANVA y la Prueba de Duncan para diámetro de tallo de plántulas de Sacha Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la tabla 8 y gráfico 2.

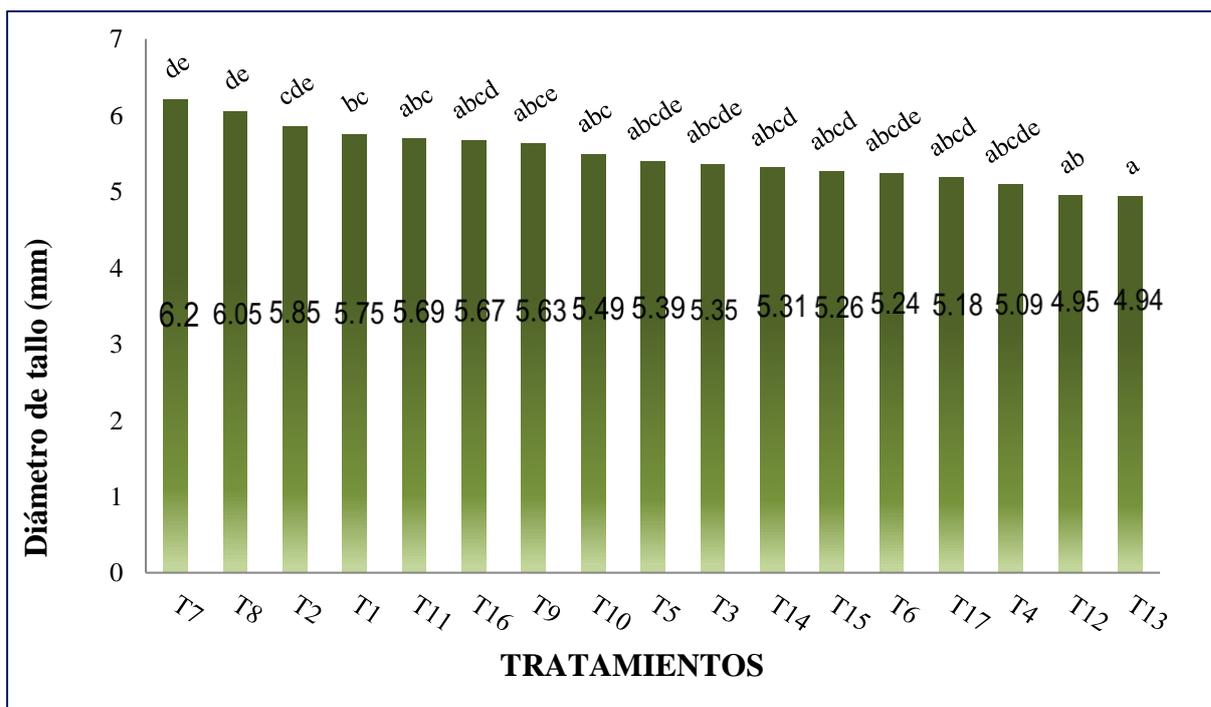
Tabla 8

Análisis de varianza para el diámetro de tallo de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	6,37	16	0,4	2,39	(1,95-2,53)	N.S
Error	5,48	34	0,17			
Total	11,85	50				

S
= No significativo
R² = 54%

CV = 7,45%



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 2: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el diámetro de tallo de plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

3.1.3. Número de hojas

El ANVA y la Prueba de Duncan para el número de hojas de plántulas de Sacha Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la tabla 9 y gráfico 3.

Tabla 9

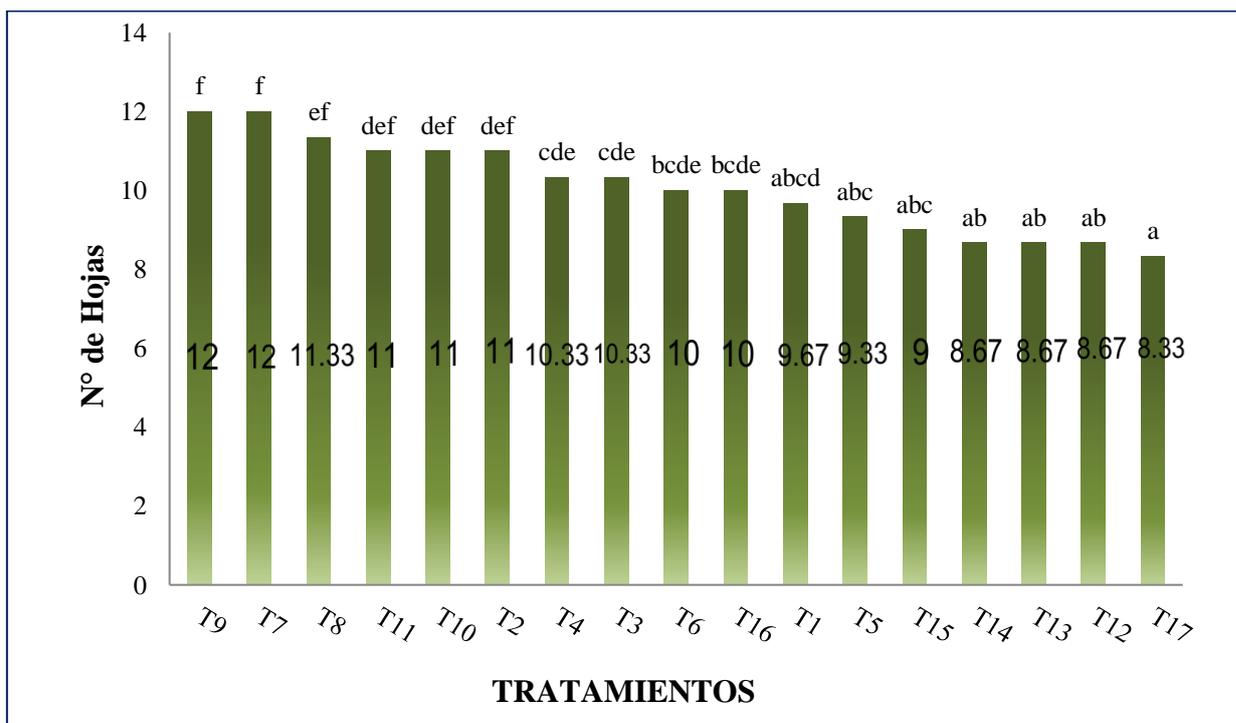
Análisis de varianza para el número de hojas de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	67,69	16	4,23	5,99	(1,95-2,53)	**
Error	24	34	0,71			
Total	91.69	50				

**= Altamente significativo

$R^2 = 74\%$

CV = 8,34%



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 3: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de hojas de plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

3.1.4. Peso de biomasa aérea (g)

El ANVA y la Prueba de Duncan para el peso de biomasa aérea de plántulas de Sacha Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la tabla 10 y gráfico 4.

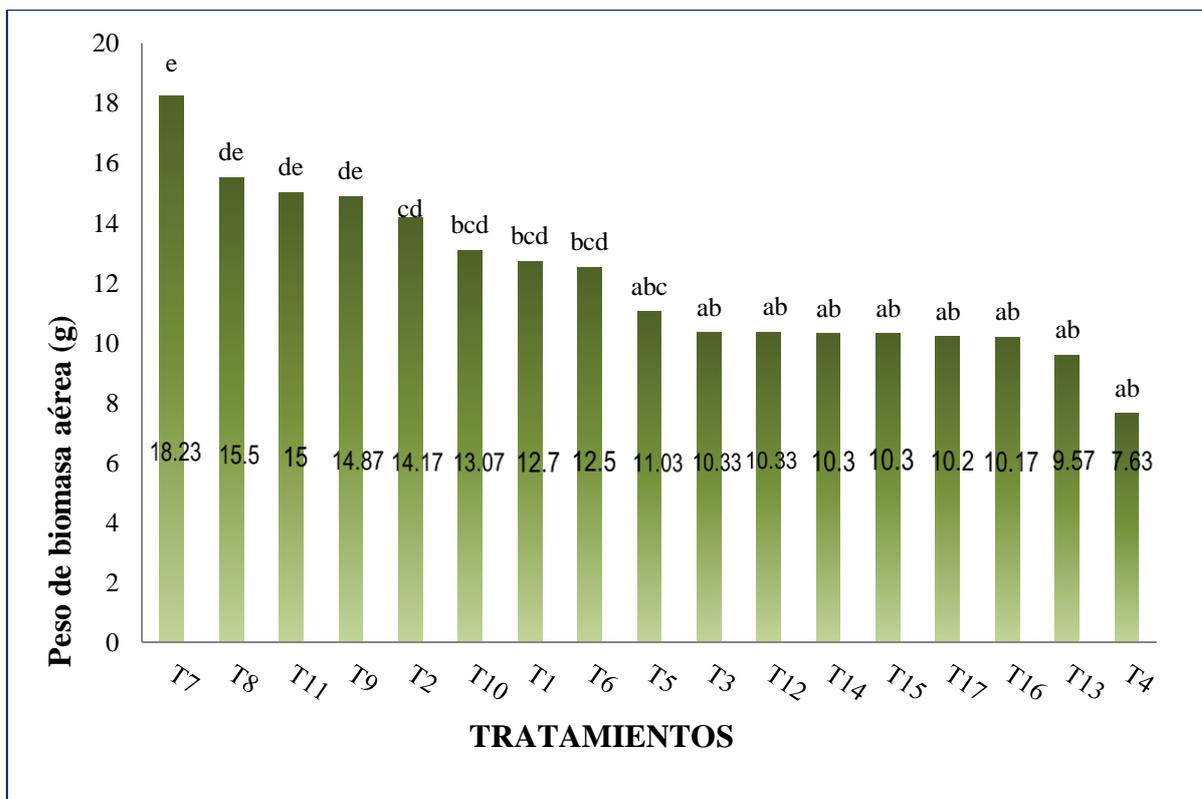
Tabla 10

Análisis de varianza para el peso de biomasa aérea de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	355,63	16	22,23	5,94	(1,95-2,53)	**
Error	127,23	34	3,74			
Total	482,85	50				

**= Altamente significativo
R² = 74%

CV = 15,97%



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 4: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para biomasa aérea de plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

3.1.5. Peso de biomasa radicular (g)

El ANVA y la Prueba de Duncan para el peso de biomasa radicular de plántulas de Sacha Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la tabla 11 y gráfico 5.

Tabla 11

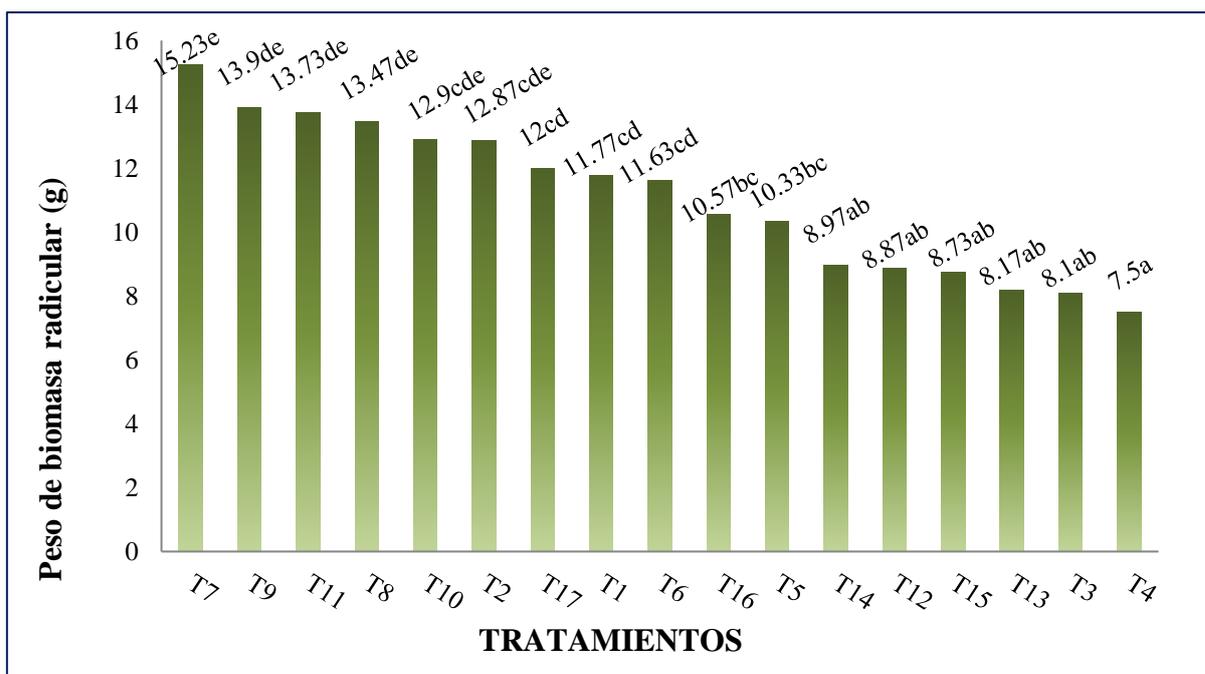
Análisis de varianza para el peso de biomasa radicular de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	275,81	16	17,24	8,99	(1,95-2,53)	**
Error	65,2	34	1,92			
Total	341,01	50				

**= Altamente significativo

$R^2 = 81\%$

CV = 12,47%



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 5: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para biomasa radicular de plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

3.1.6. Número de nódulos

El ANVA y la Prueba de Duncan para el número de nódulos de plántulas de Sacha Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la tabla 12 y gráfico 6.

Tabla 12

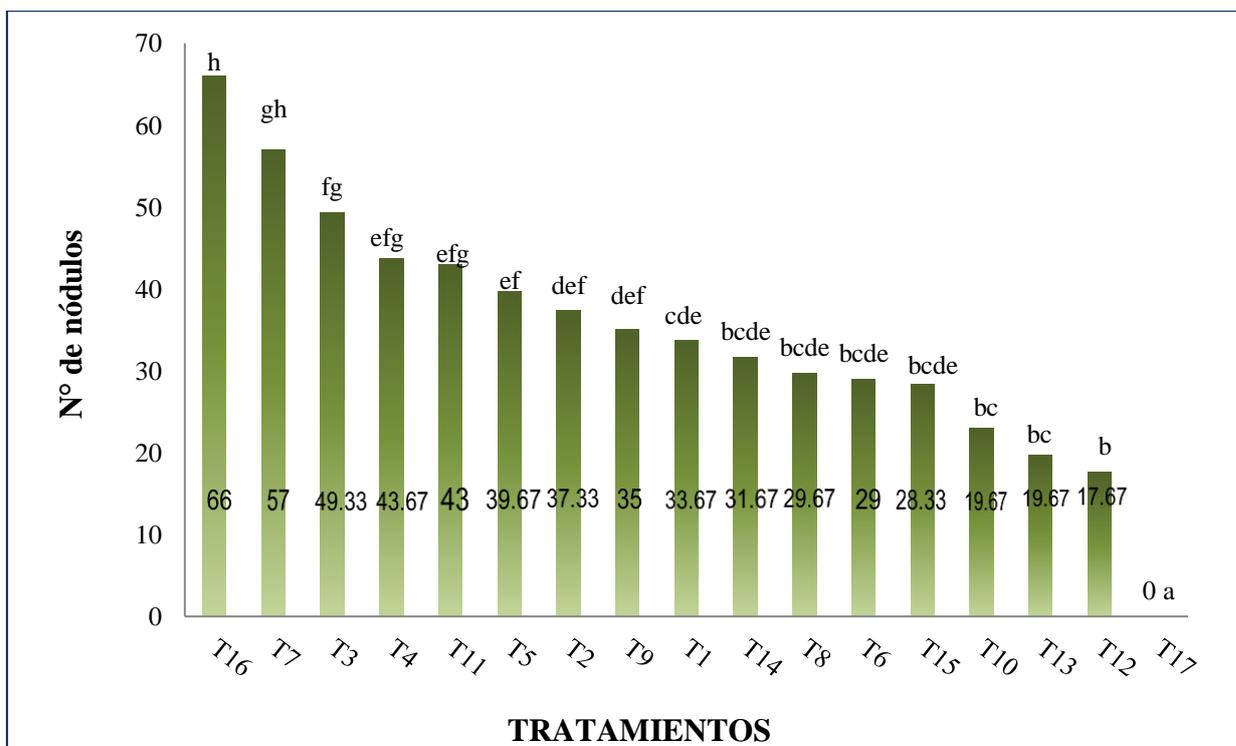
Análisis de varianza para el número de nódulos de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	11506,7	16	719,17	11,36	(1,95-2,53)	**
Error	2152,67	34	63,31			
Total	13659,3	50				

**= Altamente significativo

$R^2 = 84\%$

CV = 23,18%



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 6: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de nódulos de plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

3.1.7. Número de huevos de *Meloidogyne*

El ANVA y la Prueba de Duncan para el número de huevos de *Meloidogyne* de plántulas de Sacha Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la tabla 13 y gráfico 7.

Tabla 13

Análisis de varianza para el número de huevos de Meloidogyne de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

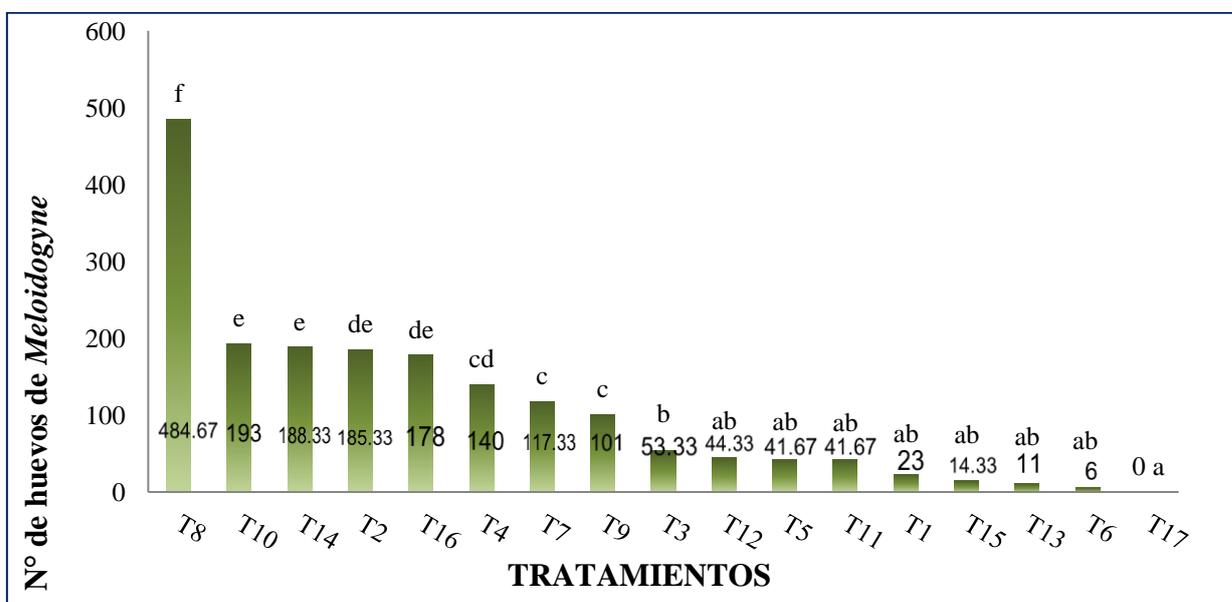
F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	692713	16	43294,57	61,5	(1,95-2,53)	**
Error	23936	34	704			
Total	716649	50				

**= Altamente significativo

$R^2 = 97\%$

CV = 24,74%

En cuanto a la población de huevos de *Meloidogyne*, los tratamientos con menor reproducción fueron el T6, T13 y T15 con 6, 11 y 14.33 huevos por raíz. Cabe mencionar que se determinó el número de nódulos y huevos radiculares por gramo de raíz para obtener mejor precisión (Anexo 5).



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 7: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de huevos de *Meloidogyne* en plántulas de sachá inchi inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

3.1.8. J2/ raíz

El ANVA y la Prueba de Duncan para el J2 de plántulas de Sacha Inchi ecotipo Pinto Recodo se muestran en la Tabla 14 y gráfico 8.

Tabla 14

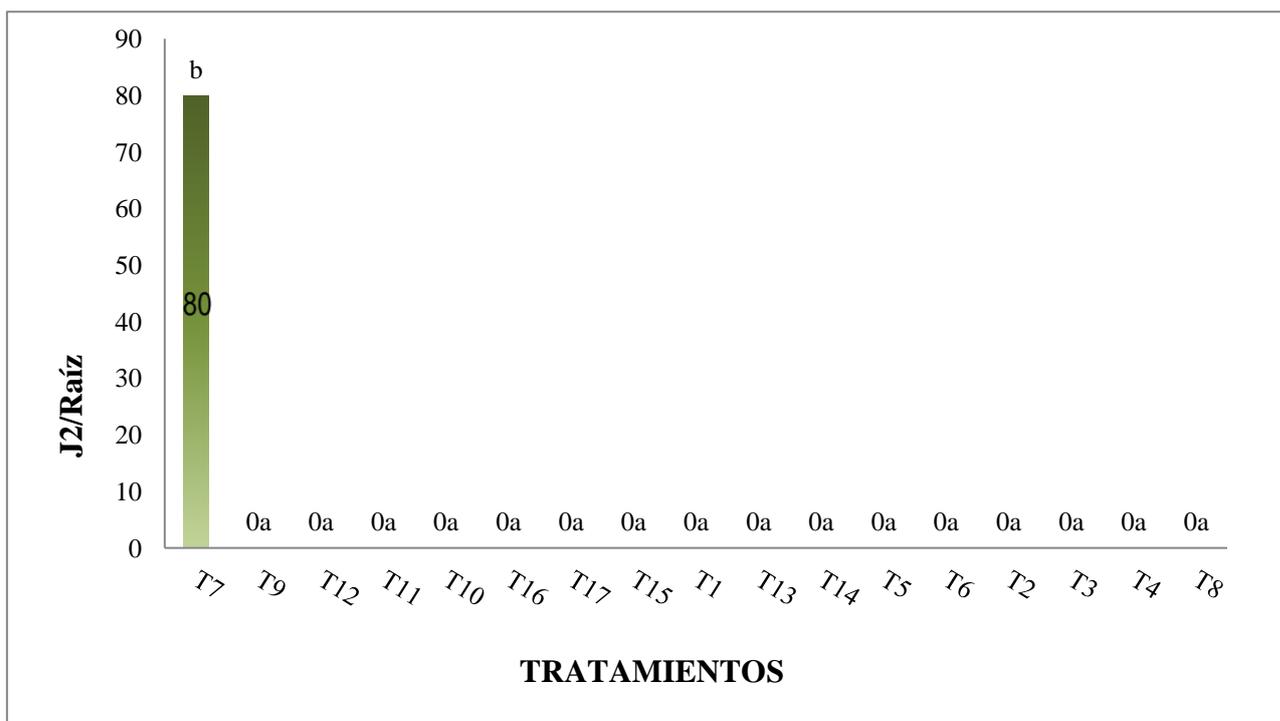
Análisis de varianza para el J2/raíz de plántulas de sachá inchi inoculadas con HMA.

F.V.	SC	GL	CM	F	Ft(0,05-0,01)	Signif.
Tratamiento	18070,6	16	1129,41	256	(1,95-2,53)	**
Error	150	34	4,41			
Total	18220,6	50				

**= Altamente significativo

$R^2 = 99\%$

CV = 44,63%



*Letras distintas indican diferencias significativas

Gráfico 8: Prueba de Duncan ($p \leq 0,05$) para el número de J2/raíz en plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo inoculados con HMA a 32 dd de la inoculación de *Meloidogyne incognita*.

En la tabla 15, se muestra la clasificación de los nódulos radiculares de plantones de sachá inchi en función a los grados de nodulación. Seis tratamientos estuvieron por debajo del control clasificándose en grado 3, respecto al control que reportó grado 4.

Tabla 15

Clasificación de nodulación radicular según grados en experimento Pinto Recodo.

Tratamientos	Nódulos	Significancia	Grados de Nodulación
T1	33,67	cde	4
T2	37,33	def	4
T3	49,33	fg	4
T4	43,67	efg	4
T5	39,67	ef	4
T6	29	bcde	3
T7	57	gh	4
T8	29,67	bcde	3
T9	35	def	4
T10	23	bcd	3
T11	43	efg	4
T12	17,67	b	3
T13	19,67	bc	3
T14	31,67	bcde	4
T15	28,33	bcde	3
T16	66	h	4
T17	0	a	0

3.2. Discusión

3.2.1. Altura de Plantas

En la Tabla 7 muestra una diferencia altamente significativa para los tratamientos; como muestra el gráfico 1, de la prueba de Duncan, donde se puede observar que los tratamientos que mostraron el índice promedio más alto fueron el T7 (FIDB+BIOSTAT+HMA1+Mi) y el T9 (FIDM+BIOSTAT+HMA1+Mi) con 34,8 cm y 31,9 cm respectivamente, con valores estadísticamente similares respecto a sus medias, en cambio los tratamientos que mostraron el índice promedio más bajo fueron

el T10 (FIDM+HUNTER+HMA1+Mi) y el T17 (control comparativo) con valores estadísticamente similares de 19,77 y 19,57 cm respectivamente. Los resultados reflejados en esta variable tienen cierta similitud con lo encontrado por Carbajal, (2009) quien obtuvo también buenos resultados en altura de planta (56.63 cm) a nivel de vivero, trabajando con HMA nativos en respuesta al nematodo nodulador de raíces (*Meloidogyne incognita*) en el cultivo de *Hypericum*, siendo en un principio inoculados con HMA y después de cuatro meses infestadas con nematodos.

Esto quiere decir que estos tratamientos tienen mejor reacción a fertilizantes orgánicos; esto puede ser corroborado por (Gomero & Velásquez, 1999 citado por Percy Díaz, 2016) quien menciona que los fertilizantes orgánicos promueven actividades fisiológicas y estimulan el desarrollo de las plantas

La mayoría de los tratamientos con fertilización orgánica e inorgánica asociados a un consorcio de HMA, influyeron significativamente en el crecimiento de las plantas, difiriendo con los resultados mencionados obtenidos 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.

3.2.2. Diámetro de Tallo

En la Tabla 8, muestra el análisis de varianza para el diámetro de tallo, no existe diferencia significativa entre los tratamientos, como muestra el gráfico 2 los tratamientos T7 (FIDB+BIOSTAT+HMA1+Mi) y T8 (FIDB+HUNTER+HMA1+Mi) mostraron los promedios más altos con 6,2 y 6,05mm respectivamente. En cuanto al diámetro de tallo más bajo el T13 (Sin Fertilizante+BIOSTAT+HMA1+Mi) obtuvo 4,94 mm.

Estos resultados que en lo referente a crecimiento de diámetro de tallo y la infestación de nemátodos del nudo, no muestra una estrecha relación, ya que ningún tratamiento mostró una diferencia considerable entre uno y otro tratamiento. Esto es corroborado por (Agrios, 1995 y Talavera, 2003), donde mencionan que las plantas infestadas por *Meloidogyne spp*, muestran síntomas en los órganos aéreos similares a

los producidos por enfermedades radiculares, mostrando una mayor cantidad de hojas pequeñas y desarrollo deficiente.

3.2.3. Número de Hojas

En la Tabla 9, muestra el análisis de varianza para el número de hojas, observándose una diferencia altamente significativa entre los tratamientos; como muestra el gráfico 3 en donde se puede observar que los tratamientos que mostraron los promedios más altos fueron el T9 (FIDM+BIOSTAT+HMA1+Mi) y T7 (FIDB+BIOSTAT+HMA1+Mi) ambos con 12 hojas por planta, el tratamiento con menor promedio en número de hojas fue el T12 (FIDA+HUNTER+HMA1+Mi) con 8,67 por planta; superando al T17 (control comparativo) con 8,33 hojas.

Estos resultados pueden referirse a la relación que existe entre la fertilización y el crecimiento como lo menciona (Trobok y Rodriguez,1979), que al evaluar los efectos de la fertilización mineral y orgánica, establecieron que existe un aumento del número de hojas en relación al crecimiento de las plantas y una tendencia a ser mayor con fertilización que sin ella.

3.2.4. Peso de Biomasa Aérea

En el gráfico 4, donde se muestran los análisis de varianza para la ganancia de biomasa aérea, se puede observar que existen diferencias altamente significativas entre los tratamientos. Los tratamientos T7 (FIDB+BIOSTAT+HMA1+Mi), T8 (FIDB+HUNTER+HMA1+Mi), T11 (FIDA+BIOSTAT+HMA1+Mi) y T9 (FIDM+BIOSTAT+HMA1+Mi) fueron los que presentaron mayor peso de biomasa aérea. Todos con fertilizante inorgánico y con resultados de 18,23; 15,5g, 15g y 14,87g respectivamente. Estos diferenciándose del control comparativo (T17) con 10,2g de biomasa aérea, este efecto probablemente se deba a la colonización de los HMA, tal como indica Barrer (2009), que el uso de HMA en la agricultura contribuye a mejorar el nivel nutricional de la planta, el cual se ve reflejado en el crecimiento y área foliar. El tratamiento que presentó menos peso fue el T4 (FIDM+HUNTER+HMA1+Mi) dando como resultado 7,63g. Siendo este también uno de los tratamientos con mayor número de nódulos, esto puede tener alguna relación

como menciona (Agrios, 1995 y Martínez, 2005); que los síndromes de las enfermedades de las plantas producidas por nematodos son complejas. Las especies que se alimentan de las raíces disminuyen la capacidad de las plantas de absorber agua y nutrientes disponibles del suelo y de esta manera producen síntomas de deficiencia de agua en los órganos aéreos de ellas como pérdida de vigor, reducción de largo de brotes, entrenudos cortos, hojas pequeñas, clorosis, etc.

Estos resultados son semejantes a lo mencionado por Hernández (1999, citado en FENIAGRO, 2010) quien a nivel de vivero encontró una alta y consistente respuesta del cafeto a la inoculación con HMA en ausencia del nematodo agallador de raíces (*Meloidogyne* spp), oscilando los incrementos en la producción de área foliar en un 10 y 263% con respecto a los testigos.

3.2.5. Peso de Biomasa Radicular

En la Tabla 11, se muestran los análisis de varianza para peso de biomasa radicular, se puede observar que entre los tratamientos en estudio existió significancia. Del mismo modo observamos el gráfico 5, siendo el tratamiento T7 (FIDB+BIOSTAT+HMA1+Mi) el que mostró el promedio más alto arrojando un valor de 15,23g. Por otro lado, el tratamiento que arrojó el índice promedio más bajo fue el T4 (FODM+HUNTER+HMA1+Mi) con 7.5g, siendo superado por el T17 (control comparativo) que tuvo 12g. A pesar que en el gráfico 06 en donde se muestra el promedio de número de nódulos, el tratamiento T7 fue el segundo promedio más alto con 57g. Demostrándonos estas pruebas que existe una estrecha relación entre el número de nódulos y el peso de masa radicular, ya que al momento en que el nemátodo del nudo ingresa a la raíz, segregan ciertas sustancias que destruyen el tejido celular de las raíces provocando un crecimiento desordenado de células (hiperplasia), las cuales se encuentran llenas de líquido celular; así como lo corrobora (Christie,1974) donde menciona que si la planta es un huésped adecuado no evolucionan las células cercanas a la cabeza del parásito, hasta lo que normalmente, hubiese sido el xilema, floema y otros elementos de un cilindro central. Bajo la influencia del estímulo que provoca la secreción que inyectan por medio del estilete, se forman las llamadas “células gigantes”. Hablando estrictamente estas no son células sino masas de protoplasma, de las que se alimentan los nemátodos. La formación de células gigantes (hiperplasia), por estímulo, no es el único efecto que producen los

parásitos en los tejidos que los rodean. La proliferación e hipertrofia de las células corticales da por resultado la formación de las conocidas dilataciones o vesículas. Estas raíces se hinchan en las zonas de invasión y desarrollan las agallas típicas de nódulos de la raíz, las cuales tienen un diámetro dos o tres veces mayor al de las raíces sanas.

3.2.6. Número de Nódulos

En la Tabla 12, del ensayo, se muestra el análisis de varianza para el número de nódulos por planta a los 32 días después de la inoculación, existe una diferencia altamente significativa, el tratamiento con mayor promedio fue el control absoluto (T16) de grado 4 con 16; en cambio los tratamientos con menor número de nódulos radiculares fueron el T12 (FIDA+HUNTER+HMA1+T12) y el T13 (Sin Fertilizante+BIOSTAT+HMA1+Mi) con grado 3, al presentar 17,67 y 19,67 nódulos; similares resultados obtuvo (Cayotopa, 2014) al evaluar *Trichoderma asperellum* y *harzianum* en platones de cacao, donde logró la reducción de parasitismo de *Meloidogyne* de 53,05 y 51,09% respectivamente en sus tratamientos más sobresalientes.

A esto se puede sumar el efecto de los HMA, ya que estos resultados son semejantes a lo reportado por Leguizamón (1995), quién trabajando con HMA a nivel de vivero encontró que plantas de café de la variedad caturra que se inocularon con HMA y a las cuales un mes después se les adicionó el nematodo fitoparásito *Meloidogyne incognita*, al realizar la evaluación de las raíces a los cinco meses, se registraron niveles de infección del 9% en las plantas tratadas con HMA, mientras que los testigos tuvieron un 97% de infección.

Estos resultados difieren de lo refleja Carbajal (2009), en otro cultivo a nivel de vivero; este hace referencia que plantas de *Hypericum* inoculadas con HMA nativos en respuesta al ataque por *Meloidogyne incognita*, obtuvo mejores resultados que los inoculados con la micorriza comercial, evitando la penetración masiva del nematodo en sus raíces y de esta manera una limitada formación de agallas.

3.2.7. Número de Huevos de *Meloidogyne*

En la Tabla 13, donde se muestran los análisis de varianza para el número de huevos de *Meloidogyne* del ensayo, podemos observar que entre los tratamientos existió una diferencia altamente significativa, los tratamientos que menor número de huevos fueron el T6 (FODA+HUNTER+HMA1+Mi), T13 (Sin Fertilizante+BIOSTAT+HMA1+Mi), T1 (FODB+BIOSTAT+HMA1+Mi), T11 (FIDA+BIOSTAT+HMA1+Mi), T5 (FODA+BIOSTAT+HMA1+Mi) y T12 (FIDA+HUNTER+HMA1+Mi), con valores estadísticamente similares de 6; 11; 14,33; 23; 41,67; 41,67 y 44,33 huevos por raíz respectivamente. A comparación del T8 (FIDB+HUNTER+HMA1+Mi) que superó a los demás tratamientos diferenciándose ampliamente con un promedio de 484,67 huevos por raíz.

Corroborando con los resultados de (Meneses, 2003) donde reporta que al usar extractos metabólicos de hongos endófitos en banano; el efecto de la actividad nematicida de los extractos metabólicos contra *R. similis* estuvo directamente relacionado con el nivel de concentración.

Esto también puede deberse a que como lo afirma (Arguello y Rueda, 2007) donde menciona que durante su vida reproductiva, cada hembra puede depositar entre 6000 y 11000 huevos, dependiendo de las condiciones del suelo, esencialmente la temperatura, el grado de saturación del agua, el tipo de suelo y la disponibilidad de alimento.

El bajo número de nódulos también se puede relacionar al bajo número de hembras como lo afirma (Taylor y Sasser, 1983); donde menciona que: Después de dejar la masa de huevos, la larva se mueve a través del suelo en busca de una raíz que pueda alimentarse. Parece que la búsqueda es al azar hasta que la larva se acerca a unos cuantos centímetros de una raíz. Luego guiada por alguna sustancia que emana la raíz, se va trasladando directamente hacia la punta radicular. A todo esto se puede sobresaltar la notable eficiencia de los nematicidas como el Biostat como le menciona (Serfi S.A., 2012) que: Es un producto formulado en base a una concentración de esporas del hongo *Paceolomyces lilacinus*, purificada y especializada para el control de nematodos del suelo. Luego de ser aplicado al suelo parasita los juveniles y los

huevos de los nematodos del suelo. Bajo condiciones de pH ligeramente ácido produce toxinas que afectan el sistema nervioso de los nematodos. Ambos efectos pueden producirse simultáneamente y reducir sensiblemente los niveles poblacionales de los nematodos.

3.2.8. Juveniles 2/raíz

En la Tabla 14, donde se muestran los análisis de varianza para el número de juveniles por raíz del ensayo; podemos observar que existe diferencias altamente significativas; el tratamiento T7 (FIDB+BIOSTAT+HMA1+Mi) fue el que mostró el índice promedio más alto con 80 individuos. Esto puede ser debido como lo menciona (Serfi S.A., 2012) que luego de que el nematicida aplicado al suelo parasita los juveniles y los huevos de los nematodos del suelo. Bajo condiciones de pH ligeramente ácido produce toxinas que afectan el sistema nervioso de los nemátodos. Ambos efectos pueden producirse simultáneamente y reducir sensiblemente los niveles poblacionales de los nemátodos.

Este resultado puede deberse a diversos factores que puedan ocurrir como lo explica (Lastres, 2007), donde menciona que las larvas suelen encontrar alimento rápidamente porque las hembras ovipositan cerca de las raíces más jóvenes y los exudados de las raíces son reconocidos a través de los labios de los nematodos, determinando si se trata de una planta hospedera o no. Los nematodos se mueven lentamente a través de los espacios que se forman entre las partículas del suelo aprovechando la humedad del mismo para desplazarse mediante movimientos ondulantes.

CONCLUSIONES

1. Los tratamientos que sobresalieron a la interacción de fuentes nutritivas, nematocidas orgánicos y HMA para obtener un mejor desarrollo de plántones de sachá inchi, fueron el T6 (FODA+HUNTER+MHA1+Mi) con 25.6cm de altura, 12,5g de biomasa aérea y 11,63g de peso de raíz y el T9 (FIDM+BIOSTAT+HMA1+Mi) con 31,9cm de altura y 14,87g de peso aéreo y 13,9g de peso de raíz.
2. La respuesta de control de *Meloidogyne incognita* en plántones de sachá inchi, fue más favorable en los tratamientos T6 (FODA+HUNTER+MHA1+Mi) y el T9 (FIDM+BIOSTAT+HMA1+Mi) al mostrar considerable reducción en la formación de nódulos radiculares, 26 y 35 nódulos respectivamente.
3. La selección de estos tratamientos se realizó mediante una correlación entre los tratamientos y todos los tipos de parámetros (anexo 3 y 4), en la cual se observa que estos 2 tratamientos son los que mantienen una respuesta equilibrada; ya que no necesariamente las plantas más altas o con menos nódulos son las que mejor responden a la interacción de los Fertilizantes, HMA y nematocidas.

RECOMENDACIONES

- Los tratamientos T6 (FODA+HUNTER+MHA1+Mi) y T9 (FIDM+BIOSTAT+HMA1+Mi) se recomiendan sean considerados para evaluarse a nivel de campo, con la finalidad de determinar los rendimientos de producción de semillas de sachá inchi
- Continuar las investigaciones con suministro de Hongos micorrízicos arbusculares nativos de sachá inchi de diversos ecotipos silvestres asociados a fuentes nutritivas orgánicas e inorgánicas y la búsqueda de alternativas de control del nemátodo del nódulo de la raíz.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrios, G. 1997. Plant Pathology Aocert Edition. Academic Press. S. San Diego – California, USA. Cuarta Edición 574 – 577 p.
- Akhtar M., Malik A. 2000. Roles of organic soil amendments and soil organisms in the biological control of plant-parasitic nematodes: a review. *Bioresource Technology* 74:35-47.
- Arévalo, G. 1995. “Informes de Resultados de Investigación”. Programa Nacional de Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología E.E. “El Porvenir.”
- Arguella, M, Rueda, F; Lastres, J. 2007. “M.I.P de Cucurbitáceas”. Pág 30 – 40; 1° Edición; Costa Rica 2007.
- Azcon, C. (2000). El micelio externo de la micorriza arbuscular como Puente simbiótico entre la raíz y su entono. En: *Ecología, Fisiología y Biotecnología de la micorriza arbuscular*. Eds. Mundi Prensa México, S.A. de C.V. 78-92
- Barea, J.M., Escudero, J.L. & Azcon-Aguilar, C. 1980. Effects of introduced and indigenous VA mycorrhizal fungi on nodulation, growth and nutrition of *Medicago sativa* in phosphate-fixing soils as affected by P Fertilizers. *Plant and Soil* 54(2) 283-296.
- Barrer, S. 2009. El uso de Hongos Micorrízicos Arbusculares como una alternativa para la agricultura. Universidad Industrial de Santander (UIS). Bucaramanga, Colombia. 10 pp.
- Brack, A. 1 999. *Plukenetia volúbilis* L. Diccionario Enciclopédico de Plantas Útiles del Perú. PNUD. Cuzco – Perú. 550 p.
- Canto, M. 2005. Manual de Nematología. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima. Perú.
- Castro, M. 2013. Tolerancia del sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.), a nemátodos fitoparásitos del género *Meloydogyne* spp, bajo condiciones de invernadero en la estación experimental agraria “El Porvenir”-Juan Guerra.

- Chinchay, D. 2016. Efecto de hongos micorrízicos arbusculares nativos sobre el nemátodo agallador de raíces (*Meloidogyne* spp.) en plántones de café (*Coffea arabica*) variedad caturra en la región San Martín
- Christie, J. R. 1974. “Nematodos de los vegetales, su ecología y control” – Departamento de Entomología. Editorial Limusa; La Florida – Estados Unidos 1974. Editorial Milagros S.A. Lima-Perú. 644 p.
- Díaz p. Tello c, Arévalo I. 2014. efecto del uso de tutores y aplicación de biofertilizantes en el crecimiento y desarrollo de *Plukenetia volubilis* L. “sacha inchi”
- Dong L. y Zhang Q. 2006. Microbial control of plantparasitic nematodes: a five-party interaction. *Plant Soil*. 288:31–45.
- Gomero L. y Velásquez A. 1999. Manejo Ecológico de Suelos: Conceptos, Experiencias y Técnicas. Primera Edición. Editado por la Red de Acción en Alternativas al Uso de Agroquímicos(RAAA). Lima, Perú. Pág. 170 – 190.
- Christie, J. R. 1974. “Nematodos de los vegetales, su ecología y control” – Departamento de Entomología. Editorial Limusa; La Florida – Estados Unidos 1974. Editorial Milagros S.A. Lima-Perú. 644 p.
- Gillespie, L. J. 1993. A synopsis of neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. *Systematic Botany* 18 (4): 575 – 592.
- Gtz. 2009. Cooperación Alemana al Desarrollo. Manual de producción de sacha inchi para el biocomercio y la agroforestería sostenible. 1ra Edición Lima – Perú.
- Guachón, T., Prado, M. & Lucero, H. 2012. Evaluación del efecto del inóculo Micorrízico arbuscular en el crecimiento de *Cinchona pubescens* y *Cinchona officinalis* en condiciones de vivero. Universidad Técnica Particular de Loja (UTPL). Loja, Ecuador. 86 pp.
- Guerena M. 2006. Nematodes: Alternative Controls. A Publication of ATTRA-National Sustainable Agriculture. 18 pp.

- Manco, E. 2003. Informes de Resultados de Investigación. Programa Nacional de Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología. E.E. “El Porvenir”. Años 1 996 – 2 003.
- Manco, E. 2006. Cultivo de Sacha Inchi. “INIA” Instituto Nacional De Investigación Y Extensión Agraria. San Martín – Perú.
- Martínez, A. P. 2005. “Control biológico e integrado de enfermedades y nematodos”. Universidad de Chile. Web site - www.mazinger.sisib.uchile.cl. 15.
- Organismo Internacional Regional De Sanidad Agropecuaria – OIRSA. 2005. Técnicas de extracción o aislamiento de nemátodos fitoparásitos de partes vegetales y suelo.
- Marquez. K, J. Cayotopa, E. Arevalo, U. Vivanco Y J. Arevalo. 2007; “Diagnóstico y Niveles de Inóculo del Nematodo que afecta a la Raíz de sachá Inchi (*Plukenetia volubilis*) en Perú, Fitopatología”; N° 02, Volumen 42; Pág. 52 – 53.
- Paitan, R 2010. Adaptabilidad del Cultivo de Sacha Inchi en el Valle de Jequetepeque - La Libertad para productores investigadores (Disponible en: <http://www.concytec.gob.pe/portals/inacyt/images/stories/concytec/salibertadsacha-inchi.pdf> Consultado el: Sábado 6 de octubre del 2012).
- Read, D.J. Mycorrhiza. 1999. The state of the art. En: Mycorrhiza 2nd. (A. Varma y B. Hock, eds.). Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg. p. 3-34.
- Sánchez y Amiquero, 2004. Proyecto Perú biodiverso. Monografía de Sacha Inchi *Plukenetia volubilis* Linneo. Perú.
- Serfi S.A. 2012. Hunter. Folleto Técnico. Lima. Perú. 1 p.
- Silvestre S.A.C. 2014. Hunter 20L. Folleto Técnico. Lima. Perú. 1 p.
- Smith, S. E. & d. J. Read. 2008. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, San Diego, London, New York, Boston, Sydney, Tokio, Toronto.
- Solis, 2014. Manual Técnico “INIA” Avances en Mejoramiento Genético y Propagación Vegetativa en Sacha Inchi. 1ra edición. San Martín – Peru. 16 p.

- Soukup, J. 1987. Vocabulario de los Nombres Vulgares de la Flora Peruana y Catálogo de los Géneros. Editorial Salesiana. Lima – Perú. 436 p.
- Talavera, M. 2003. “Manual de Nematología agrícola – Introducción al análisis y al control nematológico para agricultores y técnicas de agrupaciones de defensa vegetal”. Instituto de reserva y formación agraria y pesquera. Conselleria d’ Agricultura i Pesca de les illes Balears. Pág 1 – 9. Brasil 2003.
- Taylor, A.I. y Sasser, J.N. 1983. Biología, Identificación y control de los Nemátodos de nódulo de la Raíz (especies *Meloidogyne*). 2- 3p.
- Tena, A. 2002. Presencia de hongos micorrízicos arbusculares en plantas silvestres de suelos salinos en el estado de Colima. Universidad de Colima (UCOL). Colima, México. 124 pp.
- Torres, L. C 2003 – “Principales Nematodos Fitoparásitarios” Pág. 1 – 3; Editor SENASA. 1º Edición; Lima - Perú 2003.

Lincografía

- <http://www.yara.es/crop-nutrition/products/other/0558-krista-map/>
- <http://www.misti.com.pe/web/index.php/simples/urea>
- <http://www.misti.com.pe/web/index.php/simples/fostadodiamonico>
- <http://www.species2000.org>

ANEXOS

Anexo 01: Análisis Físico Químico de suelo de la localidad de Pinto Recodo

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ANÁLISIS DE CARACTERIZACIÓN - SUELOS

SOLICITANTE: JOSÉ CARLOS ROJAS GARCÍA
AGRICULTOR: HERBART VELA PISCO
PROVINCIA: LAMAS
SECTOR: PINTO RECODO

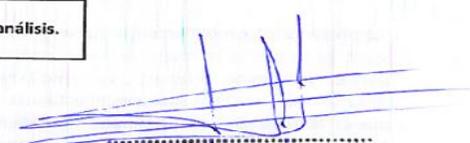
FECHA DE MUESTREO:
FECHA DE REPORTE: 11/07/2015
CULTIVO: SACHA INCHI



N° M	Análisis Físico				pH	C.E. (μS)	% M.O.	Elementos Disponibles			CIC	Análisis Químico meq/100g					
	Textura			Clase Textural				% N	P (ppm)	K (ppm)		Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺	Na ⁺	K ⁺	Al	Al+H
	% Are	% Arc	% Lim														
1	35	53	12	Arcilla	6.92	311.3	4.26	0.213	10	187.1	12.84	9.65	2.03	0.6800	0.479	0.00	0.00

pH	C.E. (μS)	% M.O.	% N	P (ppm)	K (ppm)	Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺	Na ⁺	Al	Al + H
6.92	311.3	4.26	0.213	10	187.1	9.65	2.03	0.6800	0.00	0.000
Neutro	No hay problemas de sales	Alto	Alto	Medio	Medio	Bajo	Normal	Normal		

DETERMINACIONES	METODOLOGÍAS
TEXTURA :	MÉTODO DEL HIDRÓMETRO BOUYOUCOS
pH :	POTENCIÓMETRO SUSPENSIÓN SUELO - AGUA 1 : 2.5
FÓSFORO :	OLSEN MODIFICADO EXTRACCIÓN NaHCO ₃ 0.5M; pH 8.5 FOTÓMETRO
POTASIO, CALCIO, MAGNESIO Y S :	EXTRACCIÓN CON Acetato de Amonio 1N ABSORCIÓN ATÓMICA
MATERIA ORGÁNICA :	WALKLEY Y BLACK
NOTA: El Laboratorio de Suelos, Aguas y Foliaves de la Facultad de Ciencias Agrarias no es responsable de la toma de muestras en éstos análisis.	


Ing. Carlos Verde Girbau
Lab. de Análisis de Suelos y Aguas
UNSM - TARAPOTO
Facultad de Ciencias Agrarias

Anexo 03: Correlación de variables evaluadas en plántulas de sachá inchi ecotipo Pinto Recodo infestados con *Meloidogyne*, para selección de los mejores tratamientos.

Tratamiento	Altura	Tratamiento	P Aéreo (g)	Tratamiento	P. Raíz	Tratamiento	Nódulos	Tratamiento	Huevos
T7	34.8	T7	18.23	T7	15.23	T17	0	T17	0
T9	31.9	T8	15.5	T9	13.9	T12	17.67	T6	6
T8	30.27	T11	15	T11	13.73	T13	19.67	T13	11
T11	28.97	T9	14.87	T8	13.47	T10	23	T15	14.33
T6	25.6	T2	14.17	T10	12.9	T15	28.33	T1	23
T16	23.67	T10	13.07	T2	12.87	T6	29	T5	41.67
T1	23.53	T1	12.7	T17	12	T8	29.67	T11	41.67
T2	23.53	T6	12.5	T1	11.77	T14	31.67	T12	44.33
T3	23.07	T5	11.03	T6	11.63	T1	33.67	T3	53.33
T15	21.97	T3	10.33	T16	10.57	T9	35	T9	101
T4	21.5	T12	10.33	T5	10.33	T2	37.33	T7	117.33
T12	21.3	T14	10.3	T14	8.97	T5	39.67	T4	140
T5	20.67	T15	10.3	T12	8.87	T11	43	T16	178
T13	20.6	T17	10.2	T15	8.73	T4	43.67	T2	185.33
T14	20.13	T16	10.17	T13	8.17	T3	49.33	T14	188.33
T10	19.77	T13	9.57	T3	8.1	T7	57	T10	193
T17	19.57	T4	7.63	T4	7.5	T16	66	T8	484.67

Anexo 04: Número de nódulos radiculares y huevos de *Meloidogyne* por gramo de raíz, experimento Pinto Recodo para selección de los mejores tratamientos.

Tratamiento	Nodulos/raíz	Tratamiento	P. Raíz	Nod/g raíz	Tratamiento	Huevos/raíz	Huevos/g raíz	Selección
T1	33.67	T1	11.77	2.8606627	T1	23	1.954120646	no
T2	37.33	T2	12.87	2.9005439	T2	185.33	14.4001554	no
T3	49.33	T3	8.1	6.09012346	T3	53.33	6.583950617	no
T4	43.67	T4	7.5	5.82266667	T4	140	18.66666667	no
T5	39.67	T5	10.33	3.84027106	T5	41.67	4.033881897	no
T6	29	T6	11.63	2.49355116	T6	6	0.515907137	si
T7	57	T7	15.23	3.74261326	T7	117.33	7.703873933	no
T8	29.67	T8	13.47	2.20267261	T8	484.67	35.98144024	no
T9	35	T9	13.9	2.51798561	T9	101	7.26618705	si
T10	23	T10	12.9	1.78294574	T10	193	14.96124031	no
T11	43	T11	13.73	3.13182811	T11	41.67	3.034959942	no
T12	17.67	T12	8.87	1.99210823	T12	44.33	4.997745209	no
T13	19.67	T13	8.17	2.40758874	T13	11	1.346389229	no
T14	31.67	T14	8.97	3.53065775	T14	188.33	20.99554069	no
T15	28.33	T15	8.73	3.24513173	T15	14.33	1.641466208	
T16	66	T16	10.57	6.24408704	T16	178	16.84011353	
T17	0	T17	12	0	T17	0	0	

Anexo 07: Plantones de *Plukenetia volubilis* L. representativos de los 17 tratamientos.



