

UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZÁN

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

CARRERA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



MICORRIZACION NATURAL Y DENSIDAD DE ESPORAS DE HONGOS
MICORRIZICOS ARBUSCULARES EN GRANADILLA (*Passiflora ligurris*
Juss), HUÁNUCO.

LÍNEA DE INVESTIGACIÓN: AGRICULTURA Y MICROBIOLOGÍA DE SUELOS

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

TESISTA:

MÁRQUEZ DÁVILA, EMERSON ELON

ASESOR:

MSc. MARQUEZ DAVILA, KADIR JHON

HUÁNUCO – PERÚ

2023

DEDICATORIA

A mi madre SANTA CLARA DAVILA y la memoria de mí padre GLICERIO MÁRQUEZ CRUZ, por el amor, comprensión y apoyo incondicional brindado todo este tiempo, a quienes tengo un enorme gratitud e inspiración, que me motivan a desarrollarme como persona de bien.

A mi hermano KADIR, a quién admiro y ejemplo a seguir; con quien comparto experiencias vida. A mis hermanos por la motivación que me brindan en este camino largo de la vida.

AGRADECIMIENTOS

- Al Ing. MSc. **Kadir Márquez Dávila**, por asesorar y financiar de este trabajo de investigación, por compartir sus conocimientos, tiempo, dedicación y paciencia.
- A **Yosi Melchor Rojas** y **Cledin Inocencio Huamán** que son los propietarios de las parcelas por facilitar el acceso a sus parcelas y brindarme la facilidad a ella.
- A los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional Hermilio Valdizan, por la valiosa contribución en mi formación profesional.

MICORRIZACION NATURAL Y DENSIDAD DE ESPORAS DE HONGOS MICORRIZICOS ARBUSCULARES EN GRANADILLA

(*Passiflora liguris* Juss), HUÁNUCO

RESUMEN

Los Hongos Micorrícicos Arbusculares (HMAs), mantienen relaciones simbióticas multifuncionales con la raíz de la planta en este caso la raíz de la granadilla. Con la finalidad de determinar el grado de micorrización natural y densidad de esporas de HMAs asociado a la raíz en la planta de granadilla, se colectaron muestras de suelo rizosferico y de raíces de tres parcelas productoras de granadilla (Umari y Tambillo en Pachitea, Chinchao en Huánuco), y de plantas de 1, 2 y 3 años. Las muestras fueron tomadas haciendo un recorrido en zigzag. Se determino el porcentaje de colonización natural y la densidad de esporas de los HMAs. Los resultados confirman la presencia de los HMAs en raíces de granadilla (entre 14,88 % a 44,40 %) y la presencia de esporas de hasta 138 esporas/10g.s en suelo rizosferico. Las características morfológicas de las esporas evaluadas corresponderían a los géneros *Glomus*, *Semiglomus*, *Funneliformis*, *Gigaspora*. La localidad productora de granadilla influyo sobre la colonización micorrícica de los HMAs, pero la edad de planta no mostró efecto significativo. Las condiciones edafoclimaticas de Chinchao y Umari favorecen la colonización micorrícica de los HMAs, mientras las condiciones edafoclimaticas de Umari favorecerían la formación de esporas.

Palabras Claves: *Simbiosis micorrícica*, *Suelo*, *Colonización de raíz*, *Cultivo de granadilla*.

**NATURAL MYCORRHIZACION AND SPORE DENSITY
OF ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI IN
GRANADILLA (*Passiflora ligurris* Juss), HUÁNUCO**

ABSTRACT

Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMFs) maintain multifunctional symbiotic relationships with the roots of plants, as passion fruit. With to determineted the natural mycorrhization degree and AMFs spore density associated with the passion fruit root, samples of rhizosphere soil and roots were collected from three passion fruit plots (Umari and Tambillo in Pachitea, Chinchao in Huánuco), and plants of 1, 2 and 3 years. The samples were taken by making a zigzag path. The percentage of natural colonization and the spore density of the AMFs were evaluated. The results confirm the presence of AMF in passion fruit roots (colonization between 14,88 % and 44,40 %) and the presence of spores of up to 138 spores/g of soil in rhizospheric soil. The morphological characteristics of the spores evaluated would correspond to the genera *Glomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Scutellospora* and *Archeospora*. The passion fruit producing locality influenced the mycorrhizal colonization of AMF, but the age of the plant did not show a significant effect. Apparently, the conditions of the Chinchao and Umari localities favor the mycorrhizal colonization of AMF, while the conditions of the Umari locality would favor the formation of spores. Keywords: *Mycorrhizal symbiosis*, *Soil*, *Root colonization*, *Passion fruit crop*.

INDICE GENERAL

	Página
DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTO.....	II
RESUMEN.....	III
ABSTRACT.....	IV
I. INTRODUCCIÓN	8
11. OBJETIVOS.....	10
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	11
2.1. MICORRIZAS.....	11
2.1.1. Tipos de micorrizas.....	11
2.1.2. Plantas que forman Endomicorrizas Arbusculares.....	13
2.1.3. Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMAs).....	13
2.1.4. Descripción de géneros comunes de HMAs.....	14
2.1.5. Ciclo de vida HMAs	16
2.1.6. Morfología de los HMAs.....	18
2.1.7. Simbiosis Hongos Micorrízicos Arbusculares- planta.....	18
2.1.8. Función de los HMAs.....	20
2.1.9. HMAs y control de patógenos de plantas.....	21
2.1.10. Importancia de las micorrizas en la agricultura.....	21
2.1.11. Beneficio de los HMAs.....	22
2.2. GENERALES DEL CULTIVO DE GRANADILLA.....	23
2.3. ANTECEDENTES.....	27
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	31
3.1. AREA DE ESTUDIO.....	31
3.2. TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACION.....	34
3.3. POBLACION MUESTRA Y UNIDAD DE ANALISIS.....	34
3.3.1. Población.....	34
3.3.2. Muestra.....	35
3.3.3. Tipo de muestreo.....	35

3.3.4. Unidad de análisis.....	35
3.4. FACTORES Y TRATAMIENTOS EN ESTUDIO.....	35
3.5. PRUEBA DE HIPOTESIS.....	36
3.5.1. Diseño de la investigación.....	36
3.5.2. Descripción de la metodología.....	36
3.6. PROCEDIMIENTO.....	37
3.6.1. Colecta y codificación de muestras biológicas.....	38
3.6.2. Conservación de muestras biológicas.....	38
3.6.3. Aislamiento de esporas.....	38
3.6.4. Cuantificación de esporas.....	39
3.6.5. Géneros.....	40
3.6.6. Colonización (Tinción de raíces).....	40
3.6.7. Estimación de grado de colonización micorrizica.....	41
3.7. Análisis de datos.....	42
IV. RESULTADOS	43
4.1. COLONIZACION MICORRIZICA NATURAL DE HMAs EN RAICES DE GRANADILLA	43
4.2. DENSIDAD DE ESPORAS	47
4.4. GENEROS Y MORFOTIPOS DE HMAs.....	49
V. DISCUSIONES.....	51
VI. CONCLUSIONES.....	54
VII. RECOMENDACIONES.....	55
VIII. LITERATURA CITADA.....	56
ANEXO.	

I.INTRODUCCION

La granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.), es una planta oriunda de los andes amazónicos (**Esquerre-Ibáñez et al., 2014**), su domesticación se remonta a los 1200 años a. C, es considerada como uno de los cultivos olvidados de los incas otra fuente (Castro, 2003). Los principales mercados de la fruta son los países bajos como Holanda, seguido de Italia, Francia, Canadá, Brasil y Alemania (**SIERRA EXPORTADORA, 2019**).

El cultivo de la granadilla en el Perú ocupa 6513 has, con rendimiento promedio de 8,5 t/ha (**MINAGRI 2019**). En Colombia las producciones de granadilla con tecnología intermedia alcanzan 17 Tm/ha año y los países europeos y africanos con tecnología alta alcanzan hasta 40 Tm/ha año. En Perú las regiones productoras de granadilla son Pasco con 31,3 %, Junín con 16,7 %, Huánuco con 11,8 % y Cajamarca con 10,1 %. En Huánuco se cultiva granadilla en 770 has con rendimiento promedio de 5,3 t/ha (**MINAGRI, 2019**), rendimiento inferior al promedio nacional. El cultivo de granadilla es una actividad agrícola de importancia económica para pequeños de productores de Huánuco, porque contribuye a mejorar su calidad de vida. En ese sentido, es importante el manejo integral del cultivo, que involucre al menos las siguientes consideraciones: manejo de plagas y enfermedades, uso variedades productivas, manejo de podas y sistemas de producción y nutrición apropiadas.

La nutrición de la granadilla en producción continua es determinante para alcanzar altos rendimientos, por ello es necesario incorporar nutrientes a la planta, sembrar en suelos con textura apropiada y con alta actividad biológica, a pesar de ello, es deficiente su práctica por los pequeños productores, que no logran superar los 5,3 t/ha, debido

escasos conocimientos sobre presencia natural de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMAs) asociado a raíces de la planta de granadilla, que tienen participación directa en los procesos de absorción de nutrientes desde el suelo por la planta. Los microorganismos desempeñan un rol importante en la actividad biológica del suelo, entre ellos se encuentra un grupo de HMAs. Estos microorganismos desarrollan relaciones simbióticas con aproximadamente el 90 % de especies de plantas **(Smith y Read, 2008)**.

Los HMAs facilita a la planta la adquisición y absorción de agua, fósforo y nitrógeno, mediante un sistema ramificado de hifas extra-radiculares capaz de explorar el suelo más allá de la zona de influencia de las raíces **(Barea, 2002)**. Los HMAs, son simbioses bióticas obligados, normalmente mutualistas de un amplio rango de especies vegetales de larga duración basadas principalmente en la transferencia bidireccional de nutrientes entre los simbioses **(Smith y Read 2008; Redecker y Raab, 2006)**. La micorriza es la simbiosis más conocida de intercambio bidireccional de nutrientes entre los simbioses con convivencia de mutua dependencia **(Montilla, 2010)**. Los HMAs inducen cambios en la fisiología de la planta; facilita mejor absorción principalmente de agua, fosforo y nitrógeno del suelo; mejorando la resistencia a ataques de plagas y enfermedades y a diferentes tipos de estreses **(Smith y Read, 2008)**. Mientras la planta proporciona carbohidratos al hongo y otras sustancias sintetizadas **(Montilla, 2010)**. En un medio natural, micorriza no solo se trata de una interacción simple entre la raíz de una planta y un grupo de hongos en particular, sino de una compleja interacción entre las diferentes especies de hongos, la raíz de una planta y el suelo **(Smith y Read, 2008)**.

La preocupación actual sobre los efectos negativos de los agroquímicos, está prestando mayor atención en la investigación relacionadas con el equilibrio biológico en

el suelo, diversidad microbiana, dinámica microbiana en la rizosfera, y porque estos procesos impactan el funcionamiento y la sostenibilidad de los productos naturales o agrícolas, el estudio de interacciones en la rizosfera, es de preocupación actual y por ello se considera que las raíces de la granadilla en parcelas de pequeños productores en los distritos de Chinchao, Molinos y Umari, están asociadas naturalmente a una diversidad de HMAs, los resultados de este estudio, permite conocer e implementar futuros estudios para comprender su rol en la nutrición de granadilla y en otros procesos de la salud de la planta.

1.1. OBJETIVOS

1.1.1. Objetivo general

Determinar el grado de micorrización natural y densidad de esporas de Hongos Micorrizicos Arbusculares asociado a la raíz en la planta de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss).

1.1.2. Objetivos específicos

1. Determinar el grado de micorrización radicular de la planta de granadilla.
2. Cuantificar la densidad de esporas de Hongos Micorrizicos Arbusculares asociado a la rizósfera en la planta de granadilla.
3. Identificar morfotipos y géneros de Hongos Micorrizicos Arbusculares asociado a la rizósfera en la planta de granadilla.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. MICORRIZAS

Micorrizas, del griego “myces”, hongo y “rhiza”, raíz, se refiere a la asociación entre micobiontes y fitobiontes. **Trappe (1994)** define a las micorrizas como órganos de absorción dobles que se forman cuando los hongos simbioses viven dentro de los órganos de absorción sanos (raíces, rizomas o tallos) de las plantas terrestres, acuáticas o epífitas” en donde la planta le proporciona al hongo carbohidratos como azúcares y un micro hábitat para completar su ciclo de vida. A su vez el hongo ayuda a la planta a tener una mayor captación de agua y nutrimentos minerales con muy poca disponibilidad en el suelo (**Camargo-Ricalde et al., 2012**). Mencionan que la presencia de micorrizas en el suelo es habitual; de hecho, están muy extendidas en condiciones naturales. Los hongos micorrizógenos son considerados organismos inusuales debido a su estilo de vida, edad y fenotipo. Han existido por más de 400 millones de años sin alteraciones morfológicas por lo que pueden ser consideradas como fósiles vivientes (**Bonfante y Anca, 2009; Parniske, 2008**). Mencionan que la micorrización es una simbiosis mutualista que se establece entre ciertos hongos del suelo y las raíces de muchas plantas. Los organismos asociados pertenecen al reino Fungi (Basidiomicetos, Ascomicetos y Zigomicetos). Los hongos micorrizícos arbusculares pertenecen al pequeño orden Glomales dentro del grupo Glomeromycota (**Parniske, 2008**).

2.1.1. Tipos de micorrizas

Los tipos de micorrizas se dividen sobre la base de sus asociaciones fúngicas los cuales implica endófitos con estructuras fúngicas cenocíticas pertenecientes a la división

Glomeromycota, y aquellos cuyas estructuras tienen septos pertenecientes a Basidiomycota y Ascomycota.

Smith y Read (2008) mencionan que los tipos de micorriza son: Arbuscular, Ectomicorriza, Ectendomicorriza, Arbutoide, Monotropoide, Ericoide y Orquideoide. De esta clasificación sólo las micorrizas arbusculares pertenecen a la división Glomeromycota, lo que quiere decir que son las únicas que presentan estructuras fúngicas cenocíticas

Tabla 1.

Principales grupos formadores de micorrizas según Castro (2009).

GRUPOS	HOSPEDERO	HONGO	ESTRUCTURA	FUNCIÓN
Ectomicorri za	Gimimnosperma algunas Angiospermas	Basidiomicet es algunas Ascomicetes	Red de hartig, manto rizomorfos	Absorción de nutrientes
Arbuscular	Biotrofas, Pteridofitas, algunas gimnospermas. Muchas angiospermas	Glomales	Arbusculos, vesiculas celulas auxiliares	Absorción de nutrientes. Formación de agregados.
Ericaceas	Ericales, monotropaceas	Ascomicetos, Basidiomicet os	Algunas con hifas en celulas y algunas con manto y red	Mineralización transferencia entre plantas
Orquideace as	Orquideas	Basidiomicet os	Hifas	Carbono y vitaminas al embrión
Ectendomic orrizas (Arbutroide s y monotropoi des)	Gimimnospermas	Bacidiomicet os	Red de harting, algunas penetrara nivel celular	Absorción de nutrientes y mineralización

2.1.2. Plantas que forman endomicorrizas arbusculares

De acuerdo con **Gerdemann (1975)** las que forman endomicorrizas con hongos perfectos, (Orquidaceae y Ericaceae) y unas pocas familias que han sido reportadas como

no micorrízicas (Chenopodiaceae, Cruciferaeae, Fumariaceae, Cyperaceae, Commelinaceae, Urticaceae y Polygonaceae), el resto de las especies vegetales conocidas forman el tipo arbuscular. Sin embargo, no debemos ser muy categóricos, pues según (**Mc Gonille y Fitter, 1990**), sólo el 3% de las Angiospermas ha sido analizado.

No obstante, a partir de estos datos se puede inferir una conducta generalizada hacia la existencia de la micorrización arbuscular, lo cual ha podido ser corroborado al encontrarse la mayoría de las especies de importancia económica dentro de ese 3 %.

2.1.3. Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMAs)

La clasificación de los HMA experimentó grandes cambios después del análisis molecular filogenético basado en secuencias de Ácido Ribonucleico ribosómico (ARNr) conducidas por Schüßler, Schwarzott y Walker, como resultado, los HMA fueron removidos del polifilético Zygomycota y puestos en un nuevo grupo monofilético, los Glomeromycota. Este cambio puso a este grupo de organismos al mismo nivel de los grupos clásicos Basidiomycota y Ascomycota. Así mismo ellos también propusieron tres nuevos órdenes y varias familias separadas del anterior Glomerales (**Schüßler et al., 2001**).

Los análisis morfológicos y moleculares concomitantes han dado lugar a grandes avances en la organización taxonómica del phylum Glomeromycota. Los hongos en este phylum son conocidos por formar micorriza arbuscular, de tal modo que a la fecha están descritas 3 clases, 5 órdenes, 14 familias y 29 géneros (**Schüßler y Walker, 2011**). **Corazon-Guivin et al. (2019)** descubrieron nuevos géneros *Funneliglomus*,

Microkamienskia, que tiene como especie tipo peine *M. perpusilla* y *paraglomus*. **Schüßler, (2014)** añadió que las especies conocidas de Glomeromycota son en total 244.

2.1.4. Descripción de géneros comunes de HMAs.

Glomus: Esporas generalmente globosas, irregulares, pequeñas de 40-70 μm de diámetro, varia de hialino, amarillo, negro, marrón amarillento a rojizo o anaranjado. Un grupo con paredes gruesos, la pared más externa es laminado y da color a la espora. Forma globosa, elipsoides o reniforme; superficie lisa o áspera deslucido, escamoso o sin escama, verrugoso con espinas delgadas (**Peña-Venegas *et al.*, 2006**).

Gigaspora: Espora, es globosa, grande, de 200 a 240 μm de diámetro, opaca, de color amarillo pálido a amarillo. La forma de las esporas es globosa y sub globosas. Paredes de la espora, se distinguen dos paredes que forman un único grupo: una externa, laminada, con corona de 5 micras de espesor, y una pared interna más clara, rígida de 2 μm de espesor (**Peña-Venegas *et al.*, 2006**).

Scutellospora: Espora Globosa, de 120 a 280 μm de diámetro, transparente a amarillo pálido, paredes de la esporades distinguen dos grupos, el grupo externo está formado por una pared hialina externa, seguida por una pared laminada, transparente a amarillo pálido, el grupo de paredes internas está formado por aproximadamente 3 capas de paredes membranosas, transparentes, delgada, que tienden a arrugarse. Presenta escudo difícilmente apreciable (**Peña-Venegas *et al.*, 2006**).

Acaulospora: Espora, es Globosa o subglobosa, de 100-400 μm de diámetro, de color blanco, café rojizo oscuro, al estereoscopio, y blanca o amarilla oliva al

microscopio. La hifa adherida a la espora es de forma ahusada con el ápice inflado y globoso llamado vesícula. Las Paredes de la espora, son formadas por dos grupos de paredes fácilmente distinguibles: La primera unidad, la más externa, está formada por una pared hialina remanente del sáculo la cual no ha sido observada (**Medina *et al.*, 2010**).

Entrophospora: Espora, es de forma globosa, opaca, de superficie lisa, entre 90-120 μm de diámetro, de color oliva pálida al estereoscopio, y amarillo-oliva al microscopio. Las Paredes de la espora, posee tres grupos de paredes: la más externa es membranosa, transparente, de menos de 1 μm de espesor. La segunda pared es laminada, de 2 a 4 μm de espesor, de color amarillo. La pared más interna es transparente, delgada y se aprecia cuando se desprende de la laminada al escachar la espora (**Peña-Venegas *et al.*, 2006**).

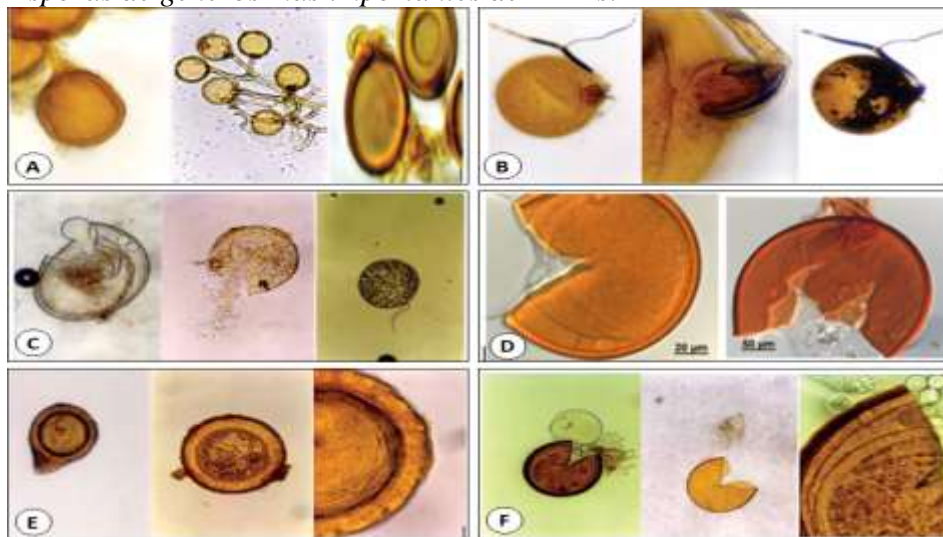
Archeospora: Posee cuatro paredes: Una pared externa, de superficie irregular, mayor de 6 micras de espesor. Existe una segunda pared, que no se diferencia claramente de la pared externa, pero que se evidencia por ser la que se extiende hacia el pedicelo, ornamentada con una superficie de protuberancias convexas como pequeñas ampollas. La pared interna es, laminada, de color hialino, ornamentada con depresiones cóncavas redondas de 2 micras que se distinguen más fácilmente que las protuberancias de la pared anterior, seguida de una pared más interna. Pedicelo: Recto o levemente curvo, de 24 micras de ancho, del mismo color que la espora, formado por la continuación de las paredes externas, de paredes gruesas de 8 micras de espesor (**Peña-Venegas *et al.*, 2006**).

Corazon-Guivin *et al.* (2019) encontró un nuevo hongo micorrízico arbuscular hongo se describe aquí bajo el epíteto *Funneliglomus sanmartinensis*, que sirve como

especie tipo del nuevo género *Funneliglomus*. Asimismo identifico un nuevo hongo micorrízico arbuscular en una plantación agrícola de *Plukenetia volubilis*, El hongo se describe aquí bajo el epíteto *Nanoglomus plukenetiae*, que sirve como especie tipo del nuevo género *Nanoglomus*.

Figura 01

Esporas de géneros más importantes de HMAs.



Nota: Esporas de géneros más importantes de HMAs: A. Espora de *Glomus* sp. (Peña-Venegas *et al.*, 2006); B. Esporas del genero *Gigaspora* (Peña-Venegas *et al.*, 2006); C. Esporas de genero *Scutellospora* (Peña-Venegas *et al.*, 2006); D. Espora de genero *aculo-spora* (Medina *et al.*, 2010); E. Esporas del genero *Archeospora* (Peña-Venegas *et al.*, 2006); F. Esporas del genero *Entrophospora* (Peña-Venegas *et al.*, 2006).

2.1.5. Ciclo de vida HMAs

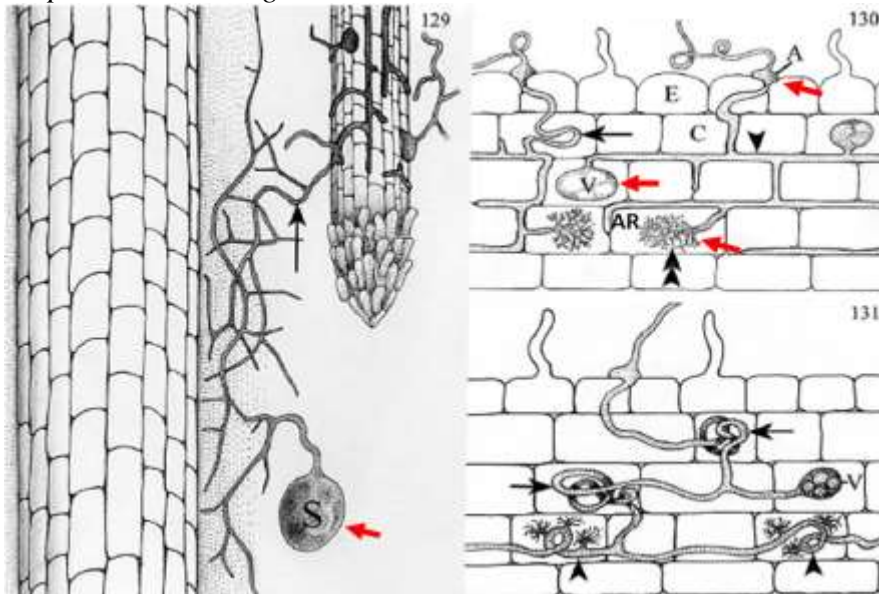
León (2006) menciona que el ciclo de vida está dividido en dos etapas distintas. Un estadio de reposo y reproductivo (esporas, esporocarpos, arbusculos y posiblemente también vesículas), son independientes de la planta. La segunda etapa, corresponde a los estadios vegetativos y están involucrados en interacciones complejas con las plantas entre las cuales se incluyen el reconocimiento, la colonización y el intercambio de nutrientes.

Estas etapas son representadas por el desarrollo de hifas externas en el suelo e hifas espirales, arbuscúlos y vesículas dentro de la raíz.

La zona externa del córtex de la raíz forma unas estructuras intracelulares típicas que son los “ovillos”, en la zona media de las hifas crecen normalmente de forma longitudinal en los espacios intercelulares, mientras que en la zona interna las hifas penetran intercelularmente y forman los arbuscúlos de los cuales se produce el intercambio de nutrientes. La formación de vesículas en el córtex tiene la función de almacenamiento de reservas lipídicas (León 2006). La colonización puede determinarse por ciertos factores edáficos, de manera que se favorezca el desarrollo del micelio, y se ha considerado que el inicio de la colonización no es un proceso totalmente dependiente de la presencia de la planta (Smith y Read, 2008).

Figura 02

Representación diagramática de colonización radicular



Nota: Representación diagramática de colonización radicular por HMAs: S = Espora suelo, V = Vesícula dentro de la célula vegetal, A= Apresorio del hongo; AR = Arbusculo intracelular (Peterson, 2004).

2.1.6. Morfología de los HMAs

Las estructuras que forman los hongos micorrícicos arbusculares son: Apresorios, apéndices especializados del micelio externo de una hifa o tubo germinativo ejerce presión sobre el tejido que va a colonizar y facilita la penetración del hongo (**García y Ocampo, 2002**). Hifas, son internas y externas; la hifa externa funciona como una prolongación del sistema radicular de la planta (**Guachon y Prado, 2012**) y la hifa interna órgano a través del cual el hongo absorbe los nutrientes y los transporta a la raíz de la planta. Esporas; son estructuras de reproducción (propágulos) y estructuras de conservación (**Buelvas y Peñates, 2008**). Arbúsculos, haustorios ramificados en forma de arbúsculo dentro de la célula que comunican con el exterior y células auxiliares (**Escobar-Acevedo et al, 1998**). Vesículas, son estructuras de almacenamiento, estos son órganos de reserva de lípidos (**Guachon y Prado, 2012**). Células auxiliares, son estructuras cilíndricas y espinosas, las cuales se forman en hifas gruesas, alrededor de las raíces, son abundantes durante la colonización temprana luego estas disminuyen cuando la esporulación aumenta la Función principal el mejoramiento de la nutrición de la planta y el biocontrol de patógenos del suelo.

2.1.7. Simbiosis Hongos Micorrizicos Arbusculares- planta

Los HMAs se caracterizan por presentar un crecimiento intra e intercelular en la corteza de la raíz y por formar dos tipos de estructuras, arbúsculos y vesículas (**Quilambo, 2003**). Los arbúsculos son hifas que se dividen dicotómicamente, son invaginados por la membrana plasmática de las células corticales y presentan periodos de vida cortos, mientras que las vesículas son estructuras de almacenamiento que se forman en la parte

terminal de las hifas (**Barker et al., 1998**). Los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora* no producen vesículas, en lugar de ellas forman células auxiliares (**Peterson, 2004**).

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 (**International Culture Collection, 2004**). Pueden observarse dos tipos morfológicos de colonización, el tipo “Arum”, donde las hifas presentan crecimiento intercelular y los arbusculos se encuentran dentro de las células corticales de la raíz; y el tipo “Paris” en el cual las hifas presentan crecimiento intracelular al igual que los arbusculos, pero forman enrollamientos cuando están dentro de la célula (**Peterson, 2004**). El crecimiento del hongo de manera asimbiótica se da entre una o dos semanas hasta que hace contacto con la raíz del hospedero, formando una estructura llamada apresorio por donde penetrarán las hifas a las células corticales de la raíz, para formar los arbusculos e incrementar el área de contacto entre la planta y el hongo (**Bago et al, 2000**).

Bago et al. (2000) menciona que 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, la acción estimulante sobre el crecimiento hifal se debe a la calidad de los exudados de las plantas desprovistas de fosforo y no la cantidad liberada, debido a que en este tiempo la longitud del sistema radical y la cantidad de exudados tanto de plantas deficientes y no deficientes en fosforo son similares.

2.1.8. Función de los HMAs.

Entre las principales funciones de los HMAs se encuentra la absorción y transferencia de nutrientes (fósforo, nitrógeno, cobre y zinc) hacia la planta. Siendo la absorción y transferencia de fósforo la que ocurre en mayor cantidad y en la mayoría de simbiosis (**Smith y Read, 2008**). Además, los HMAs están relacionados con la producción y regulación de ciertas hormonas vegetales; como las auxinas, las citoquininas y el ácido abscísico. También están relacionados con la resistencia a patógenos, como hongos, bacterias, plantas parasíticas de la raíz e insectos fitófagos. Así como también, la interacción con otros microorganismos del suelo, como arqueas, bacterias, otros hongos, algas y animales; la tolerancia a 16 condiciones de estrés osmótico, causados por sequías, salinidad y altas temperaturas; y la absorción y tolerancia (de las plantas micorrizadas) a ciertas concentraciones de metales pesados (**Koltai y Kapulnik, 2010**).

Los HMAs tienen gran potencial como biofertilizantes y bioprotectores. Los HMA tienen hifas que conforman una interfase entre el suelo y la planta, favoreciendo la absorción de nutrientes P, N, K, Zn, Cu, S, Fe, Mg, Ca y Mn desde la solución del suelo hasta el interior de las raíces. Los HMA incrementan el área de contacto de la raíz en el suelo, asegurando la continuidad absorbente radicular. En condiciones de estrés hídrico y de salinidad los HMA facilitan la absorción de agua. Las vesículas cubren la carencia de sustancias nutritivas cuando la planta sufre lesiones en los folíolos fotosintéticos **Koch et al. (1997)** refiere que los HMA en plantas eleva notablemente la actividad fotosintética. La colonización favorece la lignificación de las raíces y también modifica el microambiente de las raíces incrementando la resistencia a los fitopatógenos (**Bashan et al., 2012**).

2.1.9. HMAs y control de patógenos de plantas

Varios trabajos demuestran el rol de los HMAs en el control patógenos habitantes del suelo; entre los que destacan en tomate contra *Fusarium oxysporum*, *Pseudomonas syringae*, *Erwinia carotovora* y *Corticium rolfsii*. En algodón contra *Verticillium dhaliae*; en fresa contra *Fusarium oxysporum* (Blanco y Salas, 1997). Actualmente hay experiencias exitosas a nivel de campo empleando formulaciones comerciales de hongos benéficos (*Glomus intrarradices* y *Trichoderma harzianum*) antagonistas de *Fusarium oxysporum* patógeno tomate (Datnoff *et al.*, 1995). Los daños por nematodos *M. javanica* son generalmente menores en plantas micorrizadas (Jorge *et al.*, 2017).

2.1.10. Importancia de las micorrizas en la agricultura

Su importancia de HMAs es comúnmente aceptada y materializada por mejorar la productividad de las plantas y la diversidad, así como una mayor resistencia de las plantas frente a estreses bióticos y abióticos. El estrés ambiental constituye el principal obstáculo para su superviviencia y reproducción. Este estrés involucra baja disponibilidad de agua, patrones de lluvia altamente impredecibles, suelos pobres en nutrientes (nitrógeno y fósforo) con alta variación espacial y temporal suelos con alta salinidad (Al-Karaki, 2000). Actualmente, las micorrizas se consideran cada vez más en la agricultura, en los programas de horticultura y silvicultura, así como para la recuperación del medio ambiente, para aumentar el rendimiento del cultivo y para limitar la aplicación de agroquímicos (Taiz y Zeiger, 2006).

Los HMA permiten reducir el uso de energía, degradación del ecosistema y las pérdidas de nutrientes de los suelos agrícolas. Además, se mantiene la capacidad

productiva del sistema, se preserva la biodiversidad y se contribuye con una producción más estable y sostenida a largo plazo en equilibrio con el entorno (**Hernández, 2000**). Debido a esto, la presencia de los HMA en un suelo de cultivos es importante y favorece el sistema agrícola.

2.1.11. Beneficios de las HMA

La micorriza produce glomalina que juega un papel importante en la reducción de la erosión del suelo y la mejora de la estructura del suelo (**Vlček y Pohanka, 2019**), glomalina, una proteína altamente estable producida por las esporas e hifas de Glomeromycota (**Gao et al., 2019**). Por esta razón, la glomalina se mide como proteínas del suelo relacionadas con la glomalina (GRSP). La glomalina es una proteína secretada por las hifas y esporas de hongos micorrízicos arbusculares (AM) y que se cuantifica del suelo como proteína del suelo relacionada con la glomalina (**Wright y Upadhyaya, 1996**)

Rojas (2010) indica que, las ventajas de la aplicación de micorrizas en un sistema agroecológico son: Mejora el crecimiento y desarrollo de las plantas en beneficio de la adaptación y eficiencia de éstas al facilitar una mayor absorción de nutrientes minerales del suelo. Mejora el reciclado de nutrientes en el suelo. Aumenta la eficiencia de otros microorganismos que tienden a asociarse con ellas, tales como *Rizhobium*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, que a su vez incrementan la captación de nutrientes para las plantas. Mejora el control de enfermedades y por ende se facilita la disminución en gasto de insecticidas y funguicidas. Mejora la resistencia de las plantas al ataque de patógenos. Facilitan la adaptación de plantas a suelos salinos.

Molina, Mahecha y Medina (2005) indica que los HMAs contribuyen con la disminución de la erosión del suelo. **Smith y Read (2008)** menciona que incrementan la actividad fotosintética, potencial osmótico, conductancia estomática, reproducción y la transpiración. Incrementa la biomasa seca aérea y radicular que a ello se debe la distribución de los nutrientes a los tallos, los mismos que aumentan el consumo de fotosintatos en la parte aérea que se expresa en el aumento de biomasa (**Sieverding, 1991**).

2.2. GENERALIDADES DEL CULTIVO DE GRANADILLA.

“La actividad económica del cultivo de granadilla en el Perú, ocupa 6513 has con rendimiento promedio de 8.5 t/ha, a diferencia de países europeos y africanos, que alcanzan rendimientos promedio de hasta 40 t/ha” (**Ministerio de Agricultura y Riegos 2019**).

En Huánuco el cultivo de granadilla es una actividad agrícola de importancia económica para pequeños productores, porque contribuye a la mejora de calidad de vida. El cultivo ocupa 770 has de terreno distribuido en los distritos de Chinchao y Churubamba con un rendimiento promedio de 4.1 t/ha en la provincia de Huánuco, y Molinos, Umari y Panao con rendimiento promedio 6.4 t/ha en la provincia de Pachitea (**Ministerio de Agricultura y Riegos, 2019**).

La granadilla es una planta dicotiledónea de la familia *Passifloraceae*, en Perú se ha reportado alrededor de 100 especies toras endémicas y probablemente existen más por identificar, debido a biodiversidad y diversidad de nichos ecológicos según (**Esquerre-**

Ibáñez et al, 2014). Planta trepadora, enredador, semileñoso; raíz poco profunda, fasciculadas y fibrosas; tallo herbáceo, guiadora, estriado y cilíndrico; hojas acorazonadas, color verde intenso, bordes lisos y nervaduras pronunciado; flores hermafroditas, alogama, polinización cruzada; el fruto es una baya de cubierta lisa dura de forma ovoide a esférica, fruto maduro es de color amarillo intenso, cada fruto posee un promedio de 200 a 250 semillas cubiertas por un arilo grisáceo traslúcido, mucilaginoso y acidulado de color blanco; y la semilla es de testa lisa o reticulada y plana **(Núñez, 2010).**

DEVIDA (2016) reporta al ecotipo llamada “la colombiana” como la más cultivada en los distritos productores de granadilla de Huánuco. Ecotipo de fruto esférica a ovalada y mientras los ecotipos comunes o criollas son de frutos ovalados, ambas tienen aceptación en el mercado nacional y en el exterior.

La granadilla es de clima subtropical y tropical, requiere entre 5 a 7 horas de luz, prospera en climas templados entre 14 y 24°C y 75% de humedad relativa (sensible a fuerte exposición de calor), 2200 a 3200 mm de precipitación pluvial distribuidas durante todo el año, y se cultiva entre 1500 a 2500 “m s.n.m.”, requiere de suelos profundos y fértiles con buena aireación, textura franca o franco arenoso, con alto contenido de materia orgánica y pH entre 6 y 6,5 **(Corpoica, 2011; Miranda 2015)**. La fotosíntesis y transpiración son controlados por factores ambientales como la luz y temperatura, que pueden reducir la asimilación de CO₂ y disminuir la producción de carbohidratos o incluso ocasionar un daño irreversible sobre el aparato fotosintético **(Zhou et al., 2014)**.

El manejo agronómico del cultivo de la granadilla involucra las prácticas siguientes: poda de formación, de reproducción y de renovación; manejo fitosanitario; la densidad de siembra entre 625 y 1111 plantas/ha; manejo nutricional; y manejo de malezas que compiten por nutrientes. La cosecha inicia a partir del séptimo mes después de la siembra a campo definitivo y se realiza con frecuencia de tres meses (**Bernal et al., 2014**).

El manejo nutricional de la granadilla constituye una de las prácticas de mayor importancia vinculada directamente con el rendimiento de la fruta. La planta requiere al menos 160-180-170 de NPK, y 115-10-10 de Ca, Mg y B, además de Cu, Fe y Zn como elementos menores (**Mora, 2011; Corpoica, 2011**); el Nitrógeno (N) es requerido para la fotosíntesis (**Barker y Pilbeam, 2015**); Potasio (K) para el crecimiento y vigor en la planta, desarrollo de flores, frutos y semillas, resistencia al frío y a enfermedades (**Rodríguez, 2014**). Fosforo (P) y Calcio (Ca) ayuda a estimular la absorción de nutrientes en suelos ácidos a demás favorece las condiciones edafológicas apropiadas, pero este se ve limitados por la baja disponibilidad de agua (**Pedroza y Donado, 2006**). La incorporación de nutrientes generalmente se inicia 90 días después de la siembra a campo definitivo. Otro reporte menciona que la planta necesita entre 120 - 160 kg/ha año de K en floración y otra en desarrollo del fruto (**Valarezo et al., 2014**). La absorción de los nutrientes aumenta durante fructificación aproximadamente 120 días de edad (**Corpoica, 2011**). En todo el proceso de absorción de nutrientes por la planta del suelo, la actividad microbiana de la rizósfera desempeña roles en la disponibilidad y translocación de nutrientes como actor dinámico (**Jaizme y Rodriguez, 2008; Pace et al., 2012**).

Finalmente, el rendimiento de fruta depende del éxito de la implantación de las prácticas agronómicas apropiadas y oportunas **(Bernal y Cabrera, 2006)**.

Las plantas desarrollan asociaciones cercanas con los microorganismos del suelo, que habitan fuera y dentro de sus raíces. Estas comunidades microbianas y sus genes asociados, denominados colectivamente el microbioma de la raíz, son diversos y se ha demostrado que juegan un papel importante para conferir tolerancia al estrés biótico y abiótico a las plantas **(Hartman, 2019)**. La mayor actividad biológica de la comunidad microbiana se encuentran la rizófora de las plantas, debido a interacción dinámica microbio-planta-suelo por nutrientes y espacio, traducido en aumento de la biomasa microbiana **(Andreote et al., 2014; Pace et al., 2012)**. La diversidad microbiana del suelo actúa de forma conjunta en procesos importantes como la descomposición de material orgánico, inmovilización y disponibilidad de nutrientes a las plantas, en la mineralización de compuestos orgánicos **(Barea et al., 2005; Minerdi et al., 2001; Kholkhar et al., 2011)**. Otros inducen la producción de fitohormonas, inducen la resistencia del sistema en la planta a fitopatógenos e insectos herbívoros, inhiben fitopatógenos mediante procesos de antibiosis y parasitismo **(Pieterse et al., 2014; Romera et al., 2019)**.

La rizosfera es la zona del suelo influenciada por las raíces a través de la liberación de sustratos que afectan la actividad microbiana **(Barea et al., 2002)**. El rizoplano es en realidad la superficie de la raíz, pero también incluye las partículas del suelo fuertemente adheridas. La raíz en sí misma es parte del sistema debido a ciertos microorganismos, como los endófitos, que colonizan los tejidos de la raíz y realizan actividades involucradas en la promoción del crecimiento y la protección de las plantas. La colonización microbiana del rizoplano y/o los tejidos de la raíz se conoce como colonización de la raíz,

mientras que la colonización del volumen adyacente de suelo bajo la influencia de la raíz se conoce como colonización de la rizosfera. Se pueden distinguir dos grupos principales de microorganismos: saprófitos y simbioses. Ambos comprenden bacterias y hongos perjudiciales, neutrales y benéficos. Los microorganismos benéficos desempeñan funciones fundamentales en la sostenibilidad del agroecosistema y del ecosistema natural, y algunos de ellos pueden usarse como inoculantes para beneficiar el crecimiento y la salud de las plantas (**Barea *et al.*, 2002; Koltai & Kapulnik, 2010**).

Se sabe que un subconjunto de la comunidad microbiana son las rizobacterias que colonizan raíces específicas, llamadas rizobacterias promotoras del crecimiento de plantas (PGPR) y están involucradas en el control biológico de patógenos de plantas, el ciclo de nutrientes y/o establecimiento de plántulas. Los microorganismos endofíticos desarrollan actividades involucradas en la promoción del crecimiento de las plantas y la protección de las plantas. Entre los endófitos se encuentran los HMAs, que ayuda a la planta a establecerse mejor, mejora la absorción de nutrientes, mitiga los impactos del estrés biótico y abiótico, y mejora de la estructura del suelo, contribuyendo de manera directa en el incremento de la productividad de las plantas (**Barea *et al.*, 2002**).

2.3. ANTECEDENTES.

Hermelinda (2017) reporta que encontro mayor población de esporas de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en tubérculos andinos en épocas de producción febrero y diciembre, en condiciones de humedad capacidad de campo y temperatura promedio de 12 °C, mientras que en la época de descanso mes de agosto presento el nivel más bajo de esporas en suelo. También menciona que las accesiones

Quinoa negra collana seguido de Olluco ecotipo 6 y Oca ecotipo 69 presentaron mayor número de esporas.

Jorge *et al.* (2017) menciona que plántulas de la granadilla en sustrato esterilizado sin micorriza presentaron un desarrollo deficiente, contrario a las que recibieron la micorriza comercial o *G. mosseae*, aún en presencia de *M. javanica*, y concluye que *Glomus mosseae* fue más efectivo con incrementos significativos (93%) en la colonización micorrizal en raíces de la granadilla.

Elmer (2019) precisa que la identificación de especies de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA), presentes en áreas donde se cultiva el café (*Coffea arabica* L.) En este sentido, se identificó 31 especies de HMA, en suelos de doce localidades (fuentes de inóculo) de plantaciones de café, de la cuales se reportó una especie nueva (*Funneliglomus sanmartinense*), estando presente especialmente en Alto Palmiche (Lamas). De las localidades muestreadas, Pueblo Nuevo (Lamas) y Nuevo Lamas (San Martín) fueron las fuentes de inóculo que tuvieron mayor densidad de esporas y riqueza de especies, siendo de las dos, Nuevo Lamas la localidad que proporcionó mayor diversidad de HMA. Así mismo, se demostró mediante correlación, que los parámetros físico – químicos del suelo influenciaron directa o inversamente en la esporulación y colonización de los HMA en algunas fuentes de inóculo evaluadas, siendo Requena (El Dorado) la que fue menos favorecida (menor densidad de esporas y riqueza de especies) por las características del lugar de muestreo. Otro resultado importante fue que, las especies de los géneros *Glomus* y *Acaulospora*, fueron las más dominantes, con presencia y en gran cantidad de esporas en todas las fuentes de inóculo evaluadas, seguido de las especies de *Claroideoglomus*, lo cual es un gran reporte en este cultivo.

Watts-Williams et al. (2019) reporta que un clima cambiante, ha permitido aya un mayor enfoque de investigación en la predicción de la respuesta de las plantas al CO atmosférico elevado. Concentraciones. Al mismo tiempo, la disponibilidad de fertilizantes fosfatados es cada vez más limitada. Aunque se ha prestado cierta atención a los efectos del cambio climático sobre los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), no ha sido posible generalizar los efectos de la HMA con confianza entre grupos funcionales de plantas como C3 y C4 plantas. Crecimos la C4 cereal *Zea mays* cv. B73 con o sin inoculación con la HMA *Funneliformis mosseae*, a tres concentraciones diferentes de P en el suelo que oscilan entre 0 y 90 mg P kg⁻¹ suelo, y a temperatura ambiente (400 ppm: CO₂) o elevado (900 ppm: CO₂) CO₂ Concentraciones. Se analizaron la biomasa vegetal, la nutrición de brotes P y la colonización por HMA. Con la limitación del suelo P, el crecimiento de las plantas respondió positivamente a la colonización por AMF, pero no CO₂. En el tratamiento de P del suelo medio, la concentración de P de los brotes pero no el crecimiento se incrementó por la colonización de AMF, mientras que el crecimiento se incrementó en cambio por CO₂. La respuesta positiva del crecimiento a CO₂ persistió en el tratamiento de P más alto del suelo, donde no hubo efectos de la colonización de HMA sobre el crecimiento de las plantas o la nutrición de P. Los efectos de la colonización por HMA y el CO₂ sobre el crecimiento del maíz y la nutrición de P en un escenario climático futuro probablemente dependerán en gran medida de la disponibilidad de P en el suelo. Además, efectos diferenciales en plantas de grupos funcionales contrastantes.

Boller et al. (2000) demostró que existen diferencias en el proceso de colonización de las distintas cepas de HMA, los cuales se evidencian en el comportamiento fúngico, agronómico y bioquímico de los tratamientos analizados, donde

se destaca la cepa *G. fasciculatum* como la más efectiva para la interacción con el tomate, variedad “Amalia”, en las condiciones estudiadas, en la etapa que abarcó este estudio. Además, las diferencias en las actividades enzimáticas radicales detectadas indican la existencia de múltiples mecanismos de intercambio de señales entre la planta y el hongo, las cuales son específicas de la interacción simbiótica y presentan particularidades en dependencia de la cepa de HMA involucrada.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. ÁREA DE ESTUDIO

El estudio se realizó en tres localidades productoras de granadilla de la región Huánuco. Tres parcela ubicada en el distrito de Chinchao, provincia de Huánuco, una parcela ubicada en el distrito de Umari y tres parcelas ubicadas en el distrito de molinos de la provincia de Pachitea (Figura 3). La ubicación geográfica de las parcelas se detalla en la figura 3 y 4.

FIGURA 03

Mapa de zonas de estudio de la provincia de Huánuco

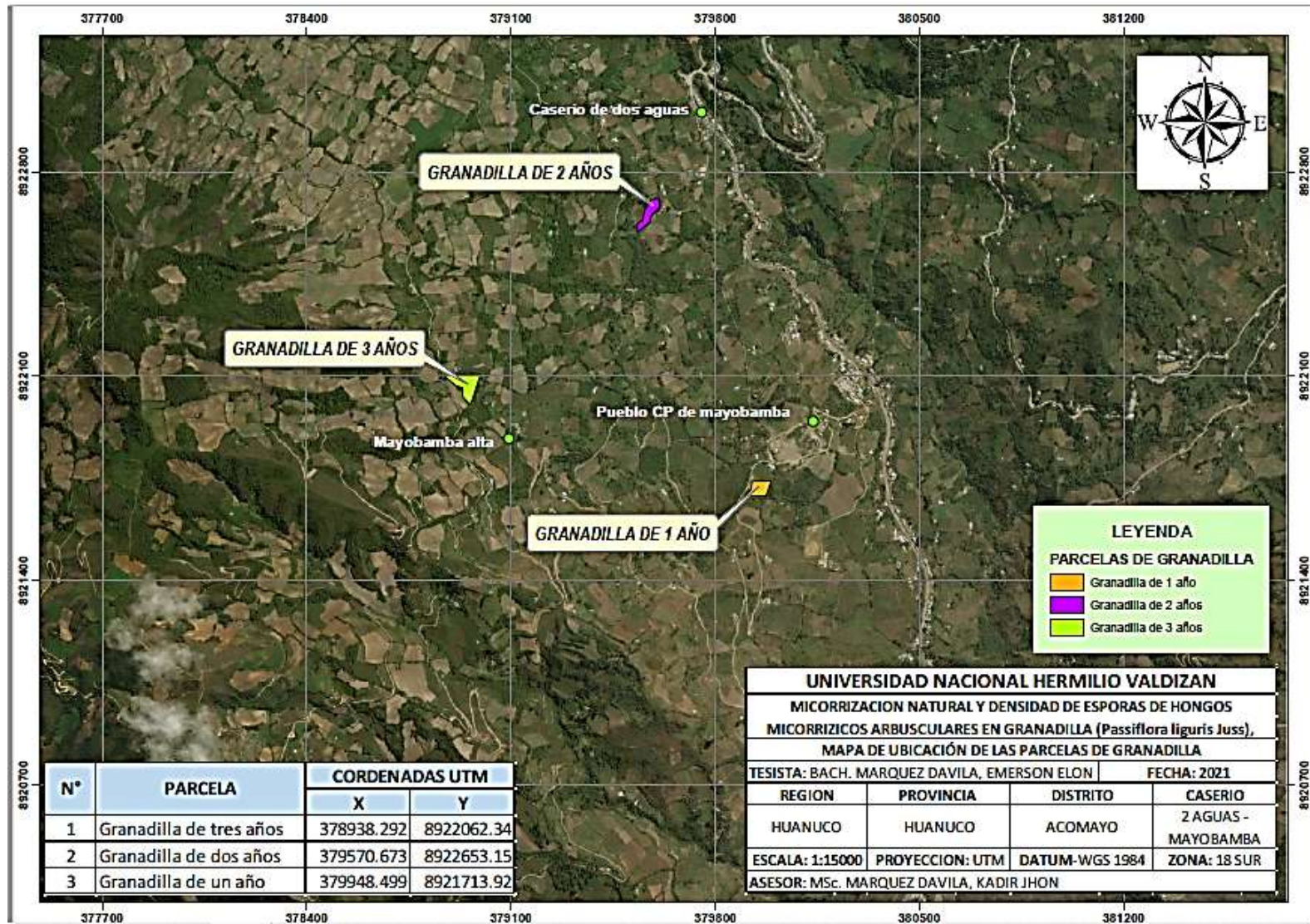
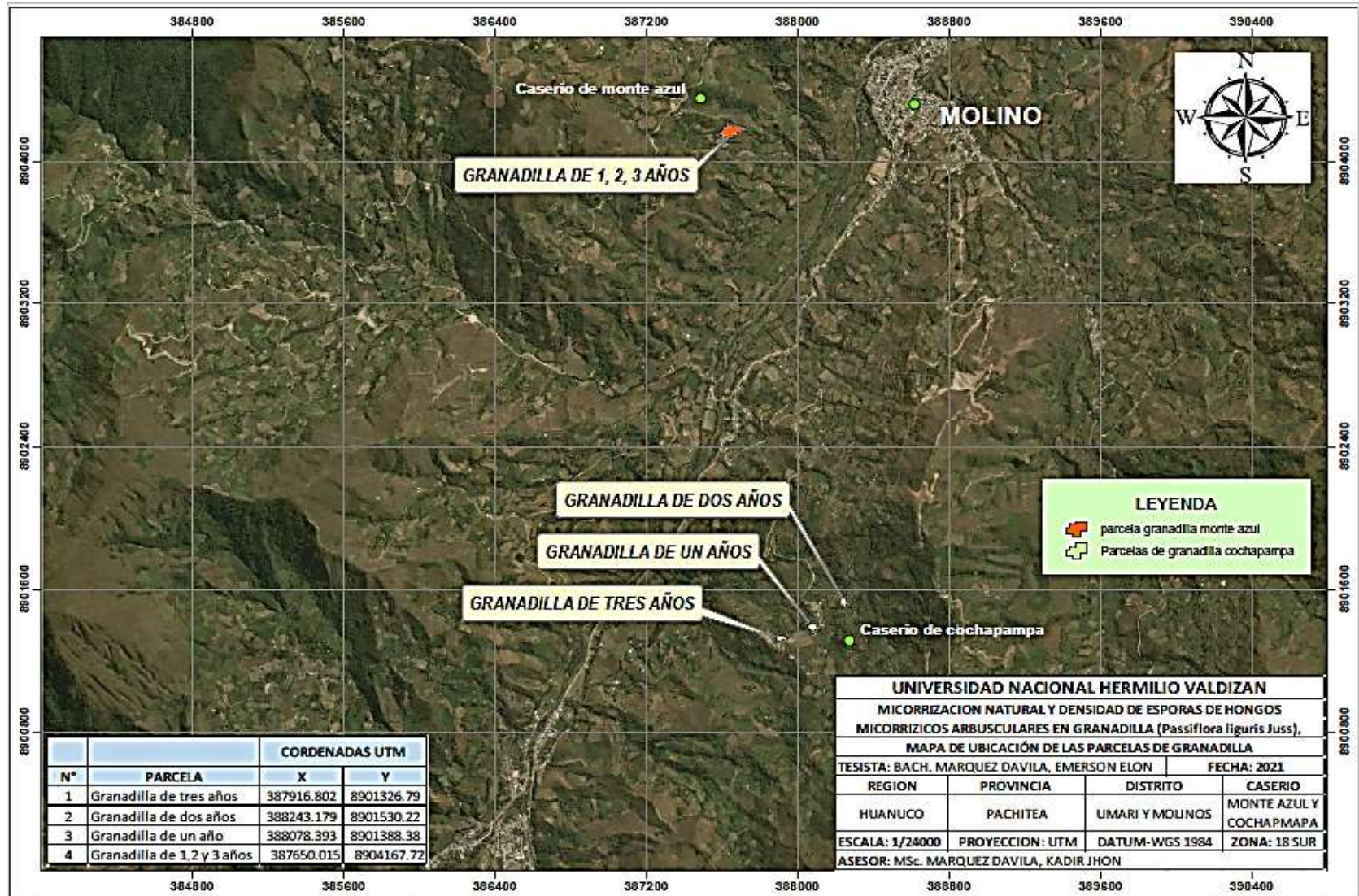


FIGURA 04

Mapa de zonas de estudio de la provincia de Pachitea.



3.2. TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACION

Tipo de investigación

Ritchey (2008) este estudio es descriptivo inferencial, porque a través de las variables respuesta, se infirió el comportamiento de la densidad de esporas, la capacidad de colonización, cantidad de esporas, géneros de los HMAs por edad de planta en las localidades estudiadas.

Ritchey (2008) menciona que las parcelas se basan a los principios de la ciencia sobre, la micorrización natural, cantidad de esporas, densidad de esporas y géneros en la planta de granadilla expresada en la identificación de los Hongos Micorrizicos Arbusculares para contribuir información al escaso conocimiento de esta sobre asociación con la planta y los beneficios que esta aporta.

Nivel de investigación

Observación y descripción de los HMAs de la asociación con granadilla en su ambiente natural, expresada elementos cuantitativos y cualitativos.

3.3. POBLACION, MUESTRA Y UNIDAD DE ANALISIS

3.3.1. Población

La población estuvo representada por 27 muestras de las parcelas del cultivo de granadilla 5.5 Ha. (2 Ha Huánuco y 3.5 Ha Pachitea)

3.3.2. Muestra

Las 27 muestras de suelo y raíces de plantas de granadilla fueron agrupadas cada uno en nueve muestras de plantas de uno, dos y tres años. Cada parcela fue dividida en tres estratos y de cada estrato se tomo tres muestras por edad y tres por localidad. Total de área muestreada es de 5.5 Ha por los tres distritos.

3.3.3. Tipo de muestreo

Las parcelas con cultivo de granadilla fueron elegidas de forma aleatoria. Cada parcela fue estratificada y en cada estrato se tomó muestras de suelo rizosferico y muestras de raíces. En cada estrato se tomó una muestra compuesta (10 submuestras), a una profundidad de 25 cm, en cruz a la proyección de la copa, haciendo un recorrido en zigzag.

3.3.4. Unidad de análisis

Número de esporas, densidad de esporas, colonización y morfología de esporas de HMAs.

3.4. FACTORES EN ESTUDIO

En el presente estudio determino el número de esporas, densidad de esporas, colonización, y morfología de esporas de HMAs, asociados al sistema radicular de granadilla, en tres localidades productoras de granadilla en la región Huánuco (factor A) y tres edades de planta (factor B).

3.5. PRUEBA DE HIPOTESIS

3.5.1. Diseño de la investigación

El presente trabajo de investigación se ajustó a un diseño de parcelas divididas completamente al azar con arreglo factorial 3 (localidad) x 3 (edad). La interacción de cada uno de los factores dio origen a los tratamientos, cada uno con tres repeticiones.

Tabla 2

Tratamientos evaluados.

Factor localidad (A)	Factor edad (B)
Malino	1 año
	2 años
	3 años
Umari	1 año
	2 años
	3 años
Chinchao	1 año
	2 años
	3 años

nota: tratamientos por año y localidad

3.5.2. Descripción de la metodología.

a) Densidad de esporas

La densidad de esporas es la abundancia o el número de esporas que se encuentran en una determinada área o muestra evaluada (**Krebs, 1985 y Robles C, et al., 2013**). Se determinó la densidad de esporas en 10 g de suelo.

b) Porcentaje de micorrización

El porcentaje de micorrización en el sistema radicular se calculó según la metodología propuesta por Trouvelot *et al.* (1986):

$$\%M = (n1 + 5(n2) + 30(n3) + 70(n4) + 95(n5))/N$$

N= Número total de segmentos observados

n=Números de segmentos asignados con el índice 0, 1, 2, 3, 4 y 5

Tabla 3

Escala de clasificación de colonización de micorrización del sistema radicular (Zangaro et al., 2002).

Alto	60-79%
Bajo	20-39%
Intermedio	40-59%
Muy bajo	1-19%

3.6. PROCEDIMIENTO

3.6.1. Colecta de muestras biológicas

Las muestras biológicas fueron biomasa radicular y suelo rizosférico, por cada localidad se colectaron nueve muestras y cada muestra estuvo compuesto de 10 submuestras. La toma de muestras fue realizada entre los meses de enero y marzo del 2019.

En cada planta, se tomó aproximadamente 200 g de biomasa radicular y 300 g de suelo rizosférico en tres puntos equidistantes, entre 0-30 cm de distancia del tallo principal y entre 05-25 cm de profundidad (**Robles et al., 2008**).

Las submuestras de biomasa radicular y suelo rizosférico fueron homogenizadas mezcladas para obtener una muestra compuesta. Las muestras fueron colocadas a bolsas de polietileno debidamente codificadas y colocadas a cajas de Tecnopor para su transporte al laboratorio.

Las evaluaciones de densidad, diversidad de HMAs, colonización micorrízica fueron realizados en el Laboratorio de Fitopatología (LF) de la Escuela profesional Ingeniería Agronómica de la facultad de ciencias agrarias UNHEVAL Huánuco, en el Distrito de Pillco Marca, Provincia y Departamento de Huánuco.

3.6.2. Conservación de muestras biológicas

Se preparó una muestra estándar de suelo rizosférico y transferida a bolsas de polietileno para luego conservar a 4 °C, para su análisis en el laboratorio de Fitopatología.

Las raíces muestras de raíces fueron lavadas con abundante agua para desprender partículas de suelo y otros residuos adheridos. Posteriormente se seleccionaron raíces secundarias y terciarias (más finas), así mismo estas fueron transferidas a tubos falcón de 50 ml que contenía una solución de vinagre al 50% y conservadas a 4 °C para su posterior análisis en laboratorio.

3.6.3. Aislamiento de esporas

El aislamiento de esporas se realizó según el método de tamizado húmedo y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963), seguido por una centrifugación en sacarosa 45 % (Sieverding, 1983).

- Se pesó 10 g de suelo ya homogenizado, se trituró con la ayuda de un mortero.
- La muestra de suelo fina se trasvaso a una probeta de 1 L y en seguida se enraza con agua hasta completar 1 L, luego se ajito de 2 a 3 beses tapando la probeta con la mano para precipitar partículas mayores y luego dejarla reposar durante 20 segundos.

- El sobrenadante se escurrió primero por un tamiz de 250 micras y luego por un tamiz de 38 micras. Las esporas de HMAs que quedaron retenidas en el tamiz de 38 micras se transfirió a un vaso precipitado con la ayuda de una piseta.
- Las esporas suspendas en el vaso precipitado (13 ml), se trasvasó a tubos falcón de 15 ml, luego se adicionó una solución de sacarosa al 50 % hasta completar 15 ml. En seguida fueron centrifugados a 2000 rpm durante 1.5 minuto, con la finalidad de precipitar las partículas de suelo y dejar suspendidas las esporas.
- El sobrenadante fue escurrido con un tamiz de 38 micras y agua de caño tres veces, con la finalidad de lavar la sacarosa. Luego con la ayuda de una piseta se pasa a un vaso precipitado y aun tubo falcón de 50 ml, obteniendo 30 ml de suspensión de espora en agua.

3.6.4. Cuantificación de esporas

De cada muestra que fue procesada por la técnica anterior y teniendo en cuenta lo indicado por Schenck y Pérez (1990),

- Con la ayuda de una piseta se tomó 4 ml de cada suspensión de esporas y depositada a una placa Petri rayada en cuadrículas (1 cm²), para facilitar en conteo y caracterización de esporas.
- La cuantificación de las esporas se realizó mediante observaciones en un estereoscopio a 30x de aumento.

- La caracterización morfológica se realizó con ayuda de un microscopio a 50x, 100x y 400x de aumento, para ello se hizo montajes de esporas en láminas porta objetos con la ayuda de una micropipeta. La caracterización morfológica se realizó de acuerdo con los parámetros usados en el catálogo ilustrado de Micorrizas Arbusculares de la amazonia colombiana (Peña et al., 2006). Por cada muestra se realizó tres conteos y estimar el número total de esporas.

3.6.5. Géneros

Los morfotipos fueron agrupados considerando las características morfológicas de las esporas en común, como; color, tamaño y forma de las esporas; características de sus paredes (grosor, color, presencia de ornamentaciones) siguiendo la denominación y representación sugerida por Walker (1983); presencia de célula suspensoria y conexión hifal.

3.6.6. Colonización

Las raíces de granadilla fueron sometidas a tinción siguiendo la metodología usada por **Phillips y Hayman (1970)** con modificaciones.

- Se extrajeron muestras de raíces conservadas, y con la ayuda de un bisturí y una placa Petri, se hizo cortes de 1 cm de longitud un total de 60 secciones.
- Las raíces (1 cm) se introdujo a un tubo falcón de 50 ml, luego se añadió una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10 %, hasta cubrir las raicillas y se dejó reposar por 2 horas.

- Terminado el reposo el tubo con la muestra se llevó a baño maría a 90 °C durante 25 minutos con la finalidad de remover el contenido citoplasmático y clarificar el tejido cortical, luego se eliminó todo el KOH. Después se incorporó peróxido de hidrógeno (H_2O_2) helada a las raíces durante 10 minutos a temperatura ambiente, para aclarar los pigmentos de la raíz, luego se lavó con vinagre blanco de 2 a 3 veces para acidificar las muestras.
- Las raíces fueron sumergidas en tinte azul parker (0.25%), luego se llevó a baño maría a 90°C durante 40 segundos, para fijar la tinción, inmediatamente se escurrió para luego añadir vinagre al (50%), para su conservación hasta su evaluación.

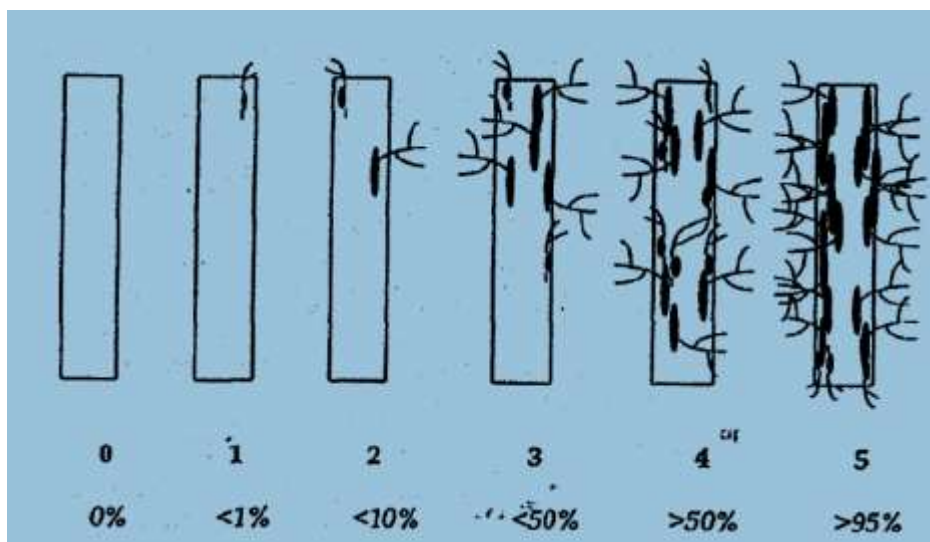
3.6.7. Estimación del grado de colonización micorrizica

La colonización micorrízica fue calculado utilizando la metodología propuesta por **Trouvelot et al, (1986)**.

- Los segmentos de raíces teñidas con tinta azul Parker fueron distribuidas a cuatro portas objetos (10 en cada uno) y observadas en un microscopio a 50x, 100x y 400x de aumento. A cada segmento de raíz se asignó uno de seis categorías (0 a 5) de acuerdo con la colonización micorrízica que van desde 0% a > 95% de Micorrización (Figura 4).

Figura 05

Niveles de colonización (0-5) según el grado de colonización del hongo



Nota: Niveles de colonización (0-5) según el grado de colonización del Hongo (Trouvelot et al., 1986).

3.7. ANÁLISIS DE DATOS

Los datos de densidad de esporas de HMAs y colonización radicular, fueron sometidos a análisis de Variancia (ANVA), previamente se confirmó la normalidad de los datos usando la prueba de Shapiro-Wilk ($\alpha = 0.05$). Independiente de la normalidad, los datos por ser de origen de conteo y proporción fueron transformados a arco seno. Los datos de colonización se sometieron a un ANVA no paramétrico usando la prueba de Kruscal Wallis. Las medias fueron discriminadas con la prueba de Tukey ($P=0.05$). Todo los análisis estadístico se realizaron con el software estadístico libre InfoStat (Di Rienzo et al., 2014).

IV. RESULTADOS

4.1. COLONIZACIÓN MICORRIZICO

La prueba de Kruskal Wallis para datos no paramétricos indica, que la localidad y edad de planta tienen efectos significativos sobre la colonización micorrízica en raíces de granadilla por los HMAs (tabla 5).

La colonización micorrízica de HMAs fueron significativamente mayores en raíces de plantas de granadilla ubicadas en las localidades de Chinchao y Umari con 27,94% y 25,21%, respectivamente. Mientras la colonización micorrízica en plantas de granadilla ubicadas en la localidad de Molinos fue de 14,83% (Figura 8). Mientras la colonización micorrízica por edad de planta no muestra diferencias, pero se observó en las plantas de dos años mayor porcentaje de colonización (Figura 7).

La colonización micorrízica natural de HMAs en raíces de plantas de granadilla de las tres edades evaluadas fueron significativamente en las localidades de Chinchao y Umari, en comparación a las plantas de las tres edades de la localidad Molinos (Figura 6).

La densidad de esporas depende de la edad de planta y de la localidad (Figura 12). En la localidad de Umari, las plantas de dos y tres años albergan mayor densidad de esporas con relación a plantas de un año. Mientras en la localidad de Chinchao ocurre lo contrario, las plantas de dos y tres años albergan menor densidad de esporas. La localidad de Molinos solo plantas de tres años albergan mayor densidad de esporas. La presencia de esporas en el suelo rizosférico, confirma como posible inóculo de HMAs para iniciar el proceso de simbiosis entre esos hongos y la planta.

La colonización micorrízica en raíces de granadilla también es afectada por la edad de planta y la localidad (Figura 8). En las localidades de Umari y Chinchao se registró los porcentajes más altos de colonización en plantas de dos años, pero en la localidad de Molinos las plantas de la misma edad registraron significativamente el más bajo.

Las observaciones microscópicas de las raíces de granadilla permitieron confirmar la presencia de micelios del hongo colonizando los espacios intercelulares de las raíces (Figura 9).

Tabla 4

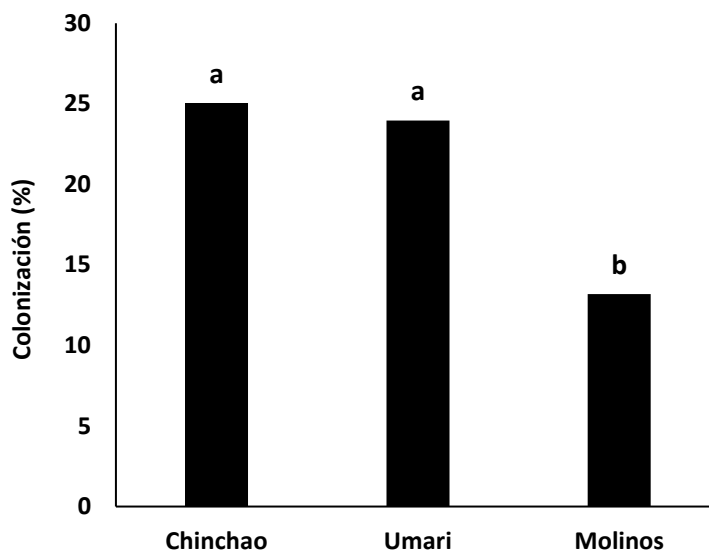
Análisis de VARAINZA no paramétrica

Localidad	Edad	Obs.	Medias	D.E.	Medianas	Promedio rangos	H	p
Chinchao	1 año	3	14.29	11.61	9	10	15.42	0.0513
Chinchao	2 años	3	33.5	5.32	31.63	24.5		
Chinchao	3 años	3	27.31	3.95	26.43	20.5		
Molinos	1 año	3	16.71	7.63	15.5	10.83		
Molinos	2 años	3	8.18	9.27	2.88	5		
Molinos	3 años	3	14.63	5.65	15.75	8.67		
Umari	1 año	3	19.88	5.73	18.63	12.67		
Umari	2 años	3	30.51	12.1	24.88	19.83		
Umari	3 años	3	21.5	4.16	23	14		

Nota: Análisis de VARAINZA no paramétrica Prueba de Kruskal Wallis, para el grado de colonización micorrízica en plantas de granadilla de tres zonas de producción y tres edades de planta.

Figura 06

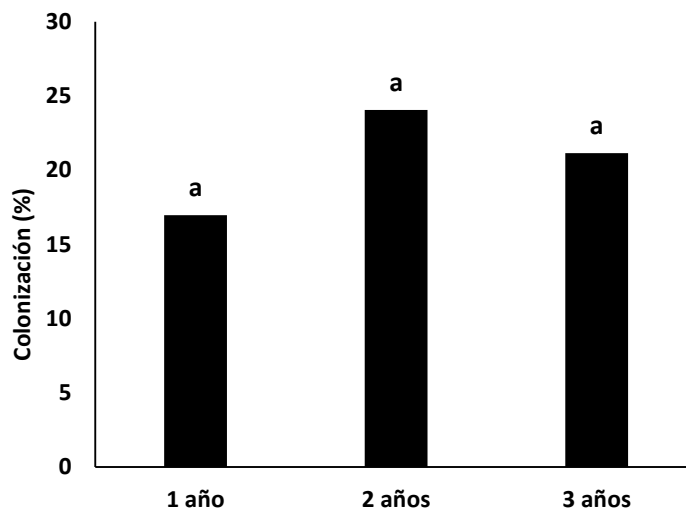
Gráfico de Colonización Micorrizico natural de HMAs por localidad



Nota: Colonización Micorrizico natural de HMAs por localidad. Las barras con letras distintas en común no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($P>0.05$).

Figura 07

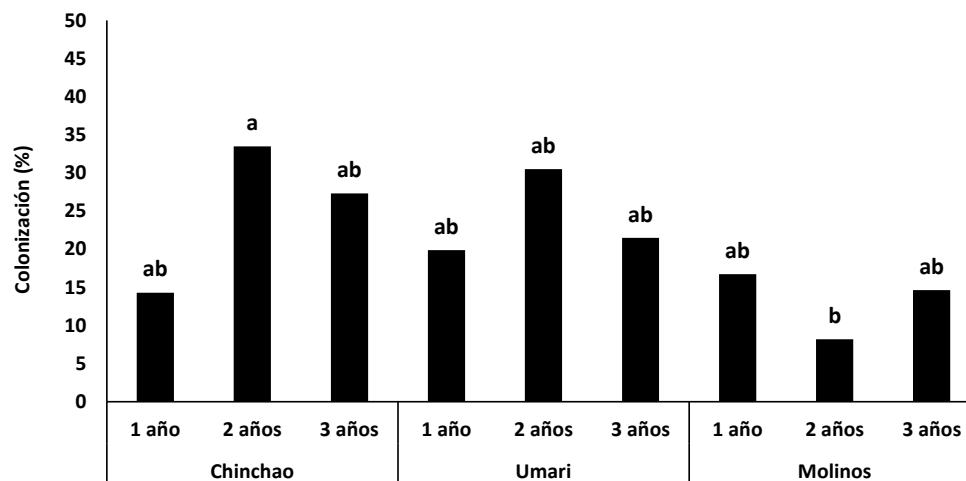
Gráfico de Colonización micorrizico natural de HMAs por edad



Nota: Colonización micorrizico natural de HMAs por edad. Las barras con letras distintas en común no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($P>0.05$).

Figura 08

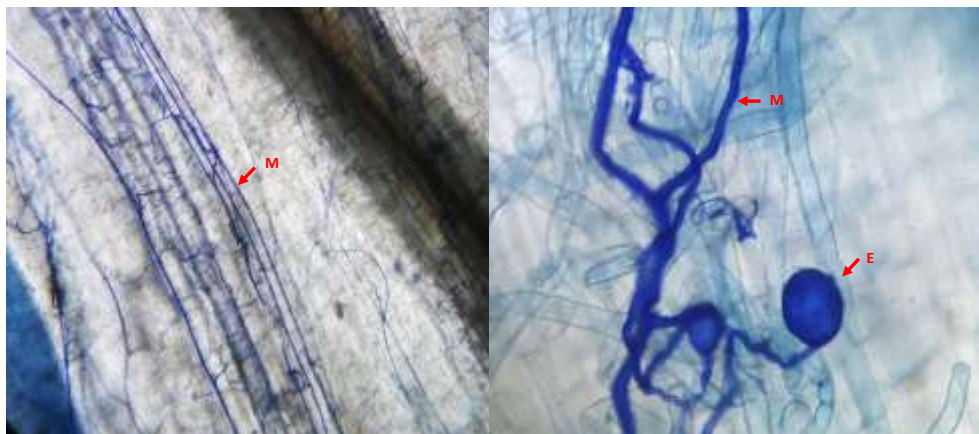
Gráfico de Interacción de los niveles del factor A: Localidad dentro de los niveles del factor B: Edad de la planta



Nota: Interacción de los niveles del factor A: Localidad dentro de los niveles del factor B: Edad de la planta, con relación al porcentaje de colonización micorrízica. Las barras con letras distintas en común no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($P > 0.05$).

Figura 09

Estructuras de HMAs



Nota: Estructuras de HMAs en raíces de granadilla (M) micelio colonizando raíz, (E) esporas.

4.2. DENSIDAD DE ESPORAS DE HMAs

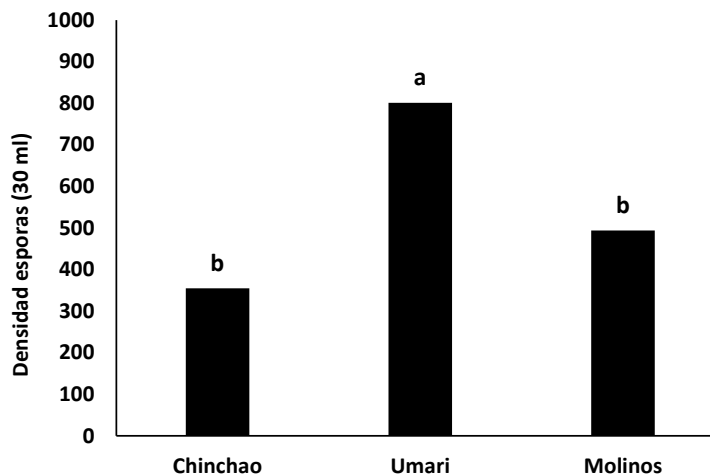
El análisis de variancia para densidad de esporas, indica que la localidad influye significativamente sobre la densidad de esporas de los HMAs (Figura 10). La densidad de esporas fue significativamente mayor en la parcela de la localidad de Umari con 800 esporas/10 gramos de suelo con relación a las parcelas ubicadas en Molinos y Chinchao (494 y 355 esporas/10 gramos de suelo, respectivamente).

El análisis de variancia para edad de planta, indica no influye la edad de la planta sobre la densidad de esporas de los HMAs (Figura 11). Sin embargo, la prueba de Tukey indica que las plantas de tres años albergan mayor densidad de esporas, con relación a las plantas de uno y dos años, respectivamente.

La densidad de esporas depende de la edad de planta y de la localidad (Figura 12). En la localidad de Umari, las plantas de dos y tres años albergan mayor densidad de esporas con relación a plantas de un año. Mientras en la localidad de Chinchao ocurre lo contrario, las plantas de dos y tres años albergan menor densidad de esporas. La localidad de Molinos solo plantas de tres años albergan mayor densidad de esporas. La presencia esporas en el suelo rizosferico, confirma como posible inoculo de HMAs para iniciar el proceso de simbiosis entre esos hongos y la planta.

Figura 10

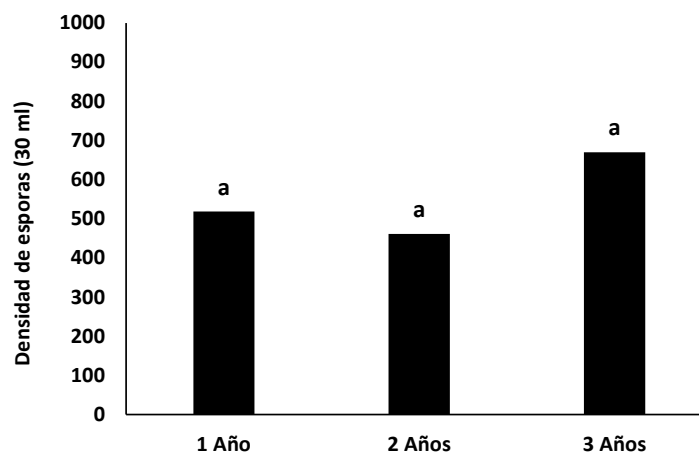
Gráfico de Número de esporas de HMAs por cada 10 gramos de suelo por localidad



Nota: Número de esporas de HMAs por cada 10 gramos de suelo rizósferico en las tres localidades. Las barras con letras distintas en común no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($P > 0.05$).

Figura 11

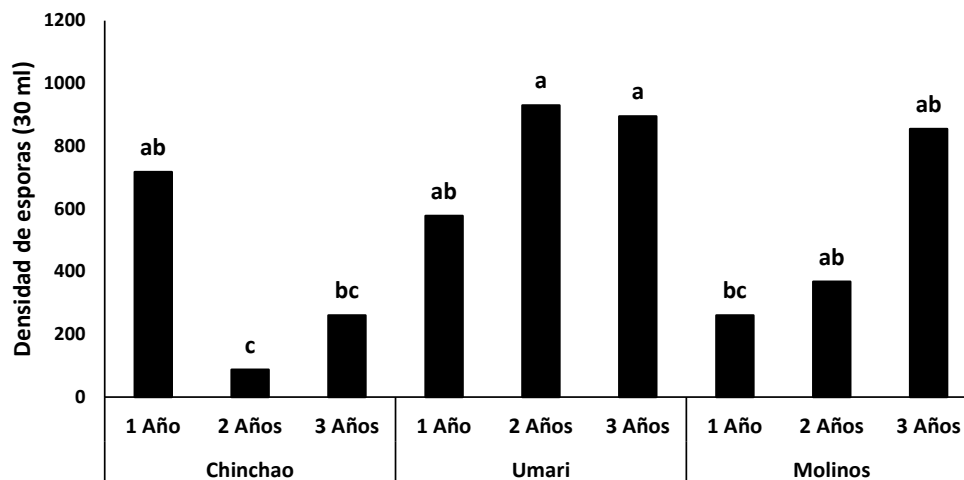
Gráfico de Número de esporas de HMAs por cada 10 gramos de suelo por edad



Nota: Número de esporas de HMAs por cada 10 gramos de suelo rizósferico de las tres edades de plantación. Las barras con letras distintas en común no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($P > 0.05$).

Figura 12

Interacción de los niveles del factor A: Localidad dentro de los niveles del factor B: Edad de la planta



Nota: Interacción de los niveles del factor A: Localidad dentro de los niveles del factor B: Edad de la planta, en relación con densidad de esporas. Las barras con letras distintas en común no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($P > 0.05$).

4.3. GENEROS Y MORFOTIPOS DE HMA_s

Las características morfológicas permitieron agrupar 4 géneros de esporas como (figura 13). *Glomus* A, D, E, F; *Simiglomus* B; *Gigaspora* C y *Funneliformis* G. Fueron asociados a nivel de género y morfotipo más de un género y morfotipo por edad planta y localidad.

Figura 13

Morfotipos similares generos como: Glomus, Semiglomus, Gigaspora y funneliformis

	<p>Descripción de la espora del género <i>Glomus</i> morfotipo 1 (OBJ 10X, OC 10X). Forma globosa, diámetro 78 μm, color Naranja, PVL café clara, contenido citoplasmático granular, estructura superficial lisa, Pared compuesta por dos capas lámina y lisa, ancho de la pared 4,5 μm, ancho de la unión hifal 5,2 μm, diámetro de la hifa 8.5 μm – 9,1 μm, diámetro del poro 3.96 μm. Fuente: Hall, 1997.</p>
	<p>Descripción de las características similares a genero <i>semiglomus</i> morfotipo 2 (OBJ 10X, OC 10X), Forma Globosa, diámetro 108.1 μm, color Agua Amarillo claro, PVL amarillo Naranja, contenido citoplasmático reticular, estructura superficial lisa, composición y tipo de pared: Numero de capas 3 más peridio, tipo de pared dos capas laminadas y 1 única, ancho de la pared 14.1 μm. Fuente: S.M. Berch & Trappe, 1985, G.A. Silva, Oehl & Sieverd. 2011.</p>
	<p>Descripción de las características similares a genero <i>Gigaspora</i> morfotipo 3 (OBJ 10X, OC 10X), Forma Globosa, diámetro 96,35 μm, color PVL Café – Verdoso, color de agua café oscuro, contenido citoplasmático reticular, estructura superficial ornamentada, pared compuesta de una capa mas peridio y tipo de pared laminada, ancho de la pared 14,1 μm, presenta hifa en forma de bulbo suspensor, diámetro de la hifa 14,1 μm, no presenta poro. Fuente: Schenck y Sm GS. 1982.</p>
	<p>Descripción de las características similares a genero <i>Glomus</i> morfotipo 4 (OBJ 10X, OC 10X), forma sub-globosa, diámetro 160 μm, ancho 90 μm, color PVL café – oscuro a rojo amarillento, color de agua café oscuro, contenido citoplasmático Reticular, estructura superficial ornamentada, numero de capas 3 más peridio, tipo de pared laminada, ancho de la pared 14.1 μm, conexión Hifal es a un costado y corto posición polar, presenta una sola hifa. Fuente: Schenck y Sm GS. 1982.</p>
	<p>Descripción de las características similares a genero <i>Glomus</i> morfotipo 5 (OBJ 10X, OC 10X), forma globosa, diámetro 100 a 120 μm, color PVL café – oscuro, color de agua café oscuro, contenido citoplasmático escamoso, estructura superficial ornamentada, la espora presenta detritos con mancha negra en el centro, no se aprecia paredes Y la conexión hifal es ausente. Jiménez R y Núñez, 2016.</p>
	<p>Descripción de las características similares a genero <i>Glomus</i> morfotipo 6 (OBJ 10X, OC 10X), forma sub globosa, no presenta poro diámetro 54,05 μm color pvl amarillo-naranjada pigmentos verdes, color de agua amarillo con pigmentos verdes, contenido citoplasmática reticular, estructura superficial ornamentado, presenta dos capas mas peridio, tipo de pared laminada, ancho de la pared 9,4 μm, presenta una hifa, diámetro de la hifa 9,4 μm, formación del tallo hifal del sáculo esporífero y la espora es continua con el tallo hifal y el sáculo esporífero a cierta distancia dentro de la pared de la espora. Fuente: Schenck y Sm GS. 1982</p>
	<p>Descripción de las características similares a genero <i>Funneliformis</i> morfotipo 7 (OBJ 10X, OC 10X), forma globosa, diámetro 117,05 μm, color PVL café – oscuro, color de agua rojo naranja, contenido citoplasmático reticulado aceitoso, estructura superficial lisa, la pared presenta dos capas tipo de pared una amorfa y una laminada ancho de pared 14,1 μm, presenta hifa, diámetro de la hifa 9,4 μm, presenta poro cerrado por un septo de bajo de la base de la espora y SH en forma de embudo. Fuente: Gerd & Trape. 1974. Oehl. G.A. Silva & Sieverd 2011.</p>

Nota: A, D, E, F morfotipos de características similares al género *Glomus*; B morfotipos de características similares al género *Semiglomus*; C morfotipos de características similares al género *Gigaspora*; G morfotipos similares al género *Funneliformis*.

V. DISCUSIONES

Los resultados indican que la localidad y la edad de planta influyen significativamente sobre la densidad de esporas. Kernaghan (2005), menciona que entre los múltiples factores bióticos y abióticos que afectan la composición de las comunidades de HMAs, a la estructura de la comunidad de plantas, debido a su preferencia por HMA; así mismo Vierheilig y Piché (2002) hace referencia que las plantas con su diversos compuestos como los flavonoides permiten el reconocimiento planta-hongo y estimulan la germinación de esporas y crecimiento y ramificación de las hifas, y otros exudados hormonales como strigolactona (Akiyama et al., 2005), también los exudados radiculares de las plantas (Gianinazzi-Pearson et al., 1989, Akiyama et al., 2005), todos ellos favoreciendo al reconocimiento del huésped para iniciar la colonización. (Błaszowski et al. 2002), mencionan que muchas especies de HMA esporulan estacionalmente o rara vez en el campo y por lo tanto, no se detectan durante el muestreo del suelo (Bellgard y Williams, 2011; Lemus et al. 2005), esta colonización puede ser simbiótica, comensalista o parasítica y se considera que puede ser dependiente de las condiciones ambientales (Guerrero, 2005). (Sawers et al. 2017; Watts-Williams et al. 2019). Además, la simbiosis micorrícica no siempre es ventajosa, ya que los efectos pueden ser positivos, negativos o neutrales para la planta huésped (Grace et al. 2009; Watts-Williams et al. 2019), Boller et al. (2000) debido a la utilización de plaguicidas y fertilizantes sintéticos aumenta la cantidad de fósforo en el suelo y reducía los efectos positivos de las micorrizas.

Smith y Read, (1997), afirman que en el suelo, las poblaciones de HMA están compuestas de esporas de diferentes edades y en diferentes estados de dormancia o quiescencia; Pérez et al. (2010) indica que bajo ciertas condiciones edafoclimáticas, algunos hongos pueden

beneficiar mejor o en mayor grado un determinado hospedero; los estudios existentes, relacionan la potencialidad y la eficiencia de la inoculación de HMA en diferentes cultivos *in vitro*, siendo fundamental conocer mayores evidencias de estos microorganismos en diferentes ecosistemas.

Los niveles de fósforo son determinantes para la colonización de HMA, Rodríguez et al. (2002), mencionan que la micorrización es generalmente inhibida en suelos con un alto contenido de fósforo; Montañez et al., (2010) reportan niveles bajos de colonización en raíces de palto (45%) siete meses con HMA de los géneros *Acaulospora* y *Glomus*, en un suelo con concentración alta de fosforo 33.5 ppm.

Jessica (2019) reporta niveles bajos de esporas, encontrando 1176 esporas/10 g de suelo; además identificó 11 morfotipos predominantes pertenecientes a los géneros de *Glomus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Acaulospora*, *Rhizophagus*, *Claroideoglomus*, siendo el más predominante el género *Glomus*, (López, et al, 1983) menciona que, en un estudio realizado en una región cafetalera de Brasil, identifico un total de 22 especies de HMA, siendo los géneros *Glomus* y *Aucalospora* los más frecuentes. Estos mismos géneros también fueron los más predominantes en otras regiones cafetaleras de Perú, Colombia y México (Riess y Sanvito, 1985; Toro-Garcia, 1987; Cruz, 1989). Otros géneros de HMA tales como *Scutellospora*, *Gigaspora* y *Sclerocystis* también han sido descritos en diferentes fincas cafetaleras (Colozzi-Filho y Cardoso, 2000). Como también (Hermelinda, 2017), identifico mayor población de esporas de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en tubérculos andinos en épocas de producción febrero y diciembre, en condiciones de humedad capacidad de campo y temperatura promedio de 12 °C, mientras que en la época de descanso mes de agosto presento el nivel más bajo de

esporas en suelo. También menciona que las accesiones Quinua negra, Olluco y Oca presentaron mayor número de esporas.

Corazon-Guivin et al, (2019) menciona la existencia de nuevas especies en el cultivo de sacha inchi fúngica de Glomeromycetes, Acaulospora aspera, Nanoglomus plukenetiae, que sirve como especie tipo del nuevo género Nanoglomus. Corazon-Guivin et al, (2019) como también detectó un nuevo hongo micorrítico arbuscular (AM), Microkamienskia peruviana, en cultivos de cebo para hongos micorríticos arbusculares establecidos con sustratos del suelo rizosférico de la nuez inca (*Plukenetia volubilis*).

Los resultados de este estudio contribuyen a evidenciar la presencia asociativa de los HMAs con las raíces de granadilla y contribuye para explorar en futuros estudios sobre las funciones de los HMAs en granadilla.

VI. CONCLUSIONES

1. Se logró confirmar la presencia de los hongos micorrízicos arbusculares colonizando las raíces de granadilla y presencia de esporas en suelo rizosferico de la planta.
2. La caracterización morfológica de las esporas aisladas del suelo rizosferico de plantas de granadilla, permitió agruparlos en tres grupos que corresponderían a los géneros *Glomus*, *Gigaspora* y *Semiglomus*.
3. Los resultados indican que la localidad productora de granadilla influye significativamente sobre la colonización micorrícica de los HMAs, pero la edad de planta no mostró efecto significativo.
4. Aparentemente las condiciones de las localidades de Chinchao y Umari favorecen la colonización micorrícica de los HMAs, mientras las condiciones de la localidad de Umari favorecería la formación de esporas.

VII. RECOMENDACIONES

1. Realizar prospección general de las zonas granadilleras sobre los HMAs, para tener un diagnóstico más amplio sobre la dinámica funcional de estos microorganismos (HMA) en el cultivo de Granadilla (*Passiflora Ligularis* J.). En las regiones de Pasco, Junín, Cajamarca entre otros.
2. Realizar investigaciones de identificación molecular es posible que exista nuevos géneros y especies de los Hongos Micorrizas Arbusculares en el cultivo de granadilla y su potencial como biofertilizantes.
3. Seguir realizando estudios de la diversidad natural de HMA para así poder identificar géneros y especies existentes en el cultivo de granadilla y usarlos posteriormente como inoculantes en la producción comercial de plántulas de granadilla, llevarlos a campo definitivo y observar el comportamiento y beneficio de estos microorganismos.
4. Realizar investigaciones sobre la correlación suelo con el HMAs y la influencia de las condiciones climáticas.

VIII. LITERATURA CITADA

- Akiyama, K; Matsuzaki, K y Hayashi, H. 2005. Los sesquiterpenos de plantas inducen ramificación hifal en hongos micorrícicos arbusculares (en línea). *Nature* 435, 824–827. Consultado 26 nov. 2019, Disponible en: <https://doi.org/10.1038/nature03608>
- Alarcón, A y Ferrera-Cerrato, R. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. Montecillo, Estado de México
- Al-Karaki, G. N. (2000). Crecimiento de tomate micorrízico y adquisición de minerales bajo estrés salino. *Micorrizas*,10(2), 51-54.
- Andreote, F; Gumiere, T & Durrer, A. 2014. Exploring interactions of plant microbiomes. *Scientia Agricola*, Piracicaba. pp. 71.
- Backman, P & Sikora, Richard. 2008. Endophytes: An emerging tool for biological control (en línea). *Biological Control - BIOL CONTROL*. pp. 46. Consultado 8 Mar. 2020, Disponible en: [10.1016/j.biocontrol.2008.03.009](https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2008.03.009)
- Bago, B; Pfeffer, P y Sharchar-Hill, Y. 2000. Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhiza. *Journal of Plant Physiology*, pp: 949-957
- Barea, I M; Gryndler, M; Lemanceau, P; Schiiepp, H; y Azcon, R. 2002. The rhizosphere of mycorrhizal plants. In: *Mycorrhizal technology in agriculture: from genes to bioproducts*, Gianinazzi, S., Schiiepp, H., Barea, J.M., and Haselwandter, K. Editors Birkhiuser Verlag/Switzerland.

- Barea, J; Pozo, M; Azcón, R y Azcón-Aguilar, C. 2005. Microbial co-operation in the rhizosphere. *J Exp Bot.* pp: 1761-1778
- Barker, S; Tagu, D y Delp, G. 1998. Regulation of root and fungal morphogenesis in mycorrhizal symbiosis. *Plant Physiology*, pp: 1201-1207.
- Bashan, Y; Kamnev, A y de-Bashan, L. 2012. Tricalcium phosphate is inappropriate as a universal selection factor for isolating and testing phosphate solubilizing bacteria that enhance plant growth: a proposal for an alternative procedure. *Biology and Fertility of Soils*, pp: 49, 465–479.
- Bellgard, S. E., & Williams, S. E. (2011). Response of mycorrhizal diversity to current climatic changes. *Diversity*, 3(1), 8-90.
- Bernal, E & Cabrera, C. 2006. Manual técnico del cultivo de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss) en el departamento del Huila. Huila, Colombia: s.n.
- Bernal, N; Ocampo, J; Hernández, J. 2014. Caracterización y análisis de la variabilidad genética de la granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.) en Colombia empleando marcadores microsatélites. *Rev. Bras.Frutic.* pp: 598-611.
- Blanco, F A y Salas, EA. (1997). Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. *Agronomía Costarricense* pp: 55-67.
- Blaszkowski, J., Glomeromycota, W., Szafer. (2012). Institute of Botany, Polish Academy of Sciences. Kraków, 303 p.
- Bonfante, P. y Anca, I. A. (2009). Plantas, hongos micorrícicos y bacterias: una red de interacciones. *Revisión anual de microbiología*, 63(1), 363-383.

- Buelvas, J y Peñates W. 2008. Caracterización de Géneros de Hongos formadores de Micorrizas Arbusculares (H.M.A) y Vesículo Arbusculares (H.M.V.A) nativas, asociadas con el pasto Angleton (*Dichanthium aristatum*), bajo diferentes fuentes de abonamiento en la hacienda casanare, municipio de Tolú, Sucre. Universidad de Sucre-Colombia.2008.
- Camargo-Ricalde, S. L., Montaña, N. M., Alarcón, A., Hernández-Cuevas, L. V., Álvarez-Sánchez, J., González-Chávez, M. A., ... & Ferrera-Cerrato, R. (2012). Research on arbuscular mycorrhizae in Mexico: an historical synthesis and future prospects. *Symbiosis*, 57(3), 111-126.
- Castro, C., & Cerdas, M. (2003). Manual de Produccion, Cosecha y Postcosecha de la Granadilla. San Jose, Costa Rica: Ministerio de Agricultura y Ganaderia.
- Castro, MS. 2009. Evaluación de la eficiencia de uso de micorrizas en el crecimiento de plantas de chirimoya (*Annona cherimola*) variedad Cangahua, bajo condiciones semicontroladas. S.I., Pontificia Universidad Católica del Ecuador. 17-24 p.
- CoLoZZI FILHo, A., & Cardoso, E. J. B. N. (2000). Detección de hongos micorrízicos arbusculares en raíces de café y crotalaria cultivadas en la línea principal. *Investigación Agrícola Brasileña*,35, 2033-2042.
- Comisión Nacional Para El Desarrollo De Vida Sin Drogas. 2016. Guia practica del cultivo de granadilla (en línea). Consultado 10 May. 2020, Disponible en: <https://www.devida.gob.pe/documents/20182/334521/GUIA+PRACTICA/fd188a80-20e3-493a-aa4a-4598d2ea7a36>

- Corazon-Guivin, M. A., Cerna-Mendoza, A., Guerrero-Abad, J. C., Vallejos-Tapullima, A., Carballar-Hernández, S., da Silva, G. A., & Oehl, F. (2019). *Microkamienskia* gen. nov. and *Microkamienskia peruviana*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Western Amazonia. *Nova Hedwigia*, 109(3-4), 355-368.
- Corazon Guivin, M. A., Cerna Mendoza, A., Guerrero Abad, J. C., Vallejos Tapullima, A., Carballar Hernández, S., Alves da Silva, G., & Oehl, F. (2019). *Funneliglomus*, gen. nov., and *Funneliglomus sanmartinensis*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from the Amazonia region in Peru. *Sydowia*.
- Corazon-Guivin, M. A., Cerna-Mendoza, A., Guerrero-Abad, J. C., Vallejos-Tapullima, A., Carballar-Hernández, S., da Silva, G. A., & Oehl, F. (2019). *Nanoglomus plukenetiae*, a new fungus from Peru, and a key to small-spored Glomeraceae species, including three new genera in the “Dominikia complex/clades”. *Mycological Progress*, 18(12), 1395-1409.
- Corazon Guivin, M. A., Cerna Mendoza, A., Guerrero Abad, J. C., Vallejos Tapullima, A., Carballar Hernández, S., Alves da Silva, G., & Oehl, F. (2019). *Acaulospora aspera*, a new fungal species in the Glomeromycetes from rhizosphere soils of the inka nut (*Plukenetia volubilis* L.) in Peru. *Journal of Applied Botany and Food Quality*.
- Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. 2011. Manejo fitosanitario del cultivo de la granadilla *Passiflora ligularis*. Medidas para la temporada invernal Sanidad agropecuaria e inocuidad en la producción primaria.

- Cruz, S. (1989). Estudio de la simbiosis micorriza vesículo-arbuscular (MVA) en el cultivo del café *Coffea arabica* L. var. Caturra. *Fitopatología Colombiana* (Colombia) v. 13 (2) p. 56-60, 63-64.
- Di Rienzo, J A.; Casanoves, F; Balzarini, M G; Gonzales, L; Tablada, M; Robledo, C. W. *InfoStat: version 2014*. Córdoba: Universidad Nacional de Córdoba, 2014.
- Esquerre-Ibáñez, B; Rojas-Idrogo, C; Llatas-Quiroz, S; Delgado-Paredes, G E. 2014. El Género *Passiflor* L. (Passifloraceae) En El Departamento de Lambayeque, Perú. *Acta Botanica Malacitana* pp. 39: 55-70.
- Elmer, T., Chaitanya, K., Purwar, P. y Stadtfeld, C. (2019). La validez de las credenciales RFID que miden las interacciones cara a cara. *Métodos de investigación del comportamiento*, 51(5), 2120-2138.
- Grace, P. J., Venkatesan, M., Alaria, J., Coey, J. M. D., Kopnov, G. y Naaman, R. (2009). El origen del magnetismo del silicio grabado. *Materiales avanzados*, 21(1), 71-74.
- García J & Ocampo, J. 2002. Regulation of the plant defence response in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *J. Exp. Bot.*; pp. 53: 1377-1386.
- Gerdemann, J. W., & Rhodes, L. H. (1975). Phosphate uptake zones of mycorrhizal and non-mycorrhizal onions. *New Phytologist*, 75(3), 555-561.
- Gerdemann, J & Nicholson, T. 1963. Spores of mycorrhizal endogene species extracted from soil by wet sieving and decanting. *J. BMS*. Pp. 46:235-244
- Gerdemann, J. W., & Trappe, J. M. (1974). The endogonaceae in the Pacific Northwest.

- Gianinazzi-Pearson, V., Branzanti, B. y Gianinazzi, S. (1989). Mejora in vitro de la germinación de esporas y crecimiento hifal temprano de un hongo micorrízico vesicular-arbuscular por exudados de la raíz del huésped y flavonoides vegetales. *Simbiosis*.
- Guachon, T & Prado, M. 2012. Evaluación del efecto del inoculo micorrizico en el crecimiento de *Cinchona pubescens* y *Cinchona officinales* en condiciones de vivero [Tesis de Grado]. Universidad Técnica Particular de Loja, Loja, Ecuador.
- Guo, H; He, X L; Li, Y P. 2012. Distribución espacial de micorrizas arbusculares y glomalina en la rizosfera de *Caragana korshinskii* Kom. En la tierra arenosa de Otindag, China. *Afr J Microbiol Res* 6: 5745–5753.
- Guerrero, G; Rieff, DF; Agarwal, G; Ball, RW; Borst, A; Goodman, CS; Isacoff, EY. 2005. Heterogeneidad en la transmisión sináptica a lo largo de un axón motor larval de *Drosophila*. *Nat. Neurosci.* 8 (9): 1188-1196.
- Hernández, M. I., & Chailloux, M. (2000). Las micorrizas arbusculares y las bacterias rizosféricas como complemento de la nutrición mineral del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.).
- HALL, I.R. 1997. Taxonomy of VA Micorrhizal Fungy in: Powell C.LI. and Bagyaraj, D.J. (Eds). *VA Mycorrhiza* CRC. Press. Boca Raton, Florida. Pág. 57-94.
- Hartman, K & Tringe, S G. 2019. Interactions between plants and soil shaping the root microbiome under abiotic stress. *Biochemical Journal* pp. 476: 2705–2724.

- Hermelinda Coillo Valero. 2017. “Hongos Micorrízicos Vesículo Arbusculares Asociados A La Rizósfera En Cultivos De Granos Y Tubérculos Andinos En Camacani-Puno” Perú.
- International Culture Collection. 2004. Arbuscular Mycorrhizal Fungi (Vesicular). General life cycle, and the structures formed (en línea). Consultado 15 mar. 2020, Disponible en <http://invam.caf.wvu.edu/>.
- Jaizme, M & Rodriguez, A. 2008. Integración de microorganismos benéficos (Hongos micorrízicos y bacterias rizosféricas) en agrosistemas de las Islas Canarias. Agroecología pp. 3: 33-39.
- Jiménez, R. & Núñez, A., Espitia, F., Pérez, A., (2016, October). Diversidad de géneros de hongos formadores de micorrizas arbusculares asociados a pasto colosuana (*Bothriochloa pertusa* (L) a. camus) en suelos compactados y no compactados del municipio de San Marcos, departamento de Sucre. In 2014.
- Jessica, F., & Pérez, A., (2019). Producción masiva de hongos micorrízicos arbusculares utilizando plantas trampa e inóculo de suelo rizosférico de café proveniente de diferentes altitudes de San Martín.
- Jorge, A; Sierra-Escobar; Rafael, A; Navarro, A; Gabriel, J & Yepes. 2017. Efectos de la interacción de hongos micorrizo arbusculares (HMA) y *Meloidogyne javanica* en plántulas de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss).
- Kernaghan, G. (2005). Diversidad micorrízica: ¿causa y efecto?. *Pedobiologia*,49(6), 511-520.

- Koltai H & Kapulnik, Y. 2010. Arbuscular mycorrhizas: Physiology and function. New York: Springer
- Koch, M; Tanami, Z; Bodani, H; Winingar, S y Kapulnik, Y. 1997. Field application of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi improved garlic yield in disinfected soil. *Mycorrhiza*, pp. 7: 47-50.
- Kholkhar, I; Haider, M; Mukhtar, I & Mushtag, S. 2011. Evaluation of antagonistic activity of soil bacteria against plant pathogens fungi. *Pakistan Journal of Phytopathology*, Faisalabad. Pp. 23:166-169.
- Krebs, C. J. (1985). *Ecología: estudio de la distribución y la abundancia* (No. 574.5 K92e). México, MX: Edit. Harla.
- León, V. 2006. Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot esculenta* sp) en dos regiones de la Amazonía Colombiana. Bogotá – Colombia.
- Lemus, G., Ferreyra, R., Gil, P., Maldonado, P., Toledo, C., Barrera, C., & DE, J. C. (2005). El cultivo del palto. *Boletín Inia*, 129, 81.
- LOPES,E.S.; OLIVEIRA, E.; DIAS,R.;SCHENCK,N,C. Occurrence and distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in coffee (*Coffea arabica* L.) plantations in Central São Paulo State-Brazil. *Turrialba*, 33:417-42, 1983
- McGonigle, T P; Miller, M H; Evans, D G; Fairchild, G L& Swan, J A. 1990. A new method that gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol*. Pp. 115:495–501

- Medina, L; Rodríguez, Y; Torres, Y & Herrera, C. 2010. Aislamiento e identificación de hongos micorrízicos arbusculares nativos de la zona de Las Caobas, Holguín. *Cultivos Tropicales*, pp. 3: 2–4.
- Ministerio de Agricultura y Riegos. 2019. serie de estadísticas de producción agrícola (sepa) (en línea). Consultado 7 abril. 2020, Disponible en: <http://frenteweb.minagri.gob.pe/sisca/?mod=salida>.
- Miranda, L D; Moreno, B N; y Carranza, G C. 2015. Un modelo para el manejo de la nutrición en el cultivo de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss). In: *Granadilla (Passiflora ligularis Juss): Caracterización ecofisiológica del cultivo*, p. 119-148.
- Minerdi, D; Fani, R; Gallo, R; Boarino, A & Bonfante, P. 2001. Nitrogen fixation genes in an endosymbiotic *Burkholderia* strain. *Applied and Environmental Microbiology*, Washington. Pp. 67: 725–732.
- Molina, Mauricio, Mahecha, Liliana & Medina, Marisol. 2005. Importancia del manejo de hongos micorrizógenos en el establecimiento de árboles en sistemas silvopastoriles. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 18(2): 162-175p.
- Montañez, O; Imelda, V S; Carolina, C G; Marco, C A; Jairo. 2010. Colonización micorrícica en plantas de aguacate (*Persea americana* L.) Bogotá pp. 51-60 vol. 13
- Montilla, E. 2010. Caracterización de la micorrización "nativa" en plantaciones de café en diferentes condiciones edafoclimáticas.
- Mora, D. 2011. El cultivo de Maracuyá *Passiflora Edulis* en temporada invernal. Mangematin, Vincent & Sapsed, Jonathan & Schüßler, Elke. (2014). *Disassembly*

and reassembly: An introduction to the Special Issue on digital technology and creative industries. *Technological Forecasting and Social Change* (en línea). Consultado 20 may. 2020, Disponible en: [10.1016/j.techfore.2014.01.002](https://doi.org/10.1016/j.techfore.2014.01.002).

Nuñez, V. 2010. Estado del arte de la investigación en uchuva *Physalis peruviana* L.Colombia (en línea). Consultado 7 nov. 2019, disponible en: URL: https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/13137/74250_65667.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

Oehl, F.; Sieverding, E.; Palenzuela, J.; Ineichen, K.; y Alves da Silva, G. (2011). *Advances in Glomeromycota taxonomy and classification*. *Ima Fungus*. 191-196.

Pace, N; Sapp, J & Goldenfeld, N. 2012. Phylogeny and beyond: Scientific, historical, and conceptual significance of the first tree of life. *Proceedings of the National Academy of Science of United States of America*, Washington. Pp. 1011-1018.

Parniske, M. 2008 *Arbuscular Mycorrhiza: the Mother of Plant Root Endosymbioses*. *Nat Rev. Microbiol*. Pp. 6: 10 – 763

Pedroza, J & Donado, W. 2006. Efecto de la fertilización con Calfos, malezas acuáticas y gallinaza en la adaptación de seis especies pioneras para la revitalización de zonas erosionadas del municipio de Bojaca Cundinamarca (en línea). Consultado 8 mar. 2020, Disponible en: <https://revistas.udistrital.edu.co/index.php/revcie/article/view/339/505>

- Peterson, R L; Massicotte, H B & Melville L.H. 2004. Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology. NRC Research Press, Ottawa. p. 173.
- Peña-Vanegas, C P; Cardona, G I; Mazorra, J H & Arcos, A L. 2006. Micorrizas arbusculares de la Amazonia colombiana. Catalogo ilustrado. Instituto Amazónico de investigaciones científicas SINCHI
- Pérez, A & Verbel, M. 2010. Evaluación de la colonización de micorrizas arbusculares en *Bothriochloa pertusa* (L) (en línea). A. Camus. Revista MVZ. Consultado 10 may. 2020, Disponible en: URL:<http://www.scielo.org.co/pdf/mvz/v15n3/v15n3a04.pdf>.
- Phillips, J y Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular fungi for rapid assessment of infection. Trans. Br. Mycol. Soc. 55:158-161.
- Pieterse, C M; Zamioudis, C; Berendsen, R L; Weller, D M; Van Wees, S C & Bakker, P. 2014. Induced Systemic Resistance by Beneficial Microbes. Annual Review of Phytopathology. Vol. 52. Pp. 347-375
- Quilambo, O. 2003. The vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. African Journal Biotechnology, pp. 539-546.
- Redecker D & Raab P. 2006. Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers. Mycologia, pp. 885-895
- Riess, S. and Sanvito, A. 1985. Investigations on vesicular- arbuscular mycorrhizae in different conditions of coffee cultivations in Mexico. Micol. Ital. 14: 57-62

- Ritchey, K. D. (2008). Los componentes básicos de la escritura: aprender a escribir letras y deletrear palabras. *Lectura y escritura*, 21(1), 27-47.
- Robles, C; Robles-Martínez, ML; Monrroy-Díaz, FB. 2008. Crecimiento y nutrición del maguey mezcalero (*agave angustifolia* Haw.) bajo condiciones de micorrización arbuscular
- Robles-Martínez, M; C. Robles; F. Rivera-Becerril; P. Ortega Larrocea y L. Pliego-Marín. 2013. Inoculación con consorcios nativos de hongos de micorriza arbuscular en *Agave angustifolia* Haw. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* pp: 1231-1240.
- Rodríguez, F. 2014. Cultivo do maracuya amarelo irrigado. Bogota, Colombia: Centro Universitario de Goiás.
- Rodríguez-Romero, A. S., Jaizme-Vega, M. C., Delamo, M. E., & Domínguez, P. T. (2002). Efectos de la micorrización sobre el desarrollo de dos cultivares de platanera micropropagada. *InfoMusa*, 11(1), 25-8.
- Rojas, J C. (2010). Hongos micorrizicos arbusculares en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Theobroma cacao* L.) Bajo los sistemas
- Romera, F J; García, M J; Lucena, C; Martínez-Medina, A; Aparicio, M A; Ramos, J; Alcántara, E; Angulo, M & Pérez-Vicente R. 2019. Induced Systemic Resistance (ISR) and Fe Deficiency Responses in Dicot Plants. *Front. Plant Sci.* pp. 10: 287.
- Sawers, R. J. H., Svane, S. F., Quan, C., Grønlund, M., Wozniak, B., Gebreselassie, M.-N., Paszkowski, U. (2017). Phosphorus acquisition efficiency in arbuscular

mycorrhizal maize is correlated with the abundance of root-external hyphae and the accumulation of transcripts encoding PHT1 phosphate transporters. *New Phytologist*, 214, 632–643. Consultado 7 jun. 2020, Disponible en: <https://doi.org/10.1111/nph.14403>.

Schenck, N. C., & Sm, G. S. (1982). *Glomus intraradices*. Retrieved April, 23, 2015.

Schenck, N C & Perez, Y. 1990. A manual for identification of vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi. INVAM University of Florida, Gainesville, FL, 286 p.

Schüßler, A. y Redecker, D. (2014). 9 Glomeromycota. En *Sistemática y evolución* (pp. 251-269). Springer, Berlín, Heidelberg.

SCHÜßLER, A. R. T. H. U. R., & Walker, C. (2011). 7 Evolución del filo fúngico 'simbiótico vegetal', Glomeromycota. En *Evolution of fungi and fungal-like organisms* (pp. 163-185). Springer, Berlín, Heidelberg. Schüßler, A; Schwarzott, D & Walker, C. 2001. A new fungal phylum: the Glomeromycota. *USA. Mycol Res.* 105 (12): 1413-1421.

Sierra y Selva Exportadora 2019. Análisis de mercado 2014-2018 (en línea). Consultado 7 jun. 2020, Disponible en: https://issuu.com/exportadorasiaserrayselva/docs/analisis_de_mercado_granadilla-fusi

Sieverding, E. 1991. Vesiculo - arbuscular mycorrhizal management in tropical agrosystem. Technical Corporation. Federal Republic Germany. 371p.

- Sieverding, E. 1983. Manual de métodos para la investigación en micorrizas vesículo-arbuscular en el laboratorio. Palmira, CIAT. Colombia.
- Smith, S.E. y Read, D.J. (1997) Mycorrhizal Symbiosis, Academic Press, London.
- Smith, S E & Read, D j. 2008. Mycorrhizal symbiosis, Third edition. Academic, London. Elsevier.
- Taiz, L & Zeiger, E. 2006. Fisiología Vegetal, Tercera ed, USA.
- Toro-Garcia, M. (1987). Efectividad del hongo *Gigaspora margarita* como micorriza de cafetos a exposición solar. Caracas, Venezuela: Universidad Central de Venezuela.
- Trappe, J M. 1994. What is a mycorrhiza? Proceedings of the fourth European Symposium on mycorrhizae. Granada, España. En: Johnson N.C., Graham J.H. y Smith F.A. 1997. Functioning of mycorrhizal association along the mutualism-parasitism continuum. *New Phytologist*, pp. 575-585
- Trejo, D; Ferrera-Cerrato, R; García, R; Varela, L; Lara, L y Alarcón, A. 2011. Efectividad de siete consorcios nativos de hongos micorrízicos arbusculares en plantas de café en condiciones de invernadero y campo. Chile. *Revista Chilena de Historia Natural* 84: 23-31 p.
- Trouvelot, A; Kough, J L & Gianinazzi-Pearson, V. 1986. "Mesure du taux de mycorrhization d'un systeme racinaire recherché de methods d'estimation ayant une signification fonctionnelle, In: Gianinazzi-Pearson, V. and Gianinazzi, S. (eds). *Physiological and Genetical Aspects of mycorrhiza*". INRA Publications, Paris, pp: 217-221.

- Valarezo, A., Mendoza, H., Alvarez, J., & Vasquez, W. (2014). El cultivo de maracuyá (en línea). Manual técnico para su manejo en el litoral ecuatoriano. Quito, Ecuador. Consultado 7 may. 2020, Disponible en: <http://C:/Users/GIOVANY/Downloads/116%20EL%20CULTIVO%20DE%20MARACUYA%20EN%20ECUADOR.pdf>.
- Vierheilig, H., & Piché, Y. (2002). Signalling in arbuscular mycorrhiza: facts and hypotheses. *Flavonoids in cell function*, 23-39.
- Walker, C., 1983. Taxonomic concepts in the Endogonaceae: spore wall characteristics in species descriptions. *Mycotaxon* 18:443-455.
- Watts-Williams, S. J., Cavagnaro, T. R., & Tyerman, S. D. (2019). Variable effects of arbuscular mycorrhizal fungal inoculation on physiological and molecular measures of root and stomatal conductance of diverse *Medicago truncatula* accessions. *Plant, Cell and Environment*, 42, 285 Consultado 7 jun. 2020, Disponible en: 294. <https://doi.org/10.1111/pce.13369>.
- Wright, S F; A Upadhyaya. 1996. Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Sci.* 161:575–586.
- Vlček, V y Pohanka M. 2019 Glomalina: una proteína interesante que forma parte de la materia orgánica del suelo. *Agua del suelo Res.* <https://doi.org/10.17221/29/2019-SWR>

Zangaro; W. Nizisaki; SMA; Domingos; JCB; Nakano; EM. 2002. Arbuscular mycorrhizal in native Woody species of Tibagi River Basin, Paraná.

Zhou, S; B. Medlyn; S. Sabaté; D. Sperlich & I C. Prentice. 2014. Short-term water stress impacts on stomatal, mesophyll and biochemical limitations to photosynthesis differ consistently among tree species from contrasting climates. *Tree Physiol.*

ANEXO

FIGURA 14. Esporas de los morfotipos de HMAs asociados al suelo rizosferico de granadilla.

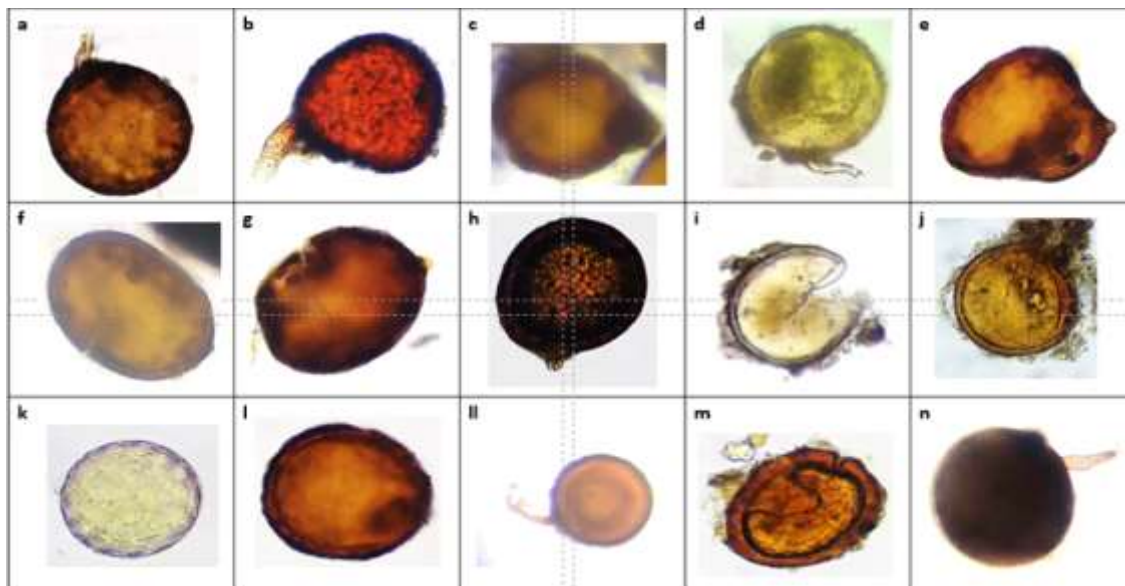


Figura 13. Esporas de los morfotipos de HMAs asociados al suelo rizosferico de granadilla.

- I. Características de las esporas del morfotipo 1:** **a.** espora de forma globosa y presenta una hifa pronunciada, **b.** Presenta dos paredes formando un solo grupo. La pared externa es gruesa y es la que le confiere el color a la espora. Pegada a esta aparece una pared más interna, delgada, sólida, flexible. Conexión hifal: Formada a partir de la prolongación de la pared externa formando un cuello que parte desde la espora y se prolonga hacia la hifa, por lo que conserva. **C.** espora que posee dos paredes: una externa, concolora, pegada a esta aparece una pared más clara, formando un solo grupo de paredes. Conexión hifal De color amarillo claro, engrosada al comienzo, sin septo, luego se adelgaza. **D.** Esporas solitarias globosas de paredes se distingue claramente un grupo formado por dos paredes: La más externa, laminada, gruesa. La pared más interna está pegada a la pared laminada, de color más claro Conexión hifal: Gruesa, recta, sin septo. Algunas veces la hifa forma proyecciones a los lados, cerca al sitio de formación. **E y F.** Esporas solitarias de paredes que se distingue claramente un grupo con tres paredes de color claro: La primera que puede o no estar presente, es una cubierta externa mucilaginosa, formada por capas de diferente y seguida por una pared sólida, de color blanco, La pared más interna de color amarillo más oscuro que la pared externa, se denomina laminada, pues al escachar las esporas esta tiende a conservar su forma y es la que determina el color de la espora. Conexión hifal: Generalmente presente en las esporas. Consiste en una conexión recta, de pared gruesa que es la continuación de la pared sólida de la espora. **H.** Espora solitaria, globosas puede presentar mucílago adherido a la superficie, pero en general la superficie es lisa y limpia. Paredes de la espora Se distingue claramente un grupo formado por dos paredes. Conexión hifal: Gruesa, y

ancho, la pared de la hifa es la continuación de la pared interna de la espora, recta.

- II. Características de las esporas del morfotipo 2:** I. Espora de color amarillo, hialina y presenta células supresoras de color amarillo pálido. J y K. paredes formadas por tres unidades las más internas están formadas por varias paredes membranosas, hialinas y flexible.
- III. Características de las esporas del morfotipo 3:** L. espora de forma globosa formada por dos grupos de paredes la pared interna de forma lisa célula supresora en forma de perilla.
- IV. Características de las esporas del morfotipo 4:** Ll, M. Espora de color café rojizo forma globosa se observa cuatro paredes la pared externa tiende a cuartearse
- V. Características de las esporas del morfotipo 5:** G, N. Esporas completas con célula suspensoria detalle en forma de bulbo y posee una hifa transparente y prominente

FIGURA 15. Colonización micorrítica en la raíz de la granadilla

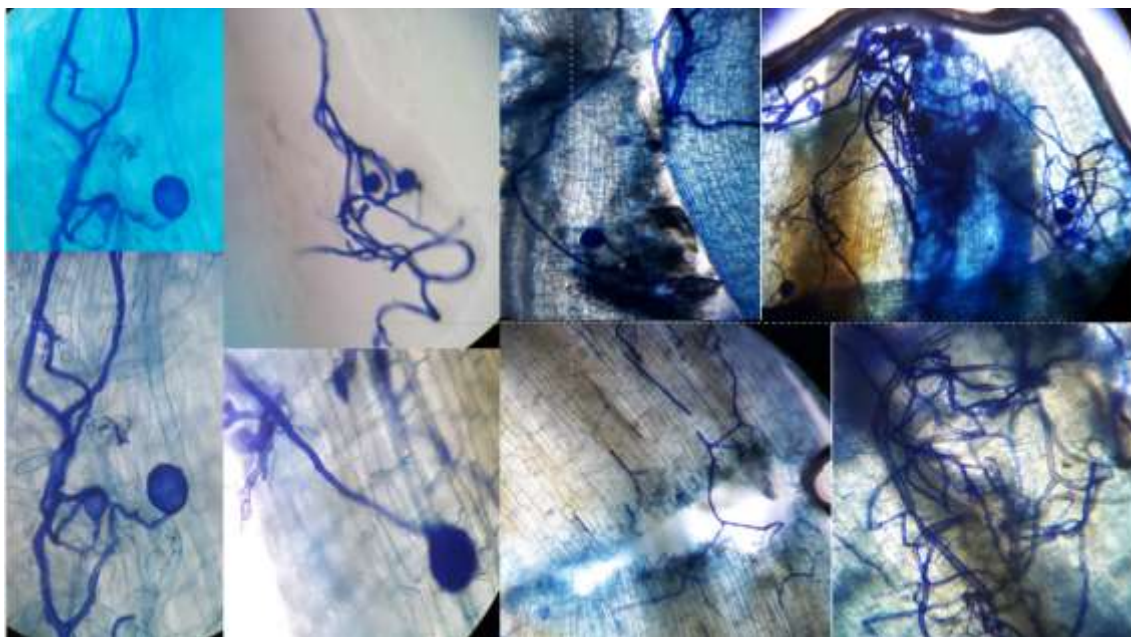


Figura 14. Colonización en la raíz de granadilla raíces colonizadas por la estructura de los hongos.

UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILO VALDIZAN – HUÁNUCO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DIRECCIÓN DE INVESTIGACIÓN

CONSTANCIA DE TURNITIN N° 011 - 2022- UNHEVAL- FCA

**CONSTANCIA DEL PROGRAMA
TURNITIN PARA BORRADOR DE TESIS**

LA DIRECCIÓN DE LA UNIDAD DE INVESTIGACIÓN:

Hace constar que el Título:

**"MICORRIZACION NATURAL Y DENSIDAD DE ESPORAS DE HONGOS
MICORRIZICOS ARBUSCULARES EN GRANADILLA (*Passiflora ligurís*
Juss), HUÁNUCO"**

Presentado por (el) (la) alumno (a) de la Facultad de Ciencias Agrarias,
Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica.

Emerson Elon Márquez Dávila

La misma que fue aplicado en el programa: "turnitín"

La TESIS; para Revisión.pdf; con Fecha: 12 de abril del 2022

Resultado: **25 % de similitud general**, rango considerado: **Apto**, por disposición
de la Facultad.

Para lo cual firmo el presente para los fines correspondientes.

Atentamente.

UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILO VALDIZAN
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
CONSTANCIA N°
Dr. Antonio S. Cornejo y Maldonado
DIRECTOR DE INVESTIGACIÓN
DE LA F.C.A.

OH



"Año de la Universalización de la Salud"
 UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZÁN
 HUÁNUCO - PERÚ
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
 LICENCIADA CON RESOLUCIÓN DEL CONSEJO DIRECTIVO N° 099-2019-SUNEDUCO



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE PROFESIONAL INGENIERO AGRÓNOMO

En la ciudad de Huánuco a los 20 días del mes de marzo del año 2023, siendo las 10 horas de acuerdo al Reglamento General de Grados y Títulos de la Universidad Nacional Hermilio Valdizán-Huánuco, y en virtud de la Resolución de Consejo Universitario N° 2939-2022-UNHEVAL, de fecha 12 de setiembre de 2022, se dispone que los decanos de las 14 facultades de la Universidad Nacional Hermilio Valdizán de Huánuco programen, A PARTIR DE LA FECHA, la sustentación de tesis de pregrado de manera presencial, los miembros integrantes del Jurado Calificador, nombrados mediante Resolución N° 055 - 2023- UNHEVAL-FCA-D, de fecha 07/03/2023 para proceder con la evaluación de la sustentación de la tesis titulada:

Miconización natural y densidad de esporas de hongos micorrízicos arbusculares en gramadilla (Paspalum ligurum Juss), Huánuco

presentada por el (la) Bachiller en Ingeniería Agronómica:

Emerson Elon Marquez Davila

Bajo el asesoramiento de:

M.Sc. Kadir John Marquez Davila

El Jurado Calificador está integrado por los siguientes docentes:

PRESIDENTE : Mg. Ana Mercedes Asado Huiteda
SECRETARIO : M.Sc. Liliana Vega Jara
VOCAL : Dra. Maria Anteaqui Gutiérrez Solórzano
ACCESITARIO 1 : Dr. Fernando Jeronías González Paziona
ACCESITARIO 2 : Mg. Feli Ricardo Jara Claudio

Finalizado el acto de sustentación, luego de la deliberación y verificación del calificativo por el Jurado, se obtuvo el siguiente resultado: aprobado por unanimidad con el cuantitativo de 18 y cualitativo de muy bueno quedando el sustentante apto para que se le expida el TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO AGRÓNOMO.

El acto de sustentación se dio por concluido, siendo las 12 horas.

Huánuco, 20 de marzo de 2023

PRESIDENTE

SECRETARIO

VOCAL

- Deficiente (11, 12, 13) Desaprobado
 - Bueno (14, 15, 16) Aprobado
 - Muy Bueno (17, 18) Aprobado
 - Excelente (19, 20) Aprobado



"Año de la Universalización de la Salud"
UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZAN
HUÁNUCO - PERÚ
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
LICENCIADA CON RESOLUCIÓN DEL CONSEJO DIRECTIVO N° 099-2019-SUNEDUCO



OBSERVACIONES:

sin observaciones

Huánuco, 20 de MARZO de 2023



PRESIDENTE



SECRETARIO



VOCAL

LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES:

Huánuco, ___ de ___ de 20__

PRESIDENTE

SECRETARIO

VOCAL



**AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN DIGITAL Y DECLARACIÓN JURADA DEL TRABAJO DE INVESTIGACIÓN
PARA OPTAR UN GRADO ACADÉMICO O TÍTULO PROFESIONAL**

1. Autorización de Publicación: (Marque con una "X")

Pregrado	<input checked="" type="checkbox"/>	Segunda Especialidad	<input type="checkbox"/>	Posgrado:	Maestría	<input type="checkbox"/>	Doctorado	<input type="checkbox"/>
Pregrado (tal y como está registrado en SUNEDU)								
Facultad	CIENCIAS AGRARIAS							
Escuela Profesional	INGENIERÍA AGRONÓMICA							
Carrera Profesional	INGENIERÍA AGRONÓMICA							
Grado que otorga								
Título que otorga	INGENIERO AGRÓNOMO							
Segunda especialidad (tal y como está registrado en SUNEDU)								
Facultad								
Nombre del programa								
Título que Otorga								
Posgrado (tal y como está registrado en SUNEDU)								
Nombre del Programa de estudio								
Grado que otorga								

2. Datos del Autor(es): (ingrese todas las datos requeridos completos)

Apellidos y Nombres:	MARQUEZ DÁVILA EMERSON ELON							
Tipo de Documento:	DNI	<input checked="" type="checkbox"/>	Pasaporte	<input type="checkbox"/>	C.E.	<input type="checkbox"/>	Nro. de Celular:	995940377
Nro. de Documento:	72278874			Correo Electrónico:		Emersonelon93@gmail.com		
Apellidos y Nombres:								
Tipo de Documento:	DNI	<input type="checkbox"/>	Pasaporte	<input type="checkbox"/>	C.E.	<input type="checkbox"/>	Nro. de Celular:	
Nro. de Documento:				Correo Electrónico:				
Apellidos y Nombres:								
Tipo de Documento:	DNI	<input type="checkbox"/>	Pasaporte	<input type="checkbox"/>	C.E.	<input type="checkbox"/>	Nro. de Celular:	
Nro. de Documento:				Correo Electrónico:				

3. Datos del Asesor: (ingrese todos los datos requeridos completos según DNI, no es necesario indicar el Grado Académico del Asesor)

¿El Trabajo de Investigación cuenta con un Asesor?: (marque con una "X" en el recuadro del castaño, según corresponda)	SI	<input checked="" type="checkbox"/>	NO	<input type="checkbox"/>				
Apellidos y Nombres:	MARQUEZ DAVILA KADIR JHON			ORCID ID:	0000-0003-3019-5665			
Tipo de Documento:	DNI	<input checked="" type="checkbox"/>	Pasaporte	<input type="checkbox"/>	C.E.	<input type="checkbox"/>	Nro. de documento:	22330263

4. Datos del Jurado calificador: (ingrese solamente los Apellidos y Nombres completos según DNI, no es necesario indicar el Grado Académico de/ Jurado)

Presidente:	Mg. ASADO HURTADO ANA MERCEDES
Secretario:	M.SC. VEGA JARA ULIANA
Vocal:	Dra. GUTIERREZ SOLORZANO MARIA BETZABÉ
Vocal:	Dr. GONZALES PARIONA FERNANDO JEREMIAS
Vocal:	
Accesitario	Mg. JARA CLAUDIO FLELI RICARDO



AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN DIGITAL Y DECLARACIÓN JURADA DEL TRABAJO DE INVESTIGACIÓN PARA OPTAR UN GRADO ACADÉMICO O TÍTULO PROFESIONAL Declaración Jurada: *(Ingrese todas los datos requeridos completos)*

a) Soy Autor (a) (es) del Trabajo de Investigación Titulado: <i>(Ingrese el título tal y como está registrado en el Acta de Sustentación)</i>
MICORRIZACIÓN NATURAL Y DENSIDAD DE ESPORAS DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EN GRANADILLA (<i>Possiflora liguris</i> JUSS.) HUÁNUCO
b) El Trabajo de Investigación fue sustentado para optar el Grado Académico ó Título Profesional de: <i>(tal y como está registrado en SUNEDU)</i>
TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO AGRÓNOMO
c) El Trabajo de investigación no contiene plagio (ninguna frase completa o párrafo del documento corresponde a otro autor sin haber sido citado previamente), ni total ni parcial, para lo cual se han respetado las normas internacionales de citas y referencias.
d) El trabajo de investigación presentado no atenta contra derechos de terceros.
e) El trabajo de investigación no ha sido publicado, ni presentado anteriormente para obtener algún Grado Académico o Título profesional.
f) Los datos presentados en los resultados (tablas, gráficos, textos) no han sido falsificados, ni presentados sin citar la fuente.
g) Los archivos digitales que entrego contienen la versión final del documento sustentado y aprobado por el jurado.
h) Por lo expuesto, mediante la presente asumo frente a la Universidad Nacional Hermilio Valdizán (en adelante LA UNIVERSIDAD), cualquier responsabilidad que pudiera derivarse por la autoría, originalidad y veracidad del contenido del Trabajo de Investigación, así como por los derechos de la obra y/o invención presentada. En consecuencia, me hago responsable frente a LA UNIVERSIDAD y frente a terceros de cualquier daño que pudiera ocasionar a LA UNIVERSIDAD o a terceros, por el incumplimiento de lo declarado o que pudiera encontrar causas en la tesis presentada, asumiendo todas las cargas pecuniarias que pudieran derivarse de ello. Asimismo, por la presente me comprometo a asumir además todas las cargas pecuniarias que pudieran derivarse para LA UNIVERSIDAD en favor de terceros con motivo de acciones, reclamaciones o conflictos derivados del incumplimiento de lo declarado o las que encontraren causa en el contenido del trabajo de investigación. De identificarse fraude, piratería, plagio, falsificación o que el trabajo haya sido publicado anteriormente; asumo las consecuencias y sanciones que de mi acción se deriven, sometiéndome a la normatividad vigente de la Universidad Nacional Hermilio Valdizán.

1. Datos del Documento Digital a Publicar: *(Ingrese todas los datos requeridos completos)*

Ingrese solo el año en el que sustentó su Trabajo de Investigación: <i>(Verifique la información en el Acta de Sustentación)</i>		2023	
Modalidad de obtención del Grado Académico o Título Profesional: <i>(Marque con X según Ley Universitaria con la que inició sus estudios)</i>	Tesis	X	Tesis Formato Artículo
	Trabajo de Investigación		Trabajo de Suficiencia Profesional
	Trabajo Académico		Otros <i>(especifique modalidad)</i>
Palabras Clave: <i>(solo se requieren 3 palabras)</i>	SIMBIOSIS MIORRIZICA	SUELO	COLONIZACION DE RAIZ
Tipo de Acceso: <i>(Marque con X según corresponda)</i>	Acceso Abierto	X	Condición Cerrada (*)
	Con Periodo de Embargo (*)		Fecha de Fin de Embargo:
¿El Trabajo de Investigación, fue realizado en el marco de una Agencia Patrocinadora? <i>(ya sea por financiamientos de proyectos, esquema financiero, beca, subvención u otros; marcar con una "X" en el recuadro del costado según corresponda):</i>	SI	NO	X
Información de la Agencia Patrocinadora:			

El trabajo de investigación en digital y físico tienen los mismos registros del presente documento como son: Denominación del programa Académico, Denominación del Grado Académico o Título profesional, Nombres y Apellidos del autor, Asesor y Jurado calificador tal y como figura en el Documento de Identidad, Título completo del Trabajo de Investigación y Modalidad de Obtención del Grado Académico o Título Profesional según la Ley Universitaria con la que se inició los estudios.



A través de la presente, autorizo de manera gratuita a la Universidad Nacional Hermilio Valdizán a publicar la versión electrónica de este Trabajo de Investigación en su Biblioteca Virtual, Portal Web, Repositorio Institucional y Base de Datos académica, por plazo indefinido, consintiendo que con dicha autorización cualquier tercero podrá acceder a dichas páginas de manera gratuita pudiendo revisarla, imprimirla o grabarla siempre y cuando se respete la autoría y sea citada correctamente. Se autoriza cambiar el contenido de forma, más no de fondo, para propósitos de estandarización de formatos, como también establecer los metadatos correspondientes.

Firma:		
Apellidos y Nombres:	MARQUEZ DÁVILA EMERSON ELON	
DNI:	2278874	Huella Digital
Firma:		Huella Digital
Apellidos y Nombres:		
DNI:		
Firma:		Huella Digital
Apellidos y Nombres:		
DNI:		
Fecha: 24-09-2023		

Nota:

- ✓ No modificar los textos preestablecidos, conservar la estructura del documento.
- ✓ Marque con una X en el recuadro que corresponde.
- ✓ Llenar este formato de forma digital, con tipo de letra **calibri**, tamaño de fuente **09**, manteniendo la alineación del texto que observa en el modelo, sin errores gramaticales (recuerde las mayúsculas también se titula si corresponde).
- ✓ La información que escribe en este formato debe coincidir con la información registrada en los demás archivos y/o formatos que presente, tales como: DNI, Acta de Sustentación, Trabajo de Investigación (PDF) y Declaración Jurada.
- ✓ Cada uno de los datos requeridos en este formato, es de carácter obligatorio según corresponda.