

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



**“HONGOS MICORRÍZICOS VESÍCULO ARBUSCULARES ASOCIADOS A
LA RIZÓSFERA EN CULTIVOS DE GRANOS Y TUBÉRCULOS ANDINOS EN
CAMACANI-PUNO”**

TESIS

PRESENTADA POR

HERMELINDA COILLO VALERO

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

MENCIÓN: FITOTECNIA

PUNO - PERÚ

2017

**UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**

“HONGOS MICORRÍZICOS VESÍCULO ARBUSCULARES ASOCIADOS A LA RIZÓSFERA EN CULTIVOS DE GRANOS Y TUBÉRCULOS ANDINOS EN CAMACANI-PUNO”

TESIS

PRESENTADA POR:

HERMELINDA COILLO VALERO

PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

MENCIÓN: FITOTECNIA



FECHA DE SUSTENTACIÓN: 02 DE AGOSTO DE 2017

APROBADA POR EL JURADO REVISOR CONFORMADO POR:

PRESIDENTE :
Ing. M.Sc. Juan LARICO VERA

PRIMER MIEMBRO :
Dr. Juan G. ZAPANA PARI

SEGUNDO MIEMBRO :
Dr. Victor Hugo CASA COILA

DIRECTOR :
Dr. Ernesto J. CHURA YUPANQUI

ASESOR :
Dra. Betsabe LEON TTACCA

ASESOR :
Dr. Félix A. ESTETE MALDONADO

PUNO - PERÚ

2017

Área : Ciencias agrícolas

Tema : Manejo integrado de plagas y enfermedades en cultivos andinos

DEDICATORIA

*En primer lugar doy
infinitamente gracias a Dios por
los triunfos y los momentos
difíciles que me han enseñado a
valorarlo cada día más.*

*Con cariño a mis queridos padres Juan y Nicolsa
quienes con mucho amor y sacrificio, hicieron realidad mi
más grande anhelo y por su aliento moral en cada momento;
a mis hermanos Germán, Hercilia, Armandó, Carolina y
Osisis; por su apoyo incondicional que confiaron en mí.*

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional del Altiplano y a la Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica, por haberme brindado mi formación profesional.

Al director de tesis Dr. Ernesto J. Chura Yupanqui, por su apoyo y confianza con el asesoramiento del presente trabajo de investigación.

Agradezco de manera especial a la Dra. M. Sc. Betsabé León Ttacca, por sus sugerencias, conocimientos, paciencia y tiempo para el desarrollo y culminación de este trabajo de investigación.

Al Dr. Félix Alonso Astete Maldonado, por el asesoramiento en la interpretación de los datos estadísticos.

Al presidente del jurado Ing. M.Sc Juan Larico Vera, por su apoyo y confianza brindada para la culminación del presente trabajo de investigación.

Al primer miembro del jurado Dr. Juan G. Zapana Pari, por su apoyo y confianza brindada en el siguiente trabajo de investigación.

Al segundo miembro del jurado Dr. Víctor Hugo Casa Coila, por su confianza y sus conocimientos brindados para la culminación del presente del trabajo de investigación.

A mis queridos padres, Juan y Nicolasa quienes me han enseñado los principios y valores para crecer cada día como persona y profesional, y mis hermanos German, Hercilia, Armando, Carolina y Olisis por su apoyo incondicional y por su motivación constante.

Así mismo, más allá del interés científico de este estudio, los resultados aquí expuestos son consecuencia del entusiasmo e ilusión por nuevas líneas de trabajo en equipo y la estrecha colaboración entre compañeros y docentes; con la capacidad de suplir con esfuerzo, dedicación a las dificultades surgidas a lo largo de estos años que se llevó acabo el presente trabajo de tesis.

ÍNDICE

	Pág.
ÍNDICE DE FIGURAS	
ÍNDICE DE TABLAS	
ÍNDICE DE ANEXOS	
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS	
RESUMEN	14
INTRODUCCIÓN	16
CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA, ANTECEDENTES Y OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	17
1.1. Planteamiento del problema	17
1.2. Antecedentes.....	18
1.3. Objetivos de la investigación.....	21
1.3.1. Objetivo general.....	21
1.3.2. Objetivos específicos	21
CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO, MARCO CONCEPTUAL E HIPÓTESIS DE INVESVESTIGACIÓN	22
2.1. Marco teórico.....	22
2.1.1. Cultivos andinos	22
2.1.2. Las micorrizas	23
2.1.3. Importancia de las micorrizas en la agricultura	24
2.1.4. Simbiosis micorrízica	25
2.1.5. Clasificación actual de las micorrizas arbusculares (MA).....	25
2.1.6. Ciclo de vida de HMA	28
2.2. Micorriza Vesículo – Arbuscular	30
2.2.1. Distribución	31
2.2.2. Rango de hospedantes.....	31
2.2.3. Morfología del hongo dentro de la raíz	33
2.2.3.1.Hifas	33
2.2.3.2.Arbúsculos	33
2.2.3.3.Vesículas	33
2.2.3. Función de las hongos micorrizas vesiculo arbusculares HMVA	34

2.2.3.1. Nutrición vegetal	34
2.2.3.2. Reciclaje de nutrientes	35
2.2.3.3. En la agregación del suelo.....	35
2.2.3.4. Efectos contra patógenos de plantas	36
2.2.4. Factores que afectan al crecimiento de los hongos micorizicos vesículo arbusculares HMVA.....	37
2.3. Marco conceptual	38
2.4. Hipótesis	39
2.4.1. Hipótesis general.....	39
2.4.1. Hipótesis específicos.....	39
CAPÍTULO III: MÉTODO DE LA INVESTIGACIÓN	40
3.1. Fase de campo	40
3.1.1. Colecta de muestras de suelo	40
3.1.2. Colecta de raíces	40
3.2. Fase de Laboratorio	42
3.3. Colonización micorrízica.....	44
3.4. Análisis Estadístico.....	46
CAPÍTULO IV. CARACTERIZACIÓN DEL AREA DE INVESTIGACIÓN.....	47
4.1. Lugar de estudio	47
4.2. Condiciones meteorológicas.....	48
CAPÍTULO V. EXPOSICIÓN ANÁLISIS DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN	50
5.1. Población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción Camacani-Puno.....	50
5.1.1. Población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos según época de muestreo.	51
5.1.2. Población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos según accesiones.	52
5.1.3. La población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Cañihua.....	55

5.1.4. La población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Maíz.	56
5.1.5. La población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Mashua.	57
5.1.6. La población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Oca.	58
5.1.7. La población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Olluco.	59
5.1.8. La población de hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Quinoa.	60
5.2. Colonización radicular de los hongos micorrízicos vesiculo arbusculares (HMVA) en cultivos de granos y tubérculos andinos presentes en Camacani-Puno.	63
CONCLUSIONES	68
RECOMENDACIONES	69
BIBLIOGRAFÍA	70
ANEXOS	76

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Clasificación taxonómica (Adaptado de INVAM, 2006).....	26
Figura 2. Clasificación taxonómica actual de los HMA (Tomado de AMF- Phylogeny.com, 2006).	28
Figura 3. Ciclo de vida de HMA (INVAM, 2006)	29
Figura 4. Estructura morfológica de las micorrizas vesículo arbuscular (Leon 2006) ..	29
Figura 5. Espora micorrízica.....	30
Figura 6. Recolección de Muestras de suelos. a) Muestra de suelo Colectada en época de descanso. b) Muestra de suelo Colectada en época de producción. c) Muestra de suelo Colectada en época de floración. d) Recolección de muestras de suelo y rizósfera de suelo para su conservación.	41
Figura 7. Método de tamizado en húmedo y decantación para la extracción de esporas. a). Muestra de 100g de suelo, b). Homogenización de la muestra, c). Pasar por tamiz el sobrenadante, d). Lavar con agua restos de materia orgánica, e y f). Colectar la muestra de tamiz 45 micras para la centrifugación.	43
Figura 8. Método de centrifugación para extracción de esporas en muestras de suelo con solución sacarosa. a). Solución sacarosa al 50% para extracción de esporas b). Proceso de centrifugación 2500 rpm durante cinco min y 1600 rpm tres min., c). Muestras colectadas en vasos, d). Lectura de muestras.	44
Figura 9. Metodología de colonización micorrízica. a). Lavado raíces de cañihua b). Lavado muestra de raíces de oca y olluco, c). Corte de raíces para la conservación, d). Conservación de muestra de raíces, e). Las raíces colectadas el tubos de 50ml, f). Las raíces fueron sumergidas en solución trypan blue hasta cubrir las raíces.....	45
Figura 10. Montaje de raíces para la evaluación del porcentaje de colonización micorrízica: P, portaobjetos; C, cubreobjetos; y SR, Segmentos de raíz.....	45
Figura 11. Metodología para determinar la colonización micorrízica. a). Cortar muestras de raíces de granos y tubérculos, b). Colectadas raíces en los	

tubos de 50ml conteniendo una solución de KOH, c). Las raíces fueron sumergidas trypan blue hasta cubrir las raíces. d). las muestras en baño maría a 90°C, e). Sobre una lámina de portaobjetos se puso 10 segmentos de raíces aprox. de 1cm, f). Observaciones en un microscopio a 100x de aumento, ghi). Se registra la presencia de micelios de hongos..... 46

Figura 12. Mapa base CIP Camacani.	47
Figura 13. Promedio mensuales de la precipitación pluvial	48
Figura 14. Temperaturas máximas y mínimas registradas. Fuente: SENAMHI (2017)	49
Figura 15. Humedad relativa registrada. Fuente: SENAMHI (2017).....	49
Figura 16. Número de esporas de HMVA asociados a la rizosfera cultivo de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campana agrícola 2015 - 2016).	51
Figura 17. Población promedio del número de esporas de HMVA asociados a la rizósfera cultivo de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (2015 - 2016). CAE: Cañihua Ecotipo, E: Ecotipo, MASHE: Mashua Ecotipo, OLLUE: Olluco Ecotipo, Q: Quinua, Var: Variedad, QAIP: Quinua Airampo, QBJ: Quinua blanca de juli, QCHO: Quinua Choclito, QCHULL: Quinua Chullpi, QKANCO: Quinua Kancolla, QNCO: Quinua Negra Collana, QPAND: Quinua Pandela, QPSA: Quinua Pasancalla, QSINIA: Quinua Salcedo INIA.	53
Figura 18. Número de esporas de HMVA asociados a la ríósfera en accesiones de cañihua en epoca de descanso y producción en el CIP Camacani (campana agrícola 2015 - 2016). CAE: Cañihua Ecotipo, E: Ecotipo.....	56
Figura 19. Número de esporas de HMVA asociados a la rizósfera en cultivo de Mashua en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campana agrícola 2015 – 2016). E: Ecotipo.....	58
Figura 20. Número de esporas de HMVA asociados a la rizosfera en accesión de Olluco en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campana agrícola 2015 – 2016). E: Ecotipo	60
Figura 21. Número de esporas de HMVA asociados a la rizosfera en accesiones de quinua en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campana agrícola 2015 – 2016). Q: Quinua, Var: Variedad, QAIP: Quinua Airampo, QBJ: Quinua blanca de juli, QCHO: Quinua Choclito, QCHULL: Quinua Chullpi, QKANCO: Quinua Kancolla, QNCO:	

Quinoa Negra Collana, QPAND: Quinoa Pandela, QPSA: Quinoa
Pasancalla, QSINIA: Quinoa Salcedo INIA 61

Figura 22. Colonización micorrízica en raíces de cultivos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 – 2016). Las letras distintas indican que existe una diferencia significativa según la prueba de Duncan a 0.05. CAE: Cañihua Ecotipo, E: Ecotipo, MASHE: Mashua Ecotipo, OLLUE: Olluco Ecotipo, Q: Quinoa, Var: Variedad, QAIP: Quinoa Airampo, QBJ: Quinoa blanca de juli, QCHO: Quinoa Choclito, QCHULL: Quinoa Chullpi, QKANCO: Quinoa Kancolla, QNCO: Quinoa Negra Collana, QPAND: Quinoa Pandela, QPSA: Quinoa Pasancalla, QSINIA: Quinoa Salcedo INIA. 65

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Fases fenológicas de los cultivos por cada época de muestreo de suelo y raíces en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).	41
Tabla 2. Análisis de varianza de la población de los HMVA en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).....	50
Tabla 3. Número promedio de esporas de HMVA asociados a la rizosfera de cultivos de granos y tubérculos andinos según época de muestreo en el CIP Camacani (Campaña Agrícola 2015 - 2016).	51
Tabla 4. Población promedio de esporas de HMVA asociados a la rizosfera según accesiones de cultivos de granos y tubérculos andinos de las tres épocas en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).....	52
Tabla 5. Prueba de Duncan ($p \leq 0.05$), para población promedio de esporas de HMVA asociados a la rizósfera según épocas en accesiones de cultivos de granos y tubérculos andinos en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).....	55
Tabla 6. Análisis de varianza de la colonización micorrízica en raíces de cultivos de granos y tubérculos andinos en la fase fenológica de floración en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).	64
Tabla 7. Porcentaje promedio de colonización micorrízica en raíces de cultivos de granos y tubérculos andinos en la fase fenológica de floración en CIP Camacani Puno (campaña agrícola 2015-2016).	64

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Precipitación pluvial registrada durante meses de muestreo.....	76
Anexo 2. Temperaturas registradas durante meses de muestreo.....	76
Anexo 3. Promedio mensual de humedad relativa en %.....	76
Anexo 4. Población de esporas de HMVA en las épocas.....	77
Anexo 5. Base de datos de población de esporas (HMVA) en el mes de agosto.....	78
Anexo 6. Base de datos de población de esporas (HMVA) en el mes de diciembre.	82
Anexo 7. Base de datos de población de esporas (HMVA) en el mes de febrero....	85
Anexo 8. Base de datos de porcentaje de colonización de (HMVA) mes de febrero.	88
Anexo 9. Croquis de parcelas.....	90

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

HMVA	: Hongos micorrízicos vesículo arbusculares
CIP	: Centro de investigación y producción camacani
HMA	: Hongos micorrízicos arbusculares
MA	: micorriza arbuscular
HVA	: Hongos vesículo arbusculares
MVA	: micorriza vesículo arbuscular
KOH	: Hidróxido de potasio
HCL	: Ácido clorhídrico
FAA	: Formaldehido ácido acético
E	: Ecotipo
CAE	: Cañihua ecotipo
MASHE	: Mashua ecotipo
OLLUE	: Olluco ecotipo
OE	: Oca ecotipo
Q	: Quinoa
Var	: Variedad
SC	: Suelo seco
g	: gramos

RESUMEN

En los Andes se puede observar que los campesinos conservan la diversidad de sus cultivos por razones de cultura, aversión a los riesgos climáticos y sobre todo por el factor más importante que es su seguridad alimentaria, la distribución de estas especies se encuentra dispersa y corresponde a los diferentes ecosistemas y zonas agroecológicas presentes en los Andes; sin embargo, existen escasos trabajos de investigación sobre hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA). Por lo que el presente trabajo de investigación se realizó en el Centro Investigación y Producción (CIP) – Camacani de la Universidad Nacional del Altiplano – Puno (UNAP), situado en el distrito de Platería provincia y departamento de Puno, con los siguientes objetivos: 1) Cuantificar la población de hongos micorrízicos vesículos arbusculares en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción, 2) Determinar la colonización radicular de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares de granos y tubérculos andinos en época de producción. Para ello se colectaron muestras de suelo y raíces de los cultivos granos andinos (quinua, maíz y cañihua,) y tubérculos andinos (oca, olluco y mashua) de 24 parcelas cada uno con tres repeticiones por cultivo, para su análisis las muestras se llevaron al laboratorio de Fitopatología de la Escuela Profesional Ingeniería Agronómica (EPIA) de la UNAP para la extracción de esporas en 100 g de suelo, mediante el método tamizado en húmedo y decantación, para lo cual se han homogenizado las muestras, centrifugado, tamizado y conservado a 4°C, para su posterior cuantificación y para determinar la colonización micorrízica se siguió el protocolo de la técnica sistemática de porta objetos. Como resultado se obtuvo la mayor población de esporas de HMVA en los cultivos de granos y tubérculos andinos en época de producción (febrero) con un promedio de 1,039.43 esporas en 100 g de suelo seco, mientras que en la época de descanso presentó el nivel más bajo con un promedio de 168.73 esporas en 100 g de suelo seco respectivamente. Por otro lado la mayor colonización de los HMVA en las raíces de las accesiones de cultivos se encontró en cañihua con 80% de colonización, mientras que en las accesión 226, y 205 se presentó menor colonización con 40% de colonización micorrízica.

Palabras clave: *Micorrizas, colonización, hongos, cultivos andinos*

ABSTRACT

In the Andes, it can be observed that peasants conserve the diversity of their crops for reasons of culture, aversion to climatic risks and, above all, the most important factor that is their food security, the distribution of these species is dispersed and corresponds to the different ecosystems and agroecological zones present in the Andes; however, there are few research studies on mycorrhizal vesicles arbuscular fungi (HMVA). Therefore, the present research work was carried out in the Research and Production Center (CIP) - Camacani of the National University of Altiplano - Puno (UNAP), located in the district of Platería province and department of Puno, with the following objectives: 1) Quantify the mycorrhizal population of arbuscular vesicles in the rhizosphere in Andean grain and tuber crops at rest and production, 2) Determine the root colonization of mycorrhizal vesicles, arbuscular fungi of Andean grains and tubers at the time of production. To this end, samples of soil and roots were collected from the Andean grain crops (quinoa, corn and cañihua) and Andean tubers (oca, olluco and mashua) of 24 plots each with three replications per crop, for their analysis the samples were taken to the Phytopathology laboratory of the Professional School of Agronomic Engineering (EPIA) of the UNAP for the extraction of spores in 100 g of soil, by means of the wet sieving and decantation method, for which the samples have been homogenized, centrifuged, sieved and preserved at 4 ° C, for its subsequent quantification and to determine mycorrhizal colonization, the protocol of the systematic technique of porta objects was followed. As a result, the highest population of HMVA spores was obtained in Andean grain and tuberous crops at the time of production (February) with an average of 1,039.43 spores in 100 g of dry soil, while in the rest period I present the highest level. low with an average of 168.73 spores in 100 g of dry soil respectively. On the other hand, the greater colonization of the HMVA in the roots of the accessions of crops was found in cañihua with 80% of colonization, while in the accessions 226, and 205 there was less colonization with 40% of mycorrhizal colonization.

Key words: *Mycorrhizae, colonization, fungi, Andean crops*

INTRODUCCIÓN

Los cultivos andinos que históricamente formaron parte de la dieta de sus poblaciones originarias, son considerados como alimentos de alta calidad, tantos granos, tubérculos, raíces, frutales, aromáticas y medicinales, tienen un gran potencial de transformación en productos procesados. En general están considerados como cultivos rústicos, con resistencia a sequía, helada y salinidad. (Jacobsen y Mujica, 2003).

En los Andes se puede observar que los campesinos conservan la diversidad de sus cultivos por razones de cultura, aversión a los riesgos climáticos y sobre todo por el factor más importante que es su seguridad alimentaria, la distribución de estas especies sin embargo se encuentra dispersa y corresponde a los diferentes ecosistemas y zonas agroecológicas presentes en los Andes. Situada por encima de los 2000 m.s.n.m. (Tapia, 1997). Estas especies contribuyen en la actualidad de manera importante y selectiva en la alimentación cotidiana de numerosas familias campesinas; aunque su cultivo y consumo a nivel nacional tiende a disminuir por el efecto de la competencia de otros cultivos, la importación y el subsidio de alimentos no andinos. (Tapia, 1997).

En el marco de una agricultura sostenible, la utilización de hongos formadores de micorrizas arbusculares debe ser considerada en el diseño de cualquier sistema de producción agrícola, pues además de ser estos microsimbiontes, componentes inseparables de los agroecosistemas, realizan diversas funciones en su asociación con las plantas, pues pueden constituir sustitutos biológicos de los fertilizantes minerales (Thompson 199, citado por Prieto *et al.* 2012). En la actualidad existen trabajos de investigación sobre hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en el contexto de la agricultura mundial, pero en la región Puno hay escasos trabajos de investigación sobre los HMVA en los cultivos andinos. Los HMVA interactúan simbióticamente con cerca del 90% de las plantas terrestres formando diferentes tipos de asociaciones micorrízicas y, aunque el número total de hongos del suelo involucrados en esta simbiosis es desconocido, han beneficiado muchas especies importantes en agricultura. (Coyne 2000). La relación simbiótica entre HMVA y raíces de la mayoría de las plantas es benéfica ya que el hongo coloniza la corteza de la raíz para obtener carbono a partir de la planta hospedera, mientras le ayuda a la planta a tomar fósforo y otros nutrientes minerales del suelo. (Serralde y Ramírez, 2004).

CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA, ANTECEDENTES Y OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.1. Planteamiento del problema

Los Andes son los centros de diversidad, donde encontramos 38 especies de plantas domesticadas, pero solamente en Perú existen 25000 especies, que corresponde a un 10% de las especies de todo el mundo. Entre las domesticadas tenemos tuberosas, raíces, granos, frutas y vegetales, mientras que un gran número de plantas medicinales y ornamentales aún no están domesticadas. (Jacobsen y Mujica, 2001).

Las comunidades rurales de los Andes, tienen alimentación esencialmente a base de vegetales, predominando los tubérculos (papa, oca, olluco y mashua), que son ricos en hidratos de carbono, pero pobres en algunos aminoácidos esenciales. El consumo de granos (maíz, quinua y amaranto), ricos en lisina y metionina, y de leguminosas (chocho, haba, fréjol) compensan las carencias de los tubérculos cuyos valores nutritivos contribuyen a mejorar la dieta nutricional de los habitantes del campo. (Jacobsen *et al.*, 2003).

El 90% de plantas terrestres tienen deferentes asociaciones micorrízicas y el número total de hongos en esta asociación es desconocido, es decir que en la actualidad existen escasos trabajos sobre hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en cultivos de granos y tubérculos andinos en la Región Puno, ya que estos microorganismos biológicos se encuentran naturalmente en suelos asociados con plantas por lo cual merecen especial atención por sus efectos benéficos como: aumento en la capacidad de absorción de las raíces, aumento en la movilización y transferencia de nutrientes (P, N, S, Cu, Zn) del suelo a la planta, modificación de la relación suelo-planta-agua y mejor agregación de las partículas del suelo (Ruíz, 2008).

Las micorrizas no solo tienen importancia en la alimentación de la planta, en su adaptación a diferentes condiciones edáficas y su ciclo de vida, sino también en la formación y mantenimiento de la estructura del suelo, crucial para infiltración del agua, procesos de reciclaje de nutrientes y resistencia contra la erosión misma, debida a su ubicación en la interface planta – suelo, las micorrizas deben tomarse en cuenta en los estudios del impacto del cambio climático sobre los ecosistemas.

En consecuencia es necesario conocer la relación entre la población de micorrizas asociados a plantas, con la producción o el manejo de suelo ya que puede existir una relación directa con el mejoramiento de la fertilidad de suelos. El presente trabajo de investigación será orientado a conocer la población existente de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) asociados a la rizósfera en cultivos de granos (Maiz, Quinoa y Cañihua) y tubérculos (Oaca, Mashua y Olluco) andinos más importantes de la región Puno, motivo por el cual se plantean las siguientes interrogantes general y específica:

Pregunta general

¿Existirán hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) asociados a la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en Camacani Puno?

Preguntas específicos

¿Habrán diferencias en la población de esporas de hongos micorrízicos vesículo-arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en Camacani en época de descanso y en época de producción?

¿Habrán diferencias en la colonización radicular de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en Camacani en época de producción?

1.2. Antecedentes

De acuerdo a León *et al.* (2017), reportaron hongos micorrízicos vesículo arbusculares asociados a genotipos de quinua (*Chenopodium quinoa willd*) y su influencia en el rendimiento del cultivo de quinua (witulla, chochito, pasankalla, qoito blanco, kancolla, huariponcho, chullpi blanco, mestiza, chaucha rosada, blanca de juli, salcedo inia, qoito caoba, chajcha, y chullpi rojo), reportan que la mayor población de esporas de HMVA se presentó en el genotipo witulla seguido de chochito y pasankalla, con valores de 1204.2, 961.29, 947.62 esporas en 100g de suelo mientras que las poblaciones más baja se presentó en el genotipo chullpi rojo con 482.27 esporas en 100 g de suelo.

En su investigación. Alvares (2016), reporta la distribución poblacional de micorrizas en los cultivos de papa (*solanum tuberosum L*) y quinua (*chenopodium quinoa willd.*)

Afectados por el cambio climático en el Municipio de Patacamayaen. Indica que el número de esporas varía en los cultivos de papa y quinua en las distintas parcelas investigadas, tanto en Alto Patacamaya como en Collpa Huncarani, el mayor número de esporas en los cultivos de papa fue en la comunidad de Alto Patacamaya con 171 esporas, en comparación de la Comunidad de Collpa Huancarani con 163 esporas. En los cultivos de quinua el mayor número de esporas se encontró en la comunidad de Alto Patacamaya con 73 esporas y la comunidad de Collpa Huancarani con 69 esporas. Asimismo confirma que el factor determinante en la diferenciación de poblaciones de micorrizas entre la papa y la quinua es la variación de precipitación y condiciones de humedad ya que varía el número de esporas.

Según Valencia y Zuñiga (2015), reportan la presencia natural de micorrizas en cultivos de algodón (*Gossypium barbadense* L.), inoculados con *Bacillus megaterium* y *Bradyrhizobium yuanmingense* indica que el porcentaje de infección natural por hongos micorrízicos (N-) fue de 53.81%, el cual es un indicador de que el algodón es sensible a la infección por micorrizas y se vio afectado negativa y significativamente (28.77%) por la adición de nitrato de potasio (tratamiento N+). Así mismo indican que las raíces inoculadas con *B. megaterium* incrementaron significativamente el % longitud de raíces colonizadas (LRC) alcanzando un 70.98%.

Según el estudio realizado por Prieto *et al.*, (2012), realiza la identificación de hongos micorrízicos arbusculares en sistemas agroforestales con cacao (SAF-C) en el trópico húmedo ecuatoriano, que presentó mayor concentración de esporas de (HMA) por cada 100 gramos de suelo húmedo, con un total de 2028 esporas, seguido de 1751 y 1712 esporas, respectivamente. Por otro lado, las menores poblaciones de esporas se encontraron de 1030 a 1583 esporas en 100 gramos de suelo, estos resultados puede deberse a las diferencias tanto climatológicas, así como a los diferentes tipos de suelo.

Asimismo, Rojas (2010), reporto la presencia de hongos micorrizicos arbusculares en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Theobroma cacao* L.) conducido Bajo los sistemas tradicional (ST) y bajo bosque (BMS) en la Región San Martín, en donde la colonización micorrízica de los HMA fue mayor en el sistema BMS con 82.04%, a comparación del sistema ST con 65.25% en la época húmeda; sin embargo, en la época seca el sistema ST presento una mayor colonización con 65.76% a comparación del

BMS con 56.46%. La mayor población de esporas HMA presentó en el BMS con un promedio de 7 164.24 y el ST con 5 818.74 esporas en 100g de suelo seco en la época húmeda, mientras en la época seca, el BMS y el ST, presentaron valores muy bajos con un promedio de 683.04 y 370.59 esporas respectivamente.

Según Leon (2006), realiza la evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociados a yuca (*Manihot esculenta*) en dos regiones de la amazonia Colombiana, se encontraron propágulos infectivos y colonización, lo cual se corroboró por las dos aproximaciones metodológicas (técnicas taxonómicas y caracterización molecular); sin embargo la riqueza de morfotipos fue baja ya que solamente se encontraron los generos *Glomus*, *Gigaspora* y *Acaulospora*, siendo el género *Glomus* el más predominante. La relación entre porcentaje de colonización radicular y número de esporas no fue directamente proporcional, ya que no siempre en las muestras que hubo mayor colonización hubo mayor número de esporas; la colonización estuvo directamente relacionado con algunas características fisicoquímicas del suelo como textura, pH, materia orgánica, saturación por aluminio y concentración de fósforo; al igual que con la riqueza de especies vegetales presentes en las cubiertas muestreadas.

En el estudio realizado por Serralde y Ramírez (2004), las poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos concluyeron en lo siguiente. El estudio del comportamiento de las poblaciones de HMA en el Piedemonte llanero, C.I. La Libertad, se observaron niveles relativamente altos de esporas nativas en el suelo con 7924. Estas poblaciones presentan una diversidad media-alta (según géneros) al compararla con otros sistemas de producción agrícola reportados. El comportamiento de esta población fue estable en el tiempo y no se vio afectado ni por las aplicaciones de materia orgánica, ni por el hospedero evaluado. El género micorrícico predominante con mayor abundancia relativa dentro de la población fue *Glomus*, mostrando a su vez una mayor diversidad (12 morfotipos), seguido por *Acaulospora* (6 morfotipos), *Gigaspora* (4 morfotipos) y *Entrophospora* y *Scutellospora* (con un solo morfotipo cada uno).

Alarcón *et al.*, (2003). Reportaron el crecimiento y fisiología de *Citrus volkameriana* Tan y Pasq en simbiosis con hongos micorrízicos arbusculares reportó la colonización total, tanto del hongo *G. aggregatum* (cepa pura), como de los hongos del consorcio

micorrízico, a 70 días fue en promedio 38%, por arbusculos 20% y en el caso de vesículas fue menor que 6%. Sin embargo, no se observaron diferencias estadísticas significativas entre la colonización por la cepa pura y el consorcio micorrízico. A 120 días, *G. aggregatum* presentó mayor colonización total (58%) mientras que en *Glomus* Zac-19 fue de 43%, cuya diferencia no fue significativa; mientras que el porcentaje de arbusculos y vesículas en ambos hongos fue en promedio de 30 y 4%, respectivamente. No se observó colonización por HMA en plantas testigo en los dos muestreos.

1.3. Objetivos de la investigación

1.3.1. Objetivo general

- Determinar la presencia de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) asociados a la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en épocas de descanso y de producción en Camacani-Puno.

1.3.2. Objetivos específicos

- Cuantificar la población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción Camacani-Puno.
- Determinar la colonización radicular de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de producción presentes en Camacani-Puno.

CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO, MARCO CONCEPTUAL E HIPÓTESIS DE INVESTIGACIÓN

2.1. Marco teórico

2.1.1. Cultivos andinos

Los cultivos andinos tiene una gran importancia económica, social, ecológica, nutricional y funcional (real y potencial) en nuestro país y en el resto de países atravesados por la cordillera de los andes (Ceron y Andrade, 2014).

Los Andes es una zona de agricultura tradicional, considerada clave para la conservación de la biodiversidad de numerosos cultivos andinos. En el área andina, hay cientos de especies vegetales nativas que fueron domesticadas hace miles de años por los pobladores locales. Algunas de ellas son conocidas en todo el mundo: la papa, el maíz, el maní. Otras no son muy conocidas fuera del ámbito andino: la quinua, la kañiwa, la maca, el tarwi (Tapia, 2009).

2.1.1.1. Importancia de tubérculos andinos

El Perú es uno de los países más valiosos del planeta por su altísima diversidad de paisajes, biodiversidad, culturas, se encuentra entre los 5 países mega diversos de la tierra, es el principal centro de origen de la agricultura, y cuenta con diversas especies de flora, y fauna, hoy podemos contar con una dispensa alimentaria de alto valor proteico. La Región Puno, posee diferentes pisos geográficos y constituye, una fuente de la producción agropecuaria, con características de productos orgánicos por la riqueza de sus suelos (Ramos, *et al.*, 2012).

La producción de tubérculos, principalmente de papa y en menor medida de oca, olluco y mashua, constituyen lo más representativo en la dieta alimenticia y vida económica y socio-cultural de las familias campesinas de la región Puno, ello se denota en la mayor cantidad de superficie sembrada, Sin embargo, la productividad muestra altibajos, debido a la presencia de los fenómenos climáticos adversos. La oca, el olluco, y la mashua, son tubérculos cuyos volúmenes de producción son menores y no contribuyen significativamente a la disponibilidad regional de alimentos (Ramos, *et al.*, 2012).

2.1.1.2. Importancia de granos andinos

Los granos andinos por sus características agronómicas y de adaptabilidad ecológica a las condiciones adversas de la zona andina, así como por su alto valor nutritivo, no solo tienen importancia económica sino también tienen gran importancia social, ecológica, nutricional y funcional (real y potencial). En muchos de los países andinos estos cultivos han sido consumidos tradicionalmente en las áreas rurales y urbanas. Uno de los principales factores para su consumo es que pueden prepararse de diferentes maneras, ofreciendo una gran diversidad culinaria la cual está asociada a su amplia diversidad genética. Por otro lado, su calidad y alto valor nutricional debido a su contenido de proteína (Rojas *et al.*, 2010).

La zona andina comprende uno de los ocho centros de domesticación de plantas alimenticias a nivel mundial, dando origen a uno de los sistemas agrícolas sostenibles y con mayor diversidad genética. La quinua y cañihua son plantas andinas, que muestran una gran distribución de formas, diversidad de genotipos y de progenitores silvestres, situados en los alrededores del lago Titicaca de Perú y Bolivia de la Meseta del Collao. (Carcausto y Ramos, 2011).

2.1.2. Las micorrizas

Define a las micorrizas (mikes=hongo, rhiza=raíz) como asociaciones mutualistas entre un hongo y las raíces de la planta, en la que ambos miembros de la asociación se benefician y participan activamente en el transporte y absorción de nutrientes, influyendo tanto en la estructura como en la estabilidad de las comunidades vegetales en la asociación mutualista que se establece con las micorrizas, el hongo coloniza biotróficamente la corteza de la raíz sin causar daño a la planta, llegando a ser fisiológicamente, parte integrante de dicho órgano. A su vez la planta hospedera proporciona al hongo simbionte (heterótrofo), compuesto carbonatos procedentes de la fotosíntesis, y un hábitat ecológicamente protegido (Molina y Mahecha, 2005).

Se denomina micorrizas a las asociaciones simbióticas mutualistas existente entre los hongos del suelo y raíces de plantas superiores. Se trata de una asociación simbiótica puesto que los hongos se benefician con el suministro de fuentes carbonadas provenientes de la planta, mientras que esta última se beneficia por la mayor cobertura de suelo a nivel de raíces facilitada por los hongos, aumentando la capacidad de

absorción de nutrientes minerales (Hermard *et al.*, 2002). Estos dependen de la planta para el suministro de carbono, energía y de un nicho ecológico, a la vez que entregan nutrimentos minerales (especialmente los poco móviles como el fósforo); además le imparten otros beneficios como: estimulación de sustancias reguladoras de crecimiento, incremento de la tasa fotosintética, ajustes osmóticos cuando hay sequía, aumento de la fijación de nitrógeno por bacterias simbióticas o asociativas, incremento de resistencia a plagas, tolerancia a estrés ambiental, mejoran la agregación del suelo y son mediadores de muchas acciones e interacciones de la microflora y microfauna, que ocurren en el suelo, alrededor de las raíces (Bethlenfalvay y Liderman, 1992).

2.1.3. Importancia de las micorrizas en la agricultura

La micorriza cumple una función clave en la agricultura sostenible. En el prefacio del libro *Mycorrhizae in sustainable agricultura* (Bethlenfalvay y Liderman, 1992), concluye que “si el objetivo es reducir los insumos químicos por razones ambientales y de salud, entonces se necesita restablecer los hongos micorrizógenos y otros microbios benéficos a un alto nivel para compensar la reducción de insumos”. Esta estrategia coincide con el punto de vista de que el grado de empobrecimiento o desaparición de la microflora MA (Micorrizas Arbusculares) es un indicador del descenso en estabilidad del sistema planta-suelo, de la misma forma que el nivel de estrés causado por las prácticas culturales es una medida de sostenibilidad de la agricultura (Bethlenfalvay, 1992).

Los efectos beneficiosos de la introducción artificial de inóculo micorrízico resultan más evidentes en suelos donde las poblaciones de hongos MA nativos no existen, o han sido eliminadas por empleo de prácticas agrícolas desfavorables para su desarrollo como la fumigación del suelo y el cultivo intensivo. La micorrización temprana de las plantas puede ser también interesante en situaciones en que la cantidad de inóculo MA en el suelo agrícola sea muy baja o por la existencia de un cultivo anterior no hospedador, y/o donde las poblaciones autóctonas no sean lo suficientemente agresivas y eficaces (Hernández, 1999).

Los beneficios económicos se derivan de una mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios (Hernández, 1999).

2.1.4. Simbiosis micorrízica

La simbiosis micorrízica se refiere a la asociación mutualista que se establece entre plantas y específicos grupos de hongos que habitan en el suelo y en la rizósfera. De este modo se tienen identificados siete diferentes tipos de simbiosis micorrízicas, las cuales tienen repercusión en lo que respecta a la evolución, fisiología y adaptación ecológica de las plantas que habitan los ecosistemas terrestres (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2003).

La importancia de la asociación micorrízica se basa exclusivamente al papel del hongo en el mayor suplemento de nutrimentos desde el suelo a la planta, sirviendo como intermediario el micelio externo. La asociación micorrízica es una estructura en la cual una unión simbiótica entre un hongo y los órganos absorbentes (las raíces) de una planta, confiere incremento de la adaptabilidad de uno o los dos participantes (Duchicela y González 2003).

2.1.5. Clasificación actual de las micorrizas arbusculares (MA)

Morton y Benny (1990, clasifican a las MA en base a caracteres morfológicos, funciones fisiológicas y criterios monofiléticos. Esta clasificación taxonómica ubica a estos hongos dentro del orden Glomales, el cual sólo contiene a estos endosimbiontes, con dos subórdenes: Glominae, Gigasporinae, tres familias: Glomaceae, Acaulosporaceae y Gigasporaceae, y seis géneros: *Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora*.

Esta clasificación ha sido replanteada por Cabrales (2006) con base a técnicas moleculares RNAr 18s, agrupando a estos hongos dentro del orden Glomeromycota, incluyendo los Subordenes Glominae y Gigasporinae, cinco familias: Paraglomaceae, Archaeosporaceae, Glomaceae, Acaulosporaceae y Gigasporaceae, y siete géneros: *Paraglomus*, *Archaeospora*, *Glomus*, *Entrophospora*, *Acaulospora*, *Scutellospora* y *Gigaspora* (Figura 1), (INVAM, 2006).

Es de notar que las micorrizas también han sido agrupadas, con base en la anatomía de las plantas colonizadas, en: ectomicorrizas, endomicorrizas (orquidioide, ericoide y arbuscular) y un grupo intermedio ectendomicorrizas, (Harley y Smith 1983, citado por Cabrales, 2006). Actualmente ha tenido gran aceptación el sistema de clasificación descrito por (Cabrales, 2006), donde agrupa a las micorrizas arbusculares dentro de la

división Glomeromycota, que es clasificada tradicionalmente dentro de Zygomycota, pero que en las últimas décadas ha pasado a considerarse una división independiente y muy antigua dentro de los hongos.

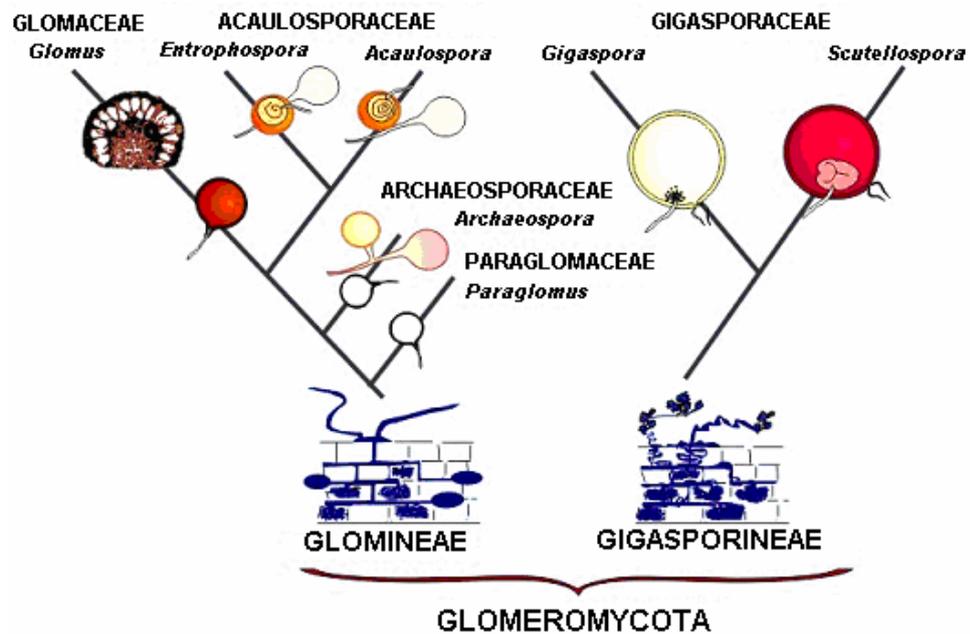


Figura 1. Clasificación taxonómica (Adaptado de INVAM, 2006).

Los estudios sobre su ADN indican que sus parientes actuales más cercanos están en las divisiones Basidiomycota y Ascomycota, de quienes se separaron hace 600-620 millones de años, antes de que Basidiomycota y Ascomycota se separaran entre sí. Su presencia en tierra está atestiguada en el registro fósil desde hace al menos 460 millones de años, durante el periodo Ordovícico, (Rojas, 2010).

Los Glomeromycota se caracterizan por carecer de cualquier tipo de reproducción sexual y ser simbioses obligados de plantas terrestres. Con éstas forman las endomicorrizas, un tipo de asociación micorrizógena que se caracteriza por la entrada de las hifas del hongo en el interior de las células de la raíz de la planta simbiote, donde forman vesículas alimenticias y formaciones conocidas como arbusculos, que se ramifican dicotómicamente. Trazas de estas estructuras se observan ya en los fósiles de las primeras plantas terrestres, hace 400 millones de años, por lo que se puede asegurar que esta asociación existió desde el momento en que éstas evolucionaron a partir de algas verdes marinas, y que fue un elemento imprescindible en el proceso de

colonización del medio terrestre, antes de que evolucionaran unas raíces verdaderamente capaces de tomar los nutrientes del suelo, (Rojas, 2010).

La división incluye una sola clase, Glomeromycetes, y cuatro órdenes: *Glomerales*, *Diversisporales*, *Paraglomerales* y *Archaeosporales*; ocho familias: Glomeraceae, Gigasporaceae, Acaulosporaceae, Pacisporaceae, Diversisporaceae, Paraglomeraceae, Geosiphonaceae, Archaeosporaceae; diez géneros: *Glomus*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Pacispora*, *Diversispora*, *Paraglomus*, *Geosiphon* y *Archaeospora* y 150 especies, (Rojas, 2010).

Antiguamente, las clasificaciones se hacían exclusivamente en función de la morfología de sus esporas, a las que actualmente se han añadido las secuenciaciones de ácidos nucleicos. Además de su existencia obligada como simbioses, los Glomeromycota se diferencian de otros hongos en el gran tamaño de sus esporas (cada una con varios núcleos) y sus hifas no septadas (Figura 02), (Schüßler, Schwarzott and Walker, 2004, citado por Rojas, 2010). La micorriza arbuscular (MA), coloniza más del 80% de las especies de plantas con raíces y ha sido descrita en Briófitas, Pteridofitos, Gimnospermas y Angiospermas, (Cabral, 2006).

Las MA presentan un micelio aseptado y multinucleado, sus esporas en general de origen asexual (azigospora y clamidosporas), son heterocarióticas y se les considera biótrosos obligados, dada su necesidad de un hospedero para desarrollarse. El hongo presenta un sistema micelial, integrado por dos partes: micelio externo (coloniza el suelo y absorbe nutrientes) y el micelio interno (trasloca e intercambia sales minerales y carbohidratos con la planta), Sánchez (1999), (Cabral, 2006).

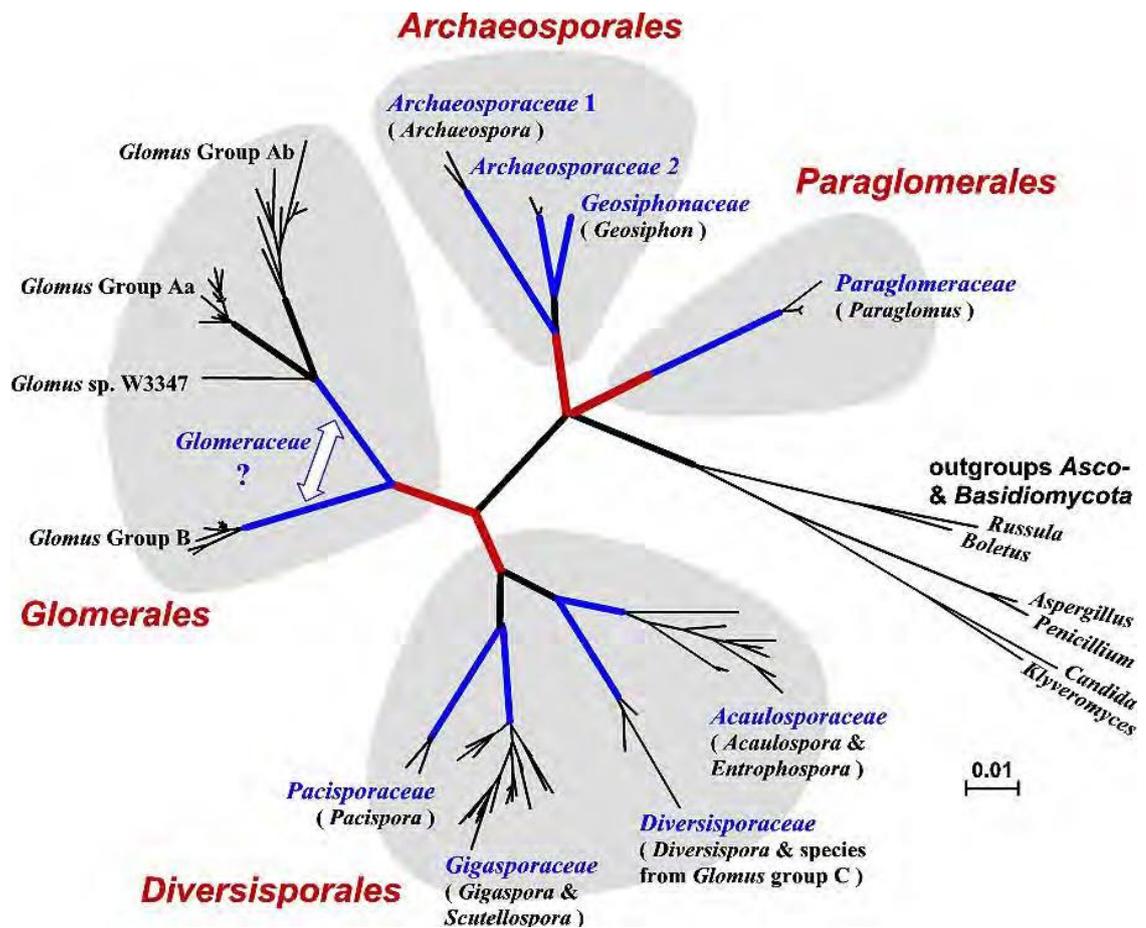


Figura 2. Clasificación taxonómica actual de los HMA (Tomado de AMF- Phylogeny.com, 2006).

2.1.6. Ciclo de vida de HMA

Las micorrizas arbusculares se originan a partir de hifas que proceden de los propagulos existentes en el suelo (esporas maduras fragmentos de raíz micorrizadas, o plantas micorrizadas que crecen en vecindad). Cuando una hifa conecta con la superficie de una célula epidérmica de la raíz, forma un apresorio que originara seguidamente la hifa colonizadora que penetra en dicha célula o atraviesa el espacio intercelular. En la zona externa del córtex de la raíz forma unas estructuras intercelulares típicas que son los “ovillos”, en la zona media las hifas crecen normalmente de forma longitudinal en los espacios intercelulares; mientras que en la zona interna las hifas penetran intercelularmente y forman los arbusculos por ramificación dicotómica repetida, a nivel de los cuales se produce el intercambio de nutrientes (Figura 3) (León, 2006).

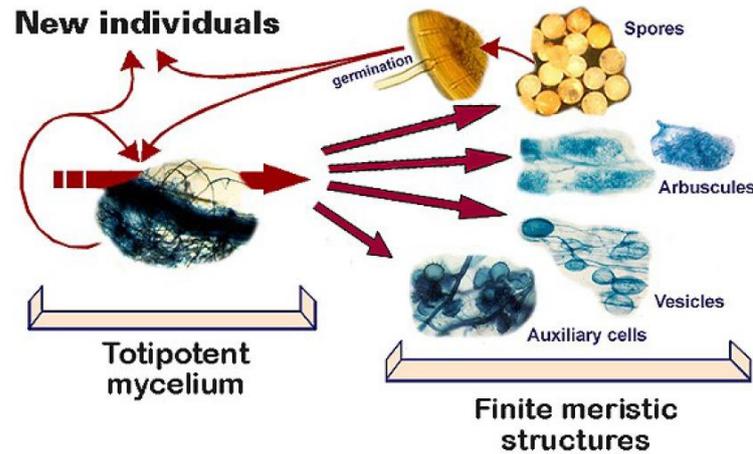


Figura 3. Ciclo de vida de HMA (INVAM, 2006)

También habría que destacar la formación de vesículas en el córtex cuya función es el almacenamiento de las reservas lipídicas. Tras la colonización interna se produce la ramificación y desarrollo del micelio externo, que es la clave en la captación de nutrientes y da lugar a nuevos puntos de colonización en la propia raíz o en otras próximas. Sobre la red tridimensional de hifas que constituye se forman las esporas, estructuras de resistencia que, al madurar completan el ciclo del hongo. (Figura 4) (León, 2006).

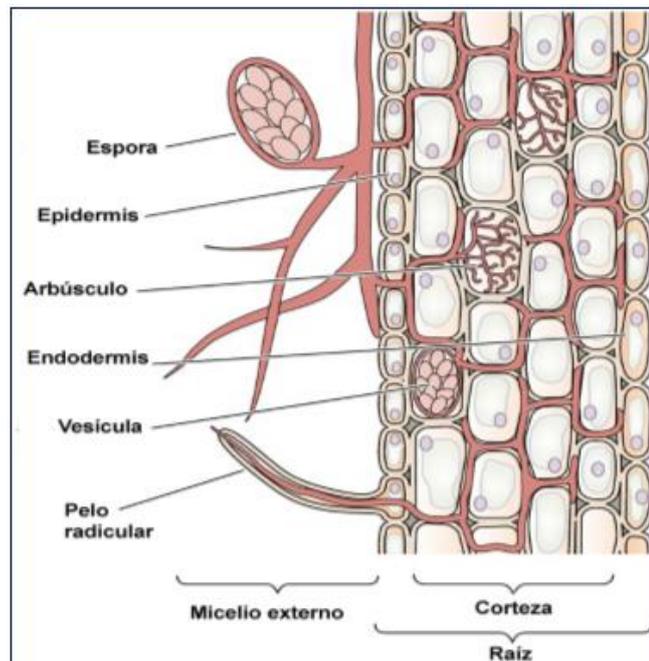


Figura 4. Estructura morfológica de las micorrizas vesículo arbuscular (Leon 2006)

2.2. Micorriza Vesículo – Arbuscular

Las micorrizas vesiculares arbusculares disponen de una gran variedad de huéspedes. Así, pueden infectar la mayor parte de los cultivos agrícolas y el 90% de todas las plantas vasculares (Coyne, 2000).

Las micorrizas de este género forman arbuscúlos, vesículas e hifas intra y extraradicales. Los arbuscúlos son órganos que forman estructuras similares a árboles, de ahí su nombre, las cuales favorecen el mutuo intercambio entre la planta y el hongo. Las vesículas son estructuras de forma redondeada u ovoide, actúan como almacenadores de lípidos y las hifas son estructuras del hongo que pueden estar dentro o fuera de la raíz (Coyne, 2000). Sus esporas son redondas de color café y se las encuentra a menudo solitarias, poseen una sola pared formada por dos capas y su superficie presenta una textura lisa (Figura 5).

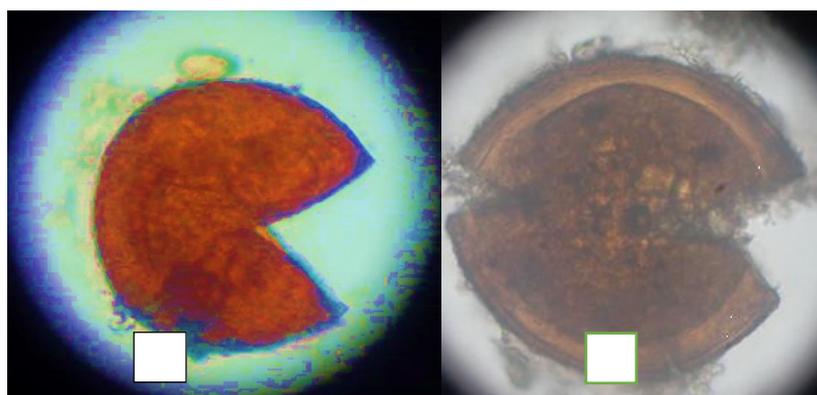


Figura 5. Espora micorrízica.

Fuente: Elaboración propia

Se sabe que la mayor parte de especies de plantas ya sea natural, semi-natural y plantas agrícolas son susceptibles de infección con hongos micorrícicos, lo cual es de gran interés ecológico, agrícola y económico (Francis y Read, 1994).

La germinación de esporas de micorrizas vesiculares arbusculares en el suelo infectan las zonas periféricas de las raíces para empezar su colonización. Los hongos de las micorrizas vesiculares arbusculares son cigomicetos y ficomicetos. Los géneros más importantes que conviene recordar son *Glomus* (por lo general, la micorriza vesicular arbuscular más aislada del suelo), *Gigaspora*, *Aclaulospora*, *Entrophospora* y *Scutellospora* (Coyne, 2000).

Varios autores coinciden en definir a las MVA como asociaciones mutualistas entre un hongo y las raíces de la planta, en la que ambos miembros de la asociación se benefician y participan activamente en el transporte y absorción de nutrientes, influyendo tanto en la estructura como en la estabilidad de las comunidades vegetales (Blanco y Salas, 1997). En la asociación mutualista que se establece con la micorriza, el hongo coloniza biotróficamente la corteza de la raíz, sin causar daño a la planta, llegando a ser, fisiológica y morfológicamente, parte integrante de dicho órgano. A su vez, la planta hospedera proporciona al hongo simbiote (heterótrofo), compuestos carbonados procedentes de la fotosíntesis, y un hábitat ecológico protegido (Bonfante Fasolo, 1984).

2.2.1. Distribución

Los HVA son las micorrizas de mayor distribución mundial, tanto por el gran número de los posibles hospederos, como por su distribución geográfica, puesto que han sido reportados desde la Amazonía donde son predominantes, hasta el Ártico sobre un extenso rango de pisos ecológicos (Hawksworth *et al.*, 1995; Powell and Bagyaraj, 1984). Generalmente hay menos infestación de MVA en los suelos anegados pero probablemente que estos tejidos de las raíces están más infestados por MVA que cualquier otro hongo (Vega, 2011).

En los trópicos las endomicorrizas arbusculares son diez veces más abundantes que las ectomicorrizas y en la mayoría de las especies vegetales donde se reportan, se establece que más del 90% de las especies existentes en el planeta están micorrizadas cuando crecen en condiciones naturales (Sánchez, 1981).

2.2.2. Rango de hospedantes

El 97% de las fanerógamas, incluidas casi todas las especies de interés agronómico, pastoril y selvático, presentan este tipo de asociaciones (Vega, 2011).

Varios autores reportan que las endomicorrizas predominan en las plantas herbáceas, muchas de ellas de interés agrícola, como trigo, maíz, legumbres, verduras, entre otras, en algunas leñosas, como naranjos, manzanos, cerezos, ciruelos y árboles más comunes (Vega, 2011).

Sólo se ha reportado ausencia en familias como *Aizoaceae*, *Amaranthaceae*, *Fumariaceae*, *Pinaceae*, *Caryophyllaceae*, *Caparceae*, *Cruciferae*, *Chenopodiaceae*, *Commelinaceae*, *Cyperaceae*, *Juncaceae*, *Nyctaginaceae*, *Phytolaccaceae*, *Portulacaceae*, *Proteaceae*, *Resitonaceae*, *Urticaceae*, *Zypophyllaceae* y *Betulaceae* (Zambolim y Siqueira, 1985). Sin embargo, Williams, *et al.* En 1975 reportaron la infección en algunas *Cruciferae* y *Chenopodiaceae* (Vega, 2011).

En Sri Lanka demostraron la presencia de micorrizas en 63 especies forestales pertenecientes a 26 familias, 59 de las especies examinadas fueron infectadas por el hongo MVA y una sola familia fue infectada por ectomicorrizas (De alwis and Abeynayaque, 1980, citado por Vega 2011).

En Brasil establecen una similar asociación micorrizal en plantas, 56 especies fueron establecidos por tener una asociación micorrizal endotrófica y en 2 especies con asociaciones micorrizal ectotróficas (Zambolim y Siqueira, 1985).

En Cuba para determinar el micotrofismo de plantas se colectaron raíces de 75 especies pertenecientes a 37 familias, de esas una familia no presentó simbiosis (*Polygonaceae*) esas especies vegetales infestadas como el hongo MVA pertenecieron incluso a la familia *Cyperaceae* y hasta la especie *Eucaliptos* spp. (Herrera, 1985).

La predominancia de un género del hongo MVA de una determinada región es diferente a otra. En Viscosa y Minas Gerais realizaron levantamientos de la presencia del Hongo MVA, el género que predominó fue *Acaulospora* continuado por *Glomus* y escasamente se encontraron *Gigaspora* y *Sclerocystis* (Zambolim y Siqueira, 1985).

En un estudio realizado sobre la presencia de hongos MVA en caña de azúcar en el valle de Cauca, Colombia se identificaron 24 especies, de ellas 17 pertenecieron al género *Glomus*, 2 a *Sclerocystis*, 2 a *Acaulospora*, y 2 a *Gigaspora* (Peña *et al.*, 2006).

2.2.3. Morfología del hongo dentro de la raíz

2.2.3.1. Hifas

Proviene de esporas germinadas, penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. Nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemas, tejidos estacales, clorofílicos, partes viejas de la raíz, o en sistemas especializados de órganos vivos (Duchicela, 2001).

Cuando la infección se va desarrollando en el interior de la corteza ocurre un crecimiento exterior de las hifas (micelio externo) estableciéndose nuevos puntos de entrada y originándose una densa red de hifas externas que avanzan por el suelo varios centímetros (Sieverding, 1983, citado por Duchicela, 2001). La hifa ramificada se encuentra rodeada por la membrana plasmática de las células del parénquima cortical siendo el espacio apoplástico producido entre la membrana plasmática y el hongo la zona de intercambio de nutrientes (Hernández, 1999).

2.2.3.2. Arbúsculos

Son estructuras del tipo de los haustorios que se originan a partir de la ramificación dicotómica repetida de una hifa al interior de una célula vegetal. Las finas ramificaciones de los arbúsculos realmente no entran en contacto con el protoplasma de las células, sino que penetran como dedos en un guante, denominándose “invaginaciones de la membrana celular” (Newman *et al.*, 1994; citado por Román, 2003). De esta forma se produce una extensa superficie de contacto a través de la cual se lleva a cabo el intercambio de nutrientes minerales y carbohidratos entre el hongo y la planta. Los arbúsculos son estructuras de corta vida, cuya presencia es indicativa de la actividad metabólica asociada al transporte de sustancias a través de membranas (Román, 2003).

2.2.3.3. Vesículas

Las vesículas son estructuras ovoides, se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo y pueden producirse a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado; suelen aparecer más tarde que los arbúsculos y son consideradas órganos de reserva, principalmente de lípidos (Hernández, 1999).

2.2.3. Función de las hongos micorrizas vesiculo arbusculares HMVA

2.2.3.1. Nutrición vegetal

Es un hecho universalmente aceptado que las micorrizas estimulan el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, especialmente en suelos de baja y moderada fertilidad; la micorriza beneficia substancialmente la absorción de nutrientes, especialmente de P y de agua por la planta (Harley y Smith, 1983). Los iones más móviles de la solución de suelo, como NO_3 , son más fácilmente accesibles para las raíces absorbentes que los poco móviles como los de P, Zn, Cu y Mo, y en menor grado K y S. La absorción de los iones menos móviles depende del volumen de suelo explorado por el sistema de raíces absorbentes. En este caso, la micorriza tiene ventaja sobre la raíz no micorrizada porque el micelio externo se extiende a mayor distancia que los pelos radiculares (Vega, 2011).

El papel clave de las micorrizas radica en que las hifas del hongo extienden el campo de absorción de la raíz más allá de la zona normal de agotamiento radicular (en 1-5 mm.), permitiendo a la raíz incrementar su superficie de absorción y explorar un volumen de suelo mayor del que lo hacen las raíces no micorrizadas, concretamente hasta 7 cm de la superficie radicular. Además se ha logrado poner de manifiesto de que las raíces micorrizadas absorben más eficazmente los fosfatos que las no micorrizadas y han calculado que en 1 cm de raíz micorrizada posee unos 80 cm de hifas externas (Vega, 2011).

Hasta aproximadamente la década anterior, la investigación de las micorrizas tuvo un marcado sesgo hacia sus potencialidades para mejorar la nutrición de las plantas; sin embargo, podría no ser la función más importante de las MVA, especialmente en el contexto de la agricultura (Blanco y Salas, 1997).

Considerando, que la mayor parte de los suelos tropicales existen limitaciones en la disponibilidad de P para las plantas, la utilidad de las micorrizas en estas condiciones resulta obvia. Cuando el P no es limitante, el beneficio puede ser nulo o reducido, según el grado de dependencia micorrízica de la planta. Además, enfatiza que altos niveles de P inhiben la simbiosis. Los hongos MVA reducen la distancia de nutrientes del suelo a

la planta; sus hifas pueden químicamente modificar la disponibilidad de nutrientes para la absorción durante la simbiosis entre la planta (Vega, 2011).

El rol del hongo MVA con respecto a la absorción de nitrógeno puede ser directo o indirecto, al incrementa la actividad de la nitrogenasa, resultando un aumento en la fijación del N₂ por la bacteria *Rhizobium* (Bowen, 1980).

Existen conexiones entre plantas por hifas del hongo MVA y a través de esta se realiza la transferencia P y N desde una planta a otra. Asimismo, reportan la absorción de S por las plantas micorrizadas. Las plantas infestadas contenían concentraciones superiores de Cu y Zn. Además, de esos elementos incrementados como el Ca, Mg, Na, Fe, Mn, B, Al son también fijados por este tipo de hongos (Allen, 1993).

Las concentraciones de potasio se incrementan en plantas infectadas con el Hongo MVA (Siqueira *et al.*, 1984). Sin embargo, un incremento de metales pesados como el Cd, Zn, Cu, Ni, Pb, Fe y Co pueden ser perjudiciales para el crecimiento de las plantas (Allen, 1993).

2.2.3.2. Reciclaje de nutrientes

Las esporas de los HMVA son solamente una fuente secundaria de nutrientes en los ecosistemas naturales. Los nutrientes contenidos en las esporas de los hongos pueden aportar de 10 a 60 g N ha⁻¹, de 4 a 50 g Ca ha⁻¹ y de 1 a 10 g Mg ha⁻¹. La tasa de retorno de las esporas MA puede ser relativamente baja porque son estructuras de reserva. Sin embargo, la biomasa de micelio fungoso puede ser alta en suelos tropicales. Los hongos MVA juegan un papel importante como medio de transporte de los nutrientes en el proceso de reciclaje de estos (Salamanca y Silva, 1998).

2.2.3.3. En la agregación del suelo

Los suelos Fértiles tienen un alto porcentaje de agregados estables. Los MVA unen y agregan las partículas a través del crecimiento intensivo del micelio, lo cual puede ser importante para mejorar las condiciones físicas del suelo y a la vez, previene la erosión del suelo, cualidad que conservan los MVA y que hace que revistan considerable importancia en ecosistemas con alta presencia de arenas, zonas montañosas de baja estabilidad y sometidas a fuertes procesos de erosión (Siqueira *et al.*, 1984).

2.2.3.4. Efectos contra patógenos de plantas

Varios trabajos demuestran el rol de la micorriza 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).

El uso de micorrizas a lo largo de la historia ha permitido descubrir una gran variedad de micorrizas vesículo arbusculares, así como de las diversas propiedades que estos poseen. Al formar simbiosis con las plantas confieren a estas, tolerancia frente a los fitopatógenos y a su vez mejoran sus características físicas como: altura, diámetro del tallo, número de hojas, área foliar, peso seco de la parte aérea y volumen radical (Ferrera y González, 1993).

Auge et al., (1986) reportaron que la inoculación micorrízica en rosas incrementó los procesos foliares de intercambio gaseoso bajo condiciones de estrés pudiendo ser éste biótico o abiótico. Los hongos micorrízicos pueden conferir a la planta cierta tolerancia frente al estrés abiótico como es la salinidad del suelo al cual ciertas plantas no son resistentes. El estrés biótico de las plantas puede ser ocasionado por la presencia de otros organismos del suelo como hongos, bacterias y nematodos que interactúan con las micorrizas, las cuales reducen su presencia en el suelo. (Gianinazzi 1991).

Es por esta razón que la aplicación de este tipo de hongos ha sido muy estudiada y ampliamente utilizada no solo con organismos patógenos sino también en la recuperación de suelos áridos como en plantas frutales y ornamentales (Gianinazzi 1991).

Actualmente hay experiencias exitosas a nivel de campo empleando formulaciones comerciales de hongos benéficos (*Glomus intrarradices* y *Trichoderma harzianum*) antagonistas de *Fusarium oxysporum* que ataca tomate (Datnoff et al., 1995, citado por Vega 2011).

Las infecciones radiculares por nematodos son generalmente menores sobre plantas micorrizadas que sobre plantas no micorrizadas, pero la respuesta puede variar, y los mecanismos involucrados son controversiales (Datnoff et al., 1995, citado por Vega 2011).

2.2.4. Factores que afectan al crecimiento de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares HMVA

Se conoce que los hongos endomicorrízicos habitan en las raíces de la mayor parte de plantas, pero para su desarrollo hay que tomar en cuenta muchos factores como la temperatura, el pH y la presencia de patógenos que lo puedan atacar.

En un estudio llevado a cabo por Thompson (1994) se observó que estos hongos arbusculares se destruían a temperaturas superiores a los 50°C.

Experimentos similares demostraron también que el uso de pesticidas es letal ya que por ejemplo el bromuro de metilo y el metil isotiocianato son muy tóxicos para los hongos MVA. El uso de fertilizantes fosfatados puede reducir la colonización de MVA pero su adición en suelos muy pobres en fosfato, puede incrementar su población.

Los exudados de algunas plantas también constituyen un factor que afecta el desarrollo y formación de los hongos MVA inhibiendo la colonización de micorrizas y la germinación de esporas, aunque se ha descubierto que no todos los hongos responden de la misma forma. Al realizar injertos de plantas hospederas en no hospederas también se puede desarrollar simbiosis ya que el problema radica solo en las raíces de algunas plantas (Bradbury y Peterson, 1999).

Otros factores que reducen la colonización de micorrizas, así como su función es el arado, ya que destruye las esporas y rompe las hifas que se encuentran en la superficie del suelo, además de llevar a las esporas a las profundidades del suelo dejándolas fuera del alcance de las raíces. También la quema de rastrojos, un drenaje pobre y la inundación de los suelos son prácticas del mal manejo del terreno que afectan la viabilidad de las micorrizas (Coyne, 2000).

2.3. Marco conceptual

Micorrizas.- Se denomina micorrizas a las asociaciones simbióticas mutualistas existente entre los hongos del suelo y raíces de plantas superiores.

Asociaciones simbióticas.- cuando existe una unión física estrecha y obligada entre los organismos y cada uno de los miembros se denominan “simbiontes”.

Simbiosis micorrizica.- La simbiosis micorrízica se refiere a la asociación mutualista que se establece entre plantas y específicos grupos de hongos que habitan en el suelo y en la rizósfera.

Simbiosis mutualista.- ambos organismos se benefician de esta unión: Bacterias fijadoras de Nitrógeno, Micorrizas.

Simbiosis comensalística.- cuando uno de los simbiontes se beneficia pero sin causar daño al otro.

Simbiosis antagónica.- por lo menos uno de los simbiontes causa daño al otro.

Hongos.- Los hongos son organismos generalmente microscópicos, que carecen de clorofila y de tejidos conductores. La gran mayoría de ellos son estrictamente saprófitos y viven sobre la materia orgánica muerta. Algunas especies ocasionan enfermedades y destruyen los cultivos.

Arbusculos.- son órganos que forman estructuras similares a arboles las cuales favorecen el mutuo intercambio entre la planta y hongo.

Vesículas.- son estructuras de forma u ovoide, actúan como almacenamiento de lípidos.

Hifas.- son estructuras que pueden estar dentro o fuera de la raíz.

Población.- Es un término genérico los hongos de al micorrizicos visiculo arbusculares se introducen en el suelo en tres situaciones cuando el suelo carece de hongos de MVA, cuando se desea inocular un hongo altamente efectivo y cuando se requiere reestructurar la población existente de hongos de la MVA. La genética de poblaciones considera la constitución genética de la suma de individuos que componen una población.

Colonización.- El término colonización se refiere al avance del patógeno a través de los tejidos del hospedante algunos de ellos infectan pero se quedan limitados a los puntos de penetración (infecciones locales), mientras otros avanzan colonizando los tejidos al crecer. Pueden ocurrir de varias maneras, por debajo de la cutícula (subcuticular), sobre tallos, hojas y raíces (superficial), a través de las células

(intracelular), entre los espacios los espacios intercelulares intracelular o por la combinación de ellos.

Distribución.- Ámbito geográfico donde se encuentra una especie.

Materia orgánica.- Sustancias constituyentes del mundo biológico y que generan toda la biosfera (lípidos, carbohidratos, proteínas, alcaloides, ácidos nucleicos, pigmentos y otros).

2.4. Hipótesis

2.4.1. Hipótesis general

- Existe presencia de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en Camacani-Puno en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de producción y descanso.

2.4.1. Hipótesis específicos

- Existen diferencia en la población de esporas de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en Camacani-Puno en época descanso y de producción.
- Existe diferencia en la colonización radicular de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) presentes en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época producción.

CAPÍTULO III: MÉTODO DE LA INVESTIGACIÓN

El presente trabajo de investigación fue desarrollado en dos fases: fase de campo y fase laboratorio, fase de campo fue para la selección de parcelas y muestreo de suelos y raíces de cultivos en el CIP Camacani, para el procesamiento de muestras en el laboratorio de Fitopatología de la Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica, de la Universidad Nacional del Altiplano – Puno.

3.1. Fase de campo

Se realizó el muestreo de suelo y raíces en las época de descanso y producción se identificó 24 parcelas pertenecientes a 24 accesiones de cultivos andinos de granos (quinua, cañihua, maíz altiplano) y tubérculos (oca, mashua, olluco) y cada uno con sus tres repeticiones. (Anexo 9 croquis de parcelas).

3.1.1. Colecta de muestras de suelo

Se realizaron tres muestreos de suelo uno en la época de descanso en el mes de agosto y dos muestreos en época de producción en los meses de diciembre y febrero, de acuerdo a las fases fenológica de los cultivos como se muestra en la tabla 01. La toma de muestras se realizó de la siguiente manera.

1. Cada parcela se dividió en tres subparcelas. (Figura 6A)
2. De cada subparcela las muestras tomadas fueron colectadas en forma de zigzag.
3. Se tomó cinco submuestras de suelo en puntos establecidas al azar, cada submuestra se extrajo a una profundidad de 0 a 20 cm. Compuesta aproximadamente por 500 g de suelo por cada sub parcela de muestreo, y estas fueron colocadas en bolsas de plástico.
4. Luego las muestras fueron procesados en laboratorio de Fitopatología.

3.1.2. Colecta de raíces

De las 24 accesiones se colectaron muestras de raíces en el mes de febrero en la fase fenológica de floración y espiga según la tabla 01 de la siguiente manera.

1. De cada subparcela se seleccionaron tres plantas fueron sacrificadas, luego se depositaron en bolsas de plástico con su respectivo raíz y suelo (pan de tierra) las muestras fueron llevadas para su análisis al laboratorio de Fitopatología.

- Las muestras de raíces fueron lavadas con agua, luego se colocó en tubos de ensayo para su conservación a 4 °C, hasta el día de procesamiento de muestras para determinar el % de colonización.

Tabla 1. Fases fenológicas de los cultivos por cada época de muestreo de suelo y raíces en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).

CULTIVOS	MESES DE MUESTREO		
	AGOSTO	DECIEMBRE	FEBRERO
Quinua	descanso	ramificación	floración
Cañihua	descanso	ramificación	floración
Maíz	descanso	panoja	espiga
Mashua	descanso	formación de estolones	floración
Oca	descanso	formación de estolones	floración
Olluco	descanso	formación de estolones	floracion

Fuente: Elaboración propia, observaciones fenológicas In Situ.

En las siguientes figuras se observa el procedimiento de toma de muestras de los suelos y los cultivos con sus raíces y pan de tierras, según el protocolo seguido.

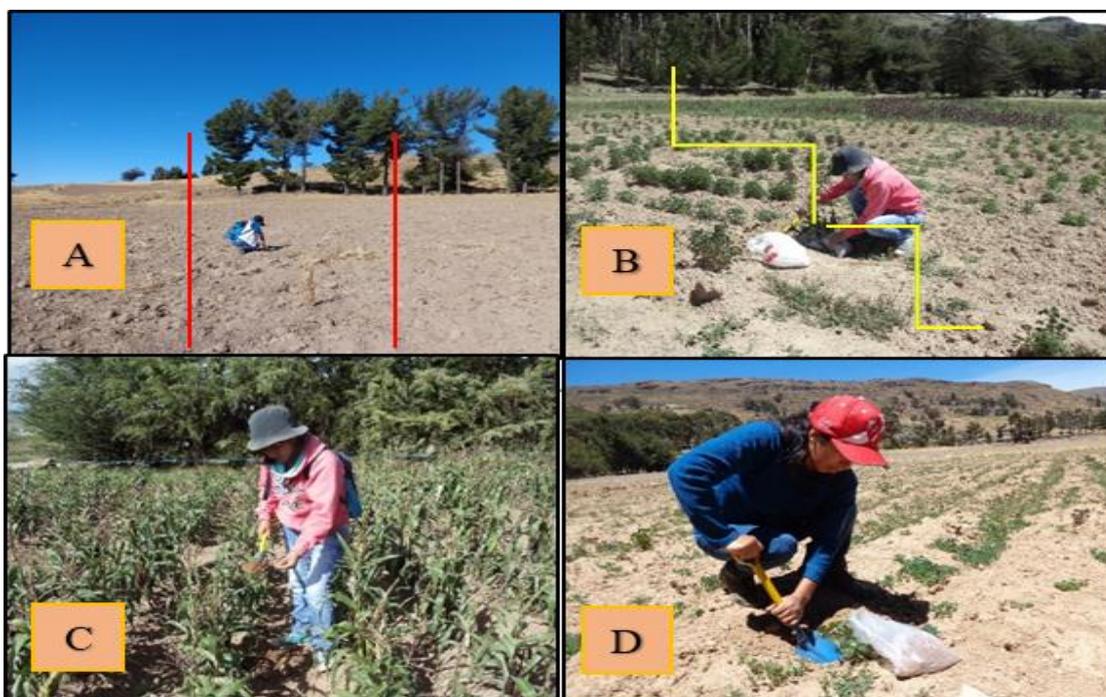


Figura 6. Recolección de Muestras de suelos. **a)** Muestra de suelo Colectada en época de descanso. **b)** Muestra de suelo Colectada en época de producción. **c)** Muestra de suelo Colectada en época de floración. **d)** Recolección de muestras de suelo y rizósfera de suelo para su conservación.

3.2. Fase de Laboratorio

Método de tamizado en húmedo y decantación propuesto por Gerdemann y Nicolson, (1963), para extracción de esporas.

Para la extracción de esporas de muestras de suelo colectadas durante los meses de agosto, diciembre y febrero. Las muestras de suelo fueron homogenizadas, luego se depositó 100g de suelo en una probeta conteniendo un litro de agua corriente, se agitó por 5 minutos, luego se dejó en reposo por 3 minutos, posteriormente el sobrenadante se pasó por tamices con aberturas de 425 y 38 micras. El material colectado en el tamiz de 45 micras, fue transferido a un tubo de 40 de centrifuga con la ayuda de una pizeta conteniendo agua. (Figura 7).

Método de centrifugación en sacarosa de esporas en muestras de suelo de (Jenkins, 1964).

Las muestras colectadas en el tubo se centrifugo a 2500 rpm por 5 minutos. El sobrenadante se eliminó cuidadosamente, luego se añadió sacarosa al 50%, nuevamente se centrifugo a 1600 rpm durante tres minutos, el sobrenadante se pasó por tamiz de 38 micras, se lavó con agua corriente para eliminar la sacarosa, se colecto con agua destilada, en vasos de precipitación, y posteriormente fue conservado a 4°C. Los resultados fueron expresados en números de esporas viables por 100 gramos de suelo.

Para la cuantificación de esporas se tomó 3 ml por suspensión de esporas, y con la ayuda de un microscopio de aumento (100x), se observó en placas petri y se realizó tres conteos por muestra para obtener un estimativo del número total de esporas viables en 100 g de suelo, por muestra de suelo de cultivos andinos. De cada conteo respectivo el contenido se colecto en un vaso de precipitación, para luego ser depositado en tubos de ensayo, se rotularon y se guardaron a 4°C, para su posterior identificación.

Para expresar el número de esporas en suelo seco se determinó el contenido de humedad de la muestra. El peso seco se obtuvo de la diferencia del peso inicial (Peso húmedo) y del peso final (Peso seco), para determinar el peso seco se colocó en la estufa a 60°C hasta obtener un peso constante, y expresarlo en número de esporas en 100 g de suelo seco. (Figura 8) (Anexos 5, 6 y 7).



Figura 7. Método de tamizado en húmedo y decantación para la extracción de esporas. **a)** Muestra de 100g de suelo, **b)** Homogenización de la muestra, **c)** Pasar por tamiz el sobrenadante, **d)** Lavar con agua restos de materia orgánica, **e** y **f)** Colectar la muestra de tamiz 45 micras para la centrifugación.



Figura 8. Método de centrifugación para extracción de esporas en muestras de suelo con solución sacarosa. a). Solución sacarosa al 50% para extracción de esporas b). Proceso de centrifugación 2500 rpm durante cinco min y 1600 rpm tres min., c). Muestras colectadas en vasos, d). Lectura de muestras.

3.3. Colonización micorrízica

Se seleccionaron las raíces de los cultivos que fueron muestreadas durante el mes de Febrero del 2016 estas fueron lavadas con agua corriente sobre un tamiz, después fueron colocadas en tubos de 50 ml, a estos se añadió una solución FAA (13 ml de formaldehído 40%, 5 ml de ácido acético glacial y 200 cc de etanol 50%), para su conservación hasta su uso posterior. Para la evaluación de las muestras, las raíces fueron lavadas con agua corriente para eliminar el FAA, fueron cortadas aproximadamente 1 cm de longitud. De acuerdo con la técnica de Phillips y Hayman (1970) modificada por Kormanik *et al.*, (1978). estas raíces fueron colocadas en tubos de 50 ml. conteniendo una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10% hasta cubrir la muestra, después fueron colocadas en baño maría a 90°C durante 1 hora con la finalidad de remover el contenido citoplasmático y clarificar el tejido cortical, después se lavó tres veces con agua corriente. Las raíces fueron sumergidas en ácido clorhídrico (HCl) al 1%, luego fue eliminado el HCl y se agrega trypan blue al 0.05% hasta cubrir las raíces,

posteriormente estas fueron colocadas en baño maría a 90°C durante 30 minutos, finalmente se puso a conservar en lacto glicerol hasta su evaluación. (Phillips y Hayman 1970 modificada por Kormanik *et al.*, 1978). (Figura 9)

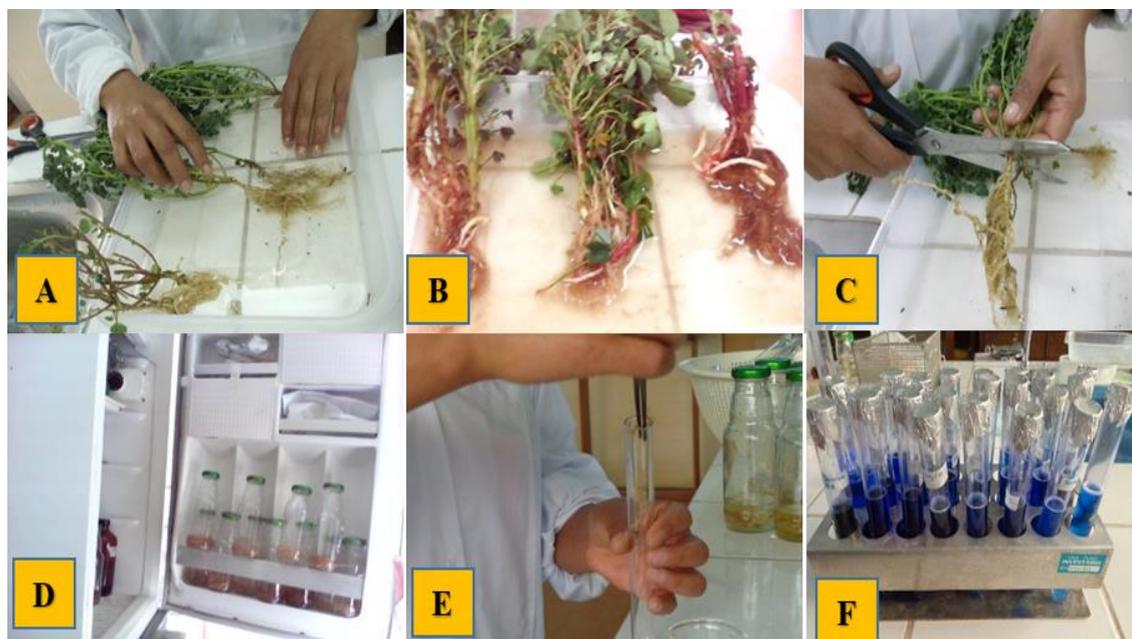


Figura 9. Metodología de colonización micorrízica. a). Lavado raíces de cañihua b). Lavado muestra de raíces de oca y olluco, c). Corte de raíces para la conservación, d). Conservación de muestra de raíces, e). Las raíces colectadas el tubos de 50ml, f). Las raíces fueron sumergidas en solución trypan blue hasta cubrir las raíces.

Para determinar la colonización micorrízica se siguió el protocolo de la técnica sistemática de porta objetos (McGonigle *et al.* 1990, citado por Da Silva, 2004).

Sobre una lámina porta objetos se puso 10 segmentos de raíces aproximadamente de 1 cm. en forma vertical, cuidadosamente amasados, con la finalidad de facilitar la observación del tejido interno, sobre estas raíces se adicionó gotas de lactoglicerol. Las observaciones fueron realizadas a 100X de aumento en un microscopio, donde se registraron la presencia o ausencia de micelios del hongo y expresadas en porcentaje. (Figura 11).

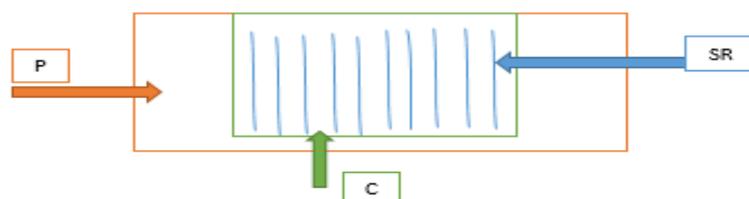


Figura 10. Montaje de raíces para la evaluación del porcentaje de colonización micorrízica: P, portaobjetos; C, cubreobjetos; y SR, Segmentos de raíz.

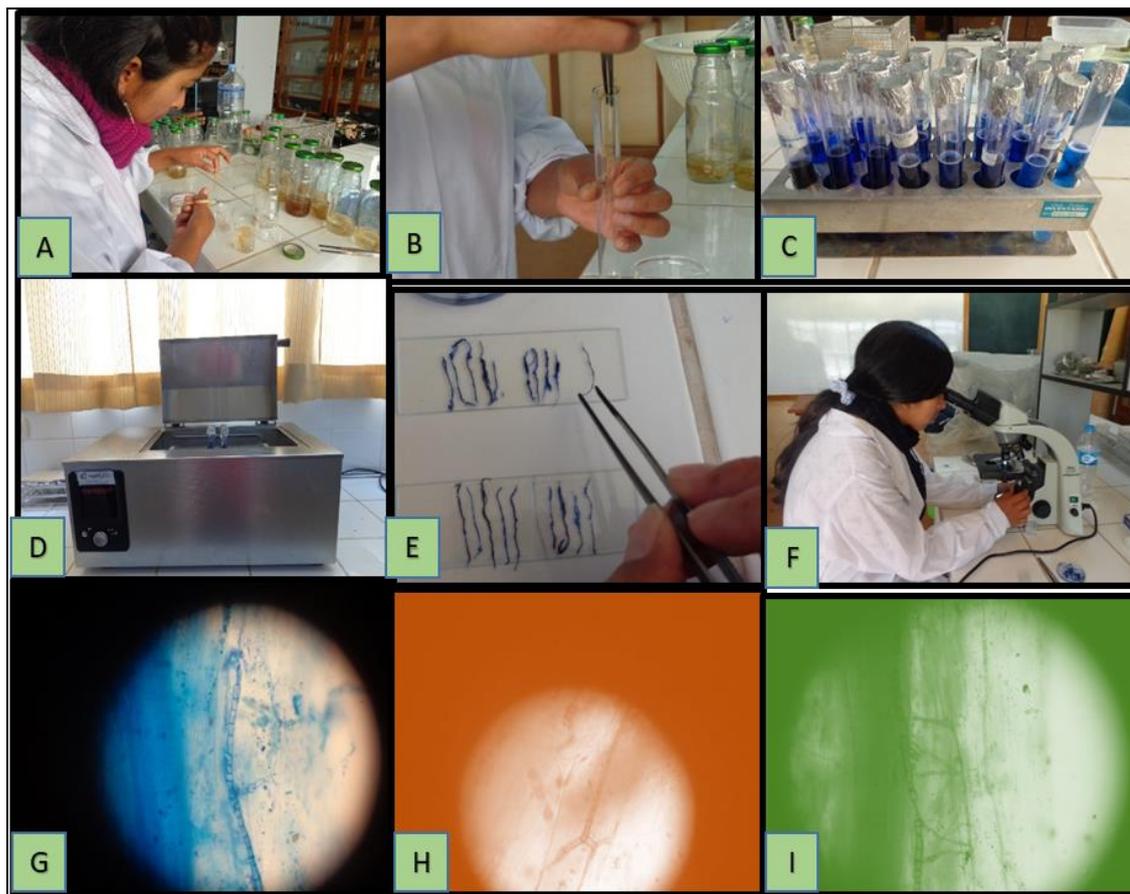


Figura 11. Metodología para determinar la colonización micorrízica. a). Cortar muestras de raíces de granos y tubérculos, b). Colectadas raíces en los tubos de 50ml conteniendo una solución de KOH, c). Las raíces fueron sumergidas trypan blue hasta cubrir las raíces. d). las muestras fueron sumergidas en baño maría a 90°C, e). Sobre una lámina de portaobjetos se puso 10 segmentos de raíces aprox. de 1cm, f). Observaciones en un microscopio a 100x de aumento, ghi). Se registra la presencia de micelios de hongos.

3.4. Análisis Estadístico

Tanto el número de esporas en 100 g de suelo seco, como el porcentaje de colonización evaluados en 24 accesiones de cultivos andinos, durante épocas de muestreo, se analizaron mediante el análisis de varianza que comprende a un experimento factorial 3x24, conducido a un diseño completamente al azar con tres repeticiones, para el análisis estadístico los datos expresados en porcentaje (% colonización) y datos cuantitativos (N° de esporas) fueron transformados a arco seno raíz cuadrada y Log (x), las diferencias entre las medias se probaron usando la prueba de Duncan al 5% de significación.

Para este análisis se utilizó el programa estadístico InfoStat/Profesional versión 1.1.

CAPÍTULO IV. CARACTERIZACIÓN DEL AREA DE INVESTIGACIÓN

4.1. Lugar de estudio

La colección de muestras se realizó en el CIP-Camacani - de la Universidad Nacional del Altiplano, situado en el distrito de Platería Provincia y Departamento de Puno, siendo su posición geográfica la siguiente: Norte: 8236209 Este: 0408056 Altitud: 3859 m.s.n.m.

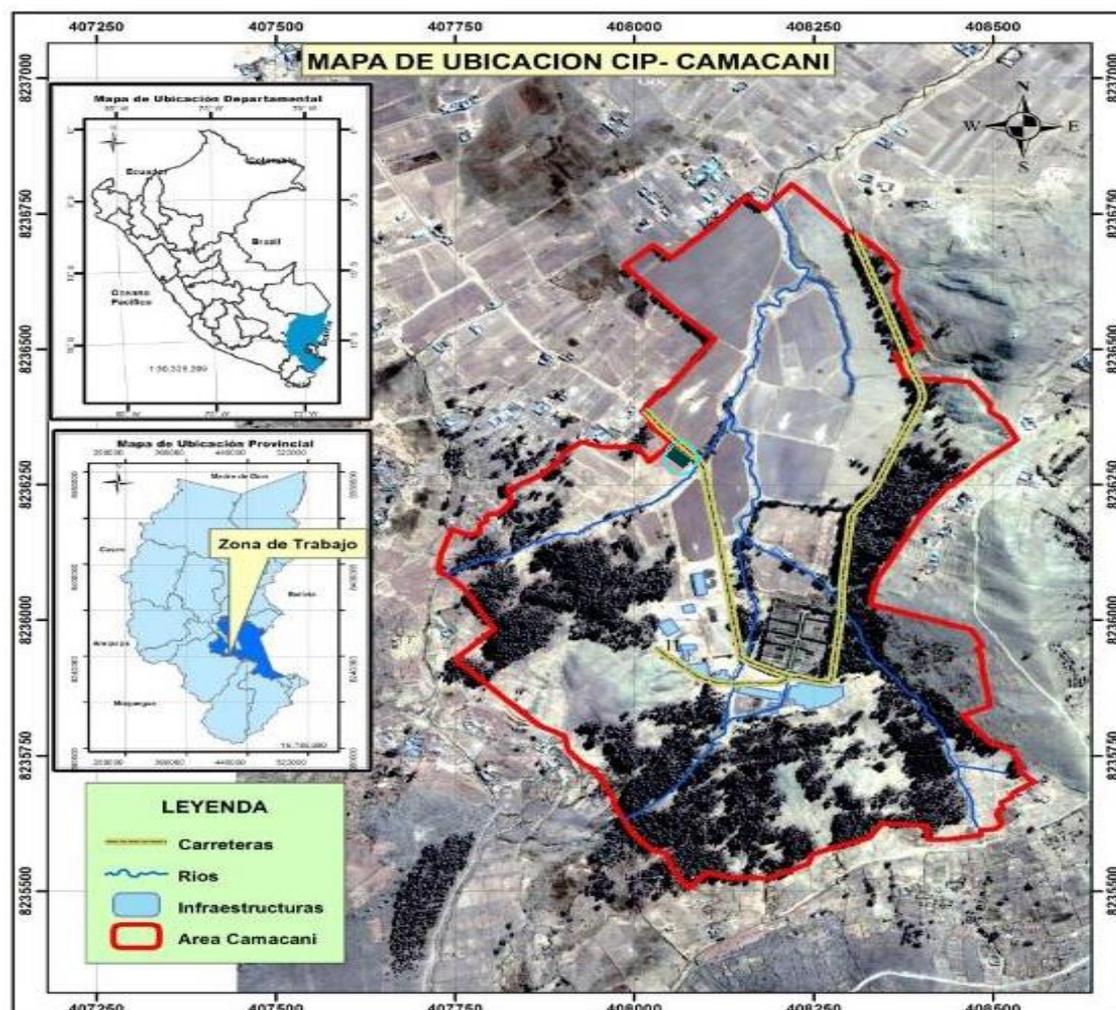


Figura 12. Mapa base CIP Camacani.

El procesamiento de muestras de este trabajo de investigación se realizó en el laboratorio de Fitopatología de la EPIA, ubicado en la ciudad universitaria UNAP, departamento, provincia y distrito Puno, que se encuentra entre las coordenadas geográficas $15^{\circ}50'15''$ latitud sur y $70^{\circ}01'18''$ longitud oeste del meridiano de Greenwich, sobre los 3823 msnm.

4.2. Condiciones meteorológicas

En la Figura 13, se observa la distribución de la precipitación pluvial, el mes de febrero presentó alta precipitación y la más baja se presentó en el mes de agosto lo cual se relaciona con los resultados obtenidos en la presente investigación en el comportamiento de población de esporas de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA). (Anexo 1), (Tabla 3) y (Figura 16).

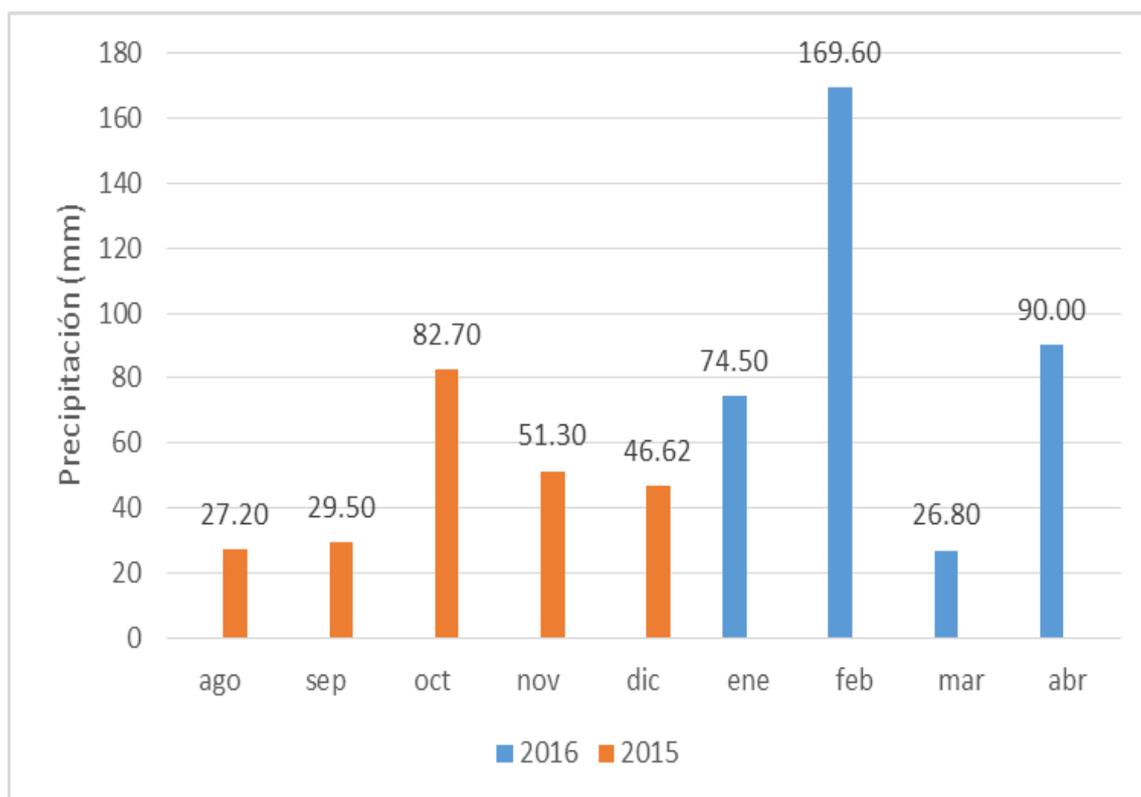


Figura 13. Promedio mensuales de la precipitación pluvial
Fuente: SENAMHI (2017)

Como se observa en Figura 14, la temperatura registrada durante el mes de agosto fue de 1.40 °C como mínimo, máximo de 15.20 °C., durante el mes de diciembre registro de 5.0 a 17.20 °C del año 2015 en el mes de febrero presento una temperatura de 6.40 °C como mínimo y máximo de 16.10 °C en el año 2016.

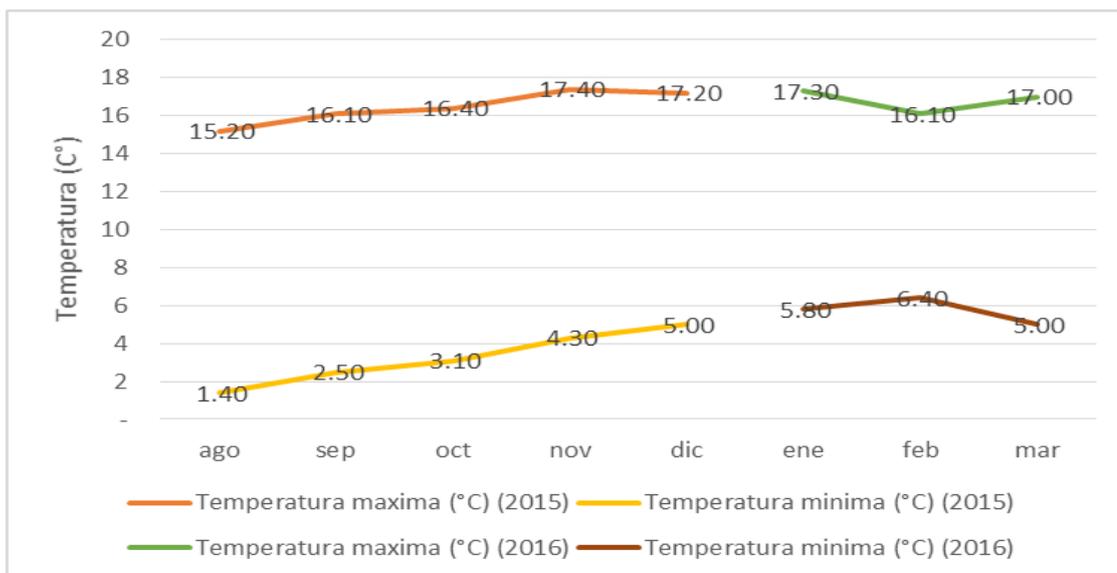


Figura 14. Temperaturas máximas y mínimas registradas. Fuente: SENAMHI (2017)

Como se observa en la Figura 15, durante los meses de muestreo en agosto 2015 (época de descanso) presento una humedad relativa de 48% y en mes de diciembre (época de producción) presento 56% de humedad y durante el mes de febrero 2016 (época de producción) presento 68% de humedad lo cual ha influenciado en el comportamiento de la población de HMVA.

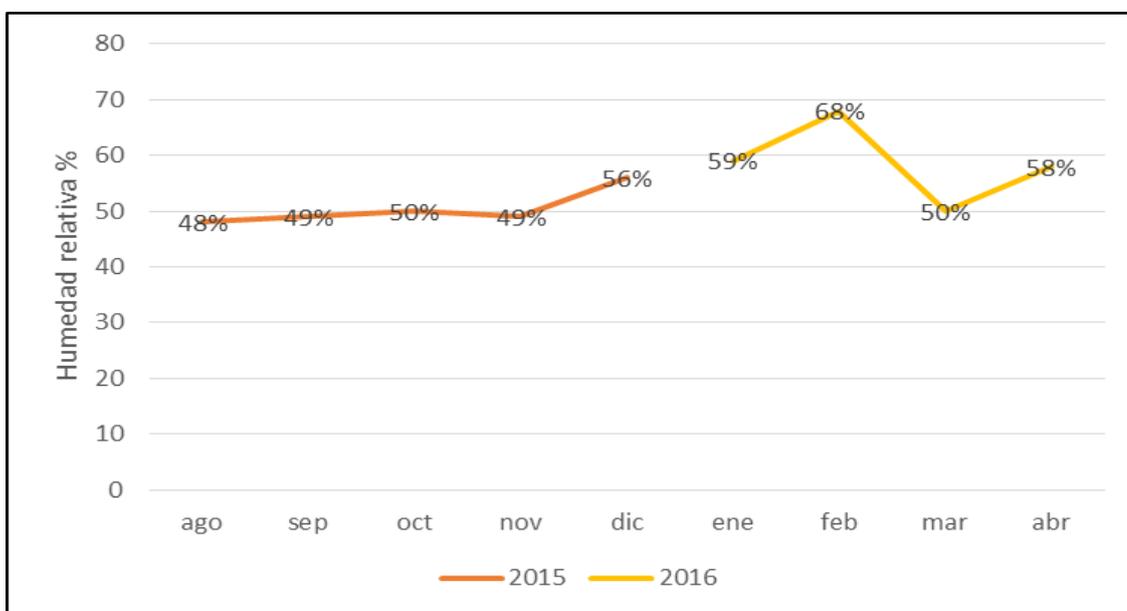


Figura 15. Humedad relativa registrada. Fuente: SENAMHI (2017)

CAPÍTULO V. EXPOSICIÓN ANÁLISIS DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción Camacani-Puno.

En Tabla 2 se observa el análisis de varianza de la población de los HMVA en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de descanso (mes de agosto) y producción (diciembre y febrero) en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016), donde los factores época y accesiones resultaron ser altamente significativas ($p \leq 0.05$), lo cual nos indica que existe diferencias significativas entre los niveles de ambos factores.

Sin embargo en la interacción época por accesiones también resulto ser significativo, para el número de esporas de HMVA en rizósfera. Asimismo, los datos resultaron ser confiables, puesto que el coeficiente de variabilidad fue de 3.79 % y el coeficiente de determinación (R^2) fue de 0.95%.

Tabla 2. Análisis de varianza de la población de los HMVA en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	25.94	71	0.37	36.22	<0.000 **
EPOCA	23.98	2	11.9	1188.78	<0.0001**
ACCESIONES	0.97	23	0.04	4.18	<0.0001**
EPOCA*ACCESIONES	0.99	46	0.02	2.13	0.0004 **
Error	1.45	144	0.01		
Total	27.39	215			

$R^2 = 0.95\%$

CV = 3.79%

5.1.1. Población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos según época de muestreo.

En la Tabla 3 y Figura 16, se observa el número promedio de esporas asociados a la rizosfera en cultivos de granos (quinua, cañihua y maíz) y tubérculos (oca, olluco y mashua), andinos por épocas según la prueba de Duncan ($p \leq 0.05$). Estadísticamente la población más alta de HMVA se presentó en la época de producción en el mes de febrero (fase fenológico de floración y espiga) con 1039.43 esporas en 100 g de suelo seco; seguido del mes de diciembre en fase de crecimiento con una población de 584.08 de esporas de HMVA en 100 g de suelo seco, sin embargo en la época de descanso se presentó la población más bajo a nivel de número de esporas con 168.73 por 100 g de suelo seco.

Tabla 3. Número promedio de esporas de HMVA asociados a la rizosfera de cultivos de granos y tubérculos andinos según época de muestreo en el CIP Camacani (Campaña Agrícola 2015 - 2016).

EPOCA	FECHAS	N° de esporas /100 g. suelo seco
PRODUCCIÓN	FEBRERO	1039.43 a
	DICIEMBRE	584.08 b
DESCANSO	AGOSTO	168.73 c

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

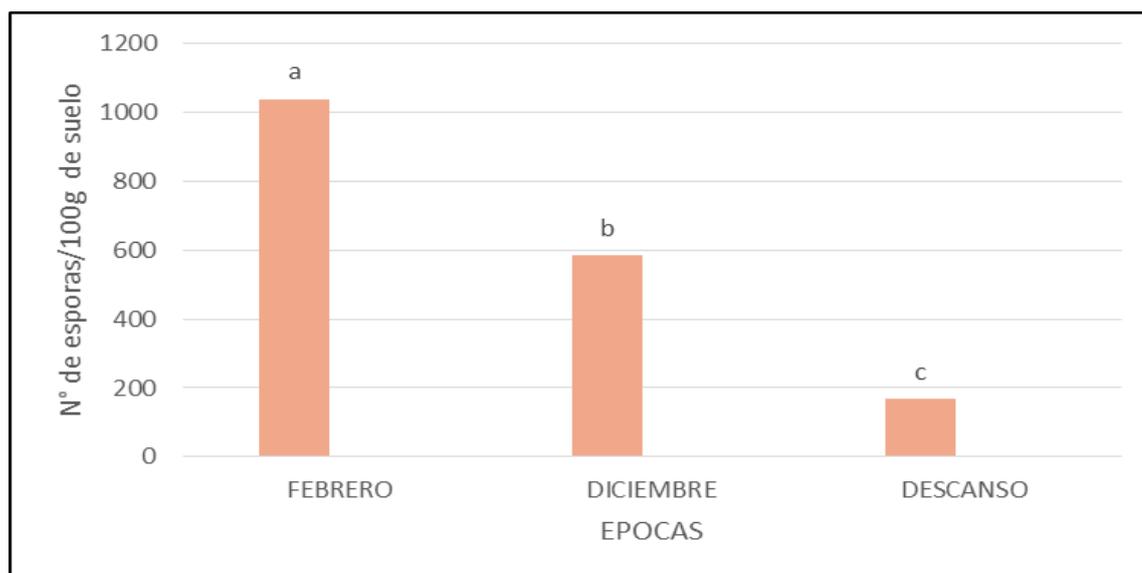


Figura 16. Número de esporas de HMVA asociados a la rizosfera cultivo de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).

5.1.2. Población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivos de granos y tubérculos andinos según accesiones.

En la Tabla 4 y Figura 16, se observa número promedio de esporas HMVA asociados a la rizosfera en cultivos y accesiones en épocas de descanso y producción a nivel de las tres épocas de muestreo y a nivel de accesiones, la comparación de medias muestra diferencias estadísticamente significativas el cultivo con más población de esporas fue quinua variedad negra collana con 757.49 esporas en 100 g de suelo seco, seguido de olluco ecotipo 6 con 731.33 esporas en 100 g de suelo seco y oca ecotipo 69 con 719.78 esporas en 100 g de suelo seco, entre estos con una diferencia significativa estadísticamente iguales y las poblaciones de HMVA con menor población se encontraron en las accesiones de cañihua ecotipo 210 y ecotipo 207 con 472.33 y 451.92 esporas en 100 g de suelo seco.

Tabla 4. Población promedio de esporas de HMVA asociados a la rizosfera según accesiones de cultivos de granos y tubérculos andinos de las tres épocas en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).

ACCESIONES	Nº de esporas / 100 g de suelo seco
QUINUA NEGRA COLLANA	757.49 a
OLLUCO ECOTIPO 6	731.33 ab
OCA ECOTIPO 69	719.78 ab
MAIZ ECOTIPO 92	712.90 bc
MASHHUA ECOTIPO 18	700.79 bcd
QUINUA AIRAMPO	681.19 bcd
CAÑIHUA ECOTIPO 215	630.71 bcd
CAÑIHUA ECOTIPO 226	628.06 bcde
QUINUA CHOCLITO	627.13 bcde
QUINUA CHULLPI	619.26 bcde
QUINUA PANDDELA	607.48 bcdef
QUINUA PASANKALLA	597.43 bcdef
CAÑIHUA ECOTIPO 221	587.09 bcdefg
QUINUA BLANCA DE JULI 2	577.22 bcdefg
QUINUA BLANCA DE JULI 1	576.50 cdefg
QUINUA KANCOLLA	553.44 cdefg
CAÑIHUA ECOTIPO 198	543.97 cdefg
CAÑIHUA ECOTIPO 205	540.19 cdefg
CAÑIHUA ECOTIPO 232	531.98 cdefg
QUINUA SALCEDO INIA	500.30 defg
CAÑIHUA ECOTIPO 218	499.47 efg
CAÑIHUA ECOTIPO 236	489.93 efg
CAÑIHUA ECOTIPO 207	472.33 fg
CAÑIHUA ECOTIPO 210	451.92 g

Letras distintas indican diferencias significativas($p \leq 0.05$)

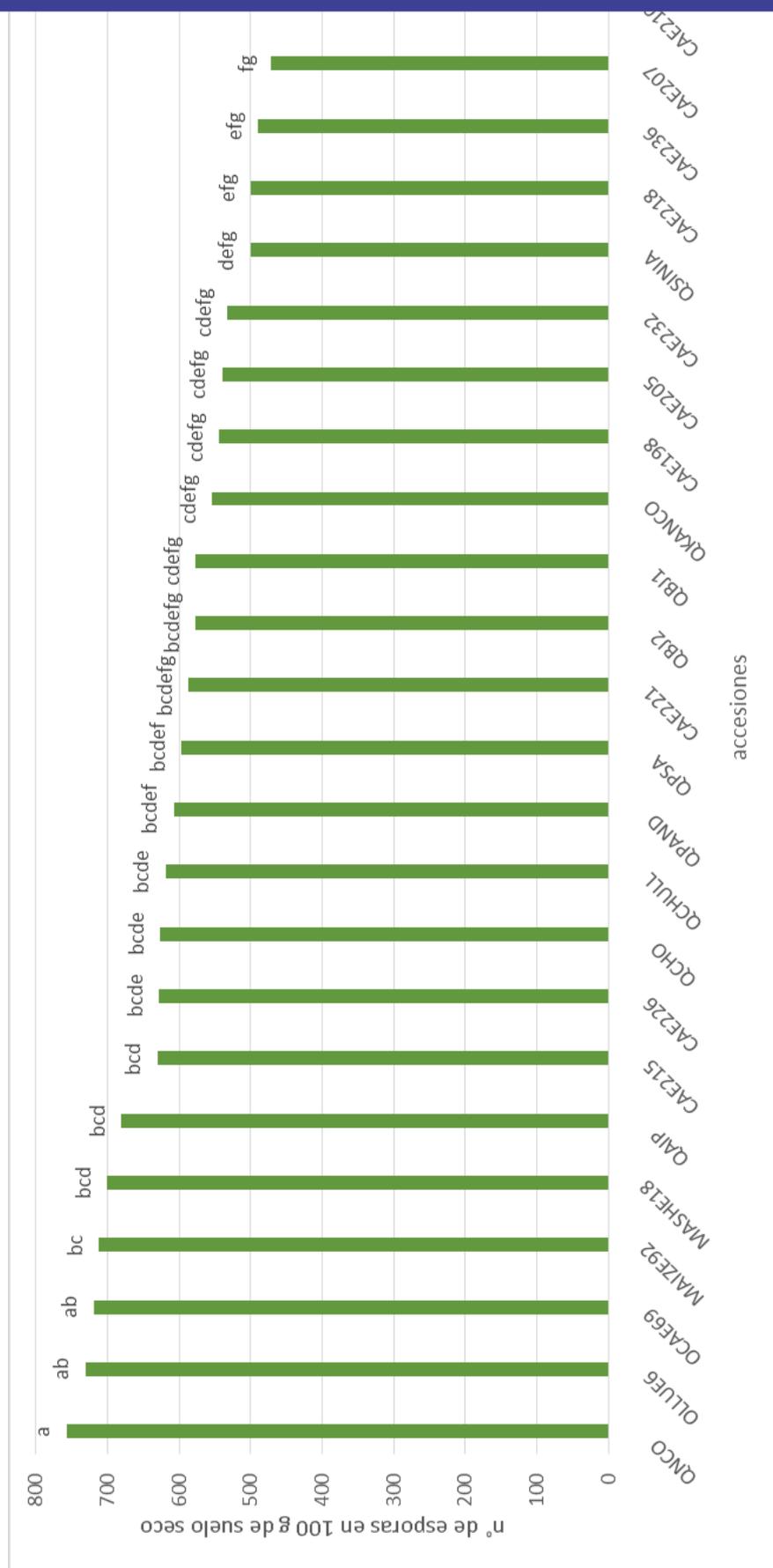


Figura 17. Población promedio del número de esporas de HMVA asociados a la rizósfera cultivo de granos y tubérculos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (2015 - 2016). CAE: Cañihua Ecotipo, E: Ecotipo, MASHE: Mashua Ecotipo, OLLUE: Olluco Ecotipo, Q: Quinua, Var: Variedad, QAIP: Quinua Airampo, QB1: Quinua blanca de juli, QCHO: Quinua Chocllito, QCHULL: Quinua Chullpi, QKANCO: Quinua Kancolla, QNGCO: Quinua Negra Collana, QPAND: Quinua Pandela, QPSA: Quinua Pasancalla, QSINIA: Quinua Salcedo INIA.

En la Tabla 5 y anexo 4, se observa la prueba de Duncan para población promedio de esporas de HMVA asociados a la rizósfera según épocas en accesiones de cultivos de granos y tubérculos andinos en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016), donde el número de esporas asociadas a la rizósfera de los cultivos en el mes de agosto (época de descanso) la población más alta de HMVA se encontró en el cultivo quinua variedad negra collana con una población de 341.92 esporas en 100 g de suelo seco, seguido de quinua variedad chullpi y oca ecotipo 69 con 249.94 y 245.90 esporas en 100 g de suelo seco entre estos cultivos con deferencias significativas diferentes y la menor población de HMVA se encontró en quinua variedad salcedo INIA con una población de 106.02 esporas en 100 g de suelo seco.

En el mes de diciembre (época de producción en fase fenológico de crecimiento), la población más alta de HMVA se encontró en el cultivo de olluco ecotipo 6 con una población de 921.37 esporas en 100 g de suelo seco seguido de quinua variedad negra collana con 838.20 esporas en 100 g de suelo seco con diferencias significativas iguales y la menor población de HMVA se encontró en el cultivo de cañichua ecotipo 236 con 427.13 en 100 g de suelo seco, y estadísticamente con diferencias significativa, con respecto al mes de febrero (época de producción fase fenológico de floración), la población más alta de HMVA se encontró en el cultivo oca ecotipo 69 con una población de 1365.34 esporas en 100 g de suelo seco seguido de cultivo de maíz ecotipo 92 con 1266.46 esporas en 100 g de suelo seco y la menor población de HMVA se encontró en el cultivo de cañichua ecotipo 207 con 646.67 esporas en 100 g de suelo seco respectivamente y estos estadísticamente con deferencias significativas iguales entre accesiones.

Tabla 5. Prueba de Duncan ($p \leq 0.05$), para población promedio de esporas de HMVA asociados a la rizósfera según épocas en accesiones de cultivos de granos y tubérculos andinos en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).

ACCESIONES	EPOCAS (N° DE ESPORAS / 100 g DE SUELO SECO)					
	DESCANSO		DICIEMBRE		FEBRERO	
QNCO	341.92	b	838.20	a	1092.35	a
QCHULL	249.94	c	542.52	b	1065.32	a
OCAE69	245.90	c	548.11	b	1365.34	a
CAE226	220.10	c	498.67	b	1165.42	a
CAE198	193.66	b	621.25	a	816.99	a
QBJ2	189.98	c	520.34	b	1021.34	a
OLLUE6	171.93	b	912.37	a	1109.70	a
CAE218	168.90	c	500.34	b	829.16	a
CAE215	156.25	c	558.43	b	1177.46	a
CAE207	155.13	b	615.18	a	646.67	a
QBJ1	153.20	c	608.19	b	968.10	a
CAE232	151.77	c	535.48	b	908.68	a
QCHO	150.89	c	561.91	b	1168.59	a
QAIP	147.05	c	684.88	b	1211.64	a
MASHE18	144.68	c	749.52	b	1208.16	a
CAE236	144.24	c	749.52	b	1007.02	a
MAIZE92	143.96	c	728.29	b	1266.46	a
CAE210	143.79	b	492.50	a	719.47	a
CAE221	137.00	c	602.68	b	1021.59	a
CAE205	136.04	c	584.36	b	900.18	a
QPAND	134.54	c	607.50	b	1080.39	a
QPSA	131.54	c	483.53	b	1177.22	a
QKANCO	131.11	c	477.89	b	1051.32	a
QSINIA	106.02	c	427.13	b	967.76	a

CAE: Cañihua Ecotipo, E: Ecotipo, MASHE: Mashua Ecotipo, OLLUE: Olluco Ecotipo, Q: Quinoa, Var: Variedad, QAIP: Quinoa Airampo, QBJ: Quinoa blanca de juli, QCHO: Quinoa Choclitito, QCHULL: Quinoa Chullpi, QKANCO: Quinoa Kancolla, QNCO: Quinoa Negra Collana, QPAND: Quinoa Pandela, QPSA: Quinoa Pasancalla, QSINIA: Quinoa Salcedo INIA

Descanso: corresponde al mes de Agosto.

5.1.3. La población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Cañihua.

En la Figura 18 y Tabla 5, se observa número de esporas de los HMVA asociados a la rizósfera de accesiones de cañihua en época de descanso (agosto) y producción (Diciembre y Febrero), se observa que en las 10 accesiones evaluadas los valores fluctúan de baja a alta en el mes de agosto mostró poblaciones de 136.04 a 220.10 esporas en 100 g de suelo seco, en el mes de diciembre su población fue de 318.53 a 621.25 esporas en 100 g de suelo y en el mes de febrero se encontró una población de

646.67 a 1177.46 esporas en 100 g de suelo seco, en mes agosto se encontró la menor población en cañihua ecotipo 205 y la mayor población en ecotipo 226, en el mes de diciembre la menor población se encontró en cañihua ecotipo 236 y la mayor población en cañihua ecotipo 198, en el mes de febrero se encontró la menor población en ecotipo 207 y la mayor población en cañihua ecotipo 215 y claramente se observa que hay estadísticamente una diferencia significativa entre las épocas e accesiones.

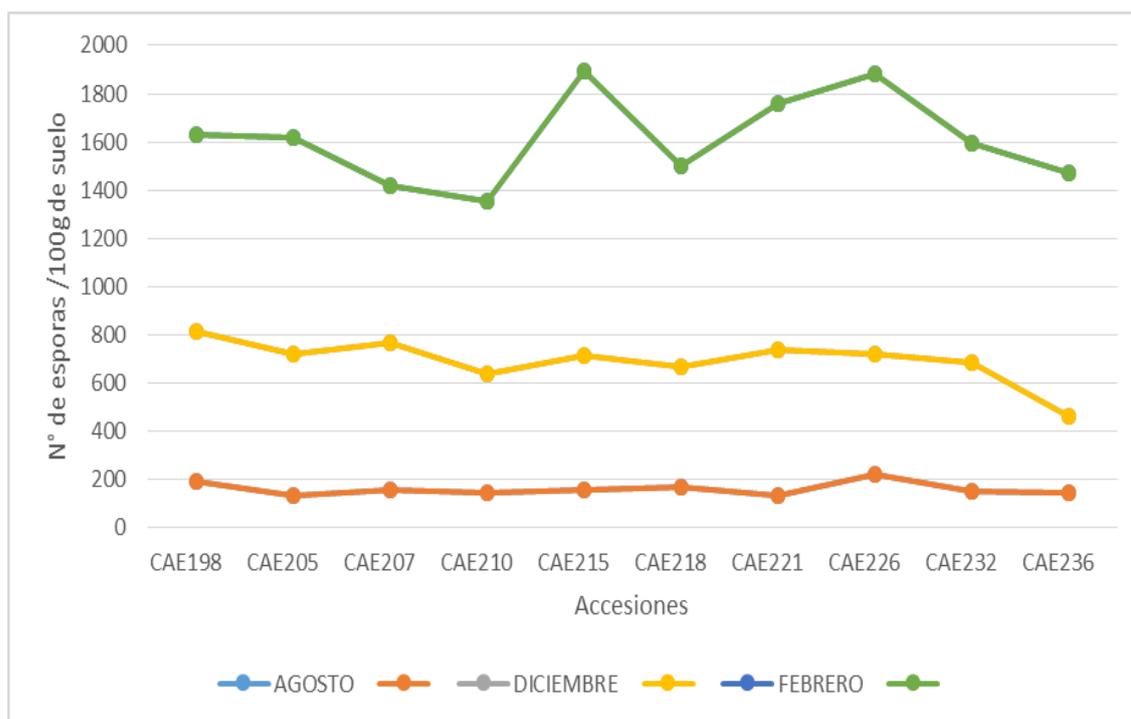


Figura 18. Número de esporas de HMVA asociados a la rizósfera en accesiones de cañihua en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016). CAE: Cañihua Ecotipo, E: Ecotipo.

5.1.4. La población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Maíz.

En la Figura 18, se observa número de esporas de los HMVA asociados a la rizósfera de accesión de maíz en época de descanso (Agosto) y producción (Diciembre y Febrero), se observa en la accesión evaluada los valores fluctúan de baja a alta en el mes de agosto con una población de 143.96 esporas en 100 g de suelo seco, en el mes de diciembre su población fue de 728.29 esporas en 100 g de suelo seco y en el mes de febrero con una población de 1266.46 esporas en 100 g de suelo seco, esto en maíz ecotipo 92 y claramente se observa que hay estadísticamente una diferencia significativa entre las épocas.

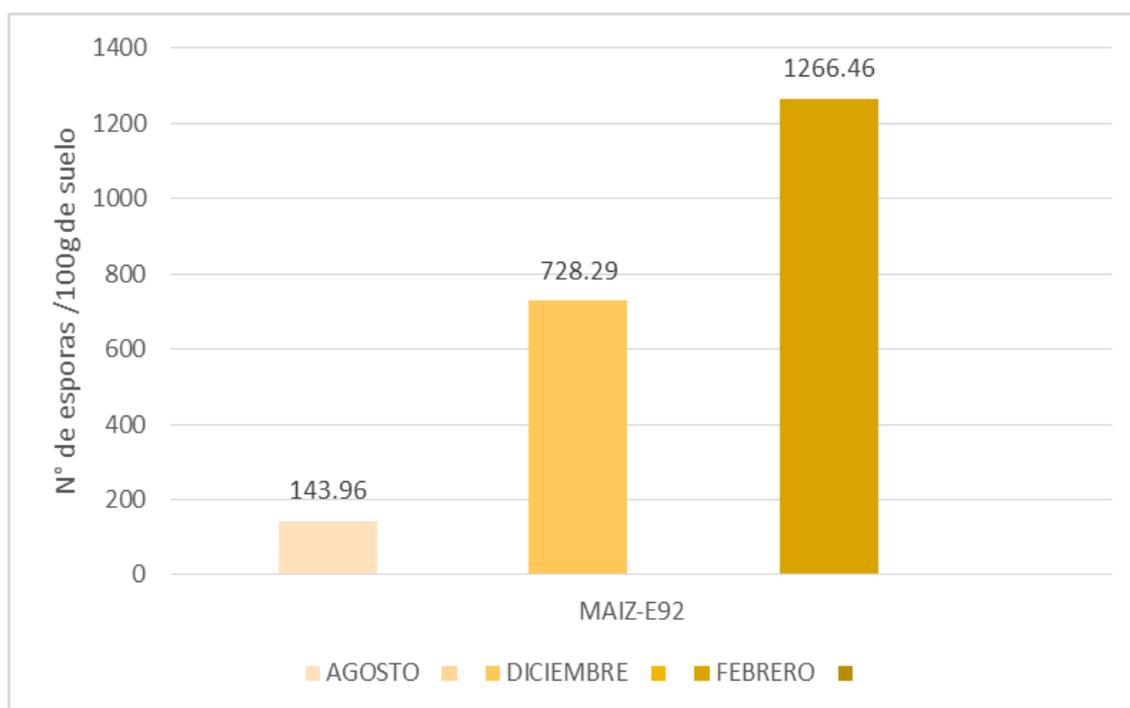


Figura 18. Número de esporas de HMVA asociados a la rizósfera en cultivo de Maíz en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 – 2016). E: Ecotipo.

5.1.5. La población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Mashua.

En la Figura 19, se observa número de esporas de los HMVA asociados a la rizósfera de cultivo de mashua en época de descanso (agosto) y producción (Diciembre y Febrero), se observa en la accesión evaluada los valores fluctúan de baja a alta en el mes de agosto presento una población menor con 144.68 esporas en 100 g de suelo seco, en el mes de diciembre su población fue de 749.52 esporas en 100 g de suelo seco y en el mes de febrero con mayor población de 1208.16 esporas en 100 g de suelo seco, estas poblaciones de esporas se encontró en ecotipo 18 y claramente se observa que hay una diferencia significativa entre las épocas.

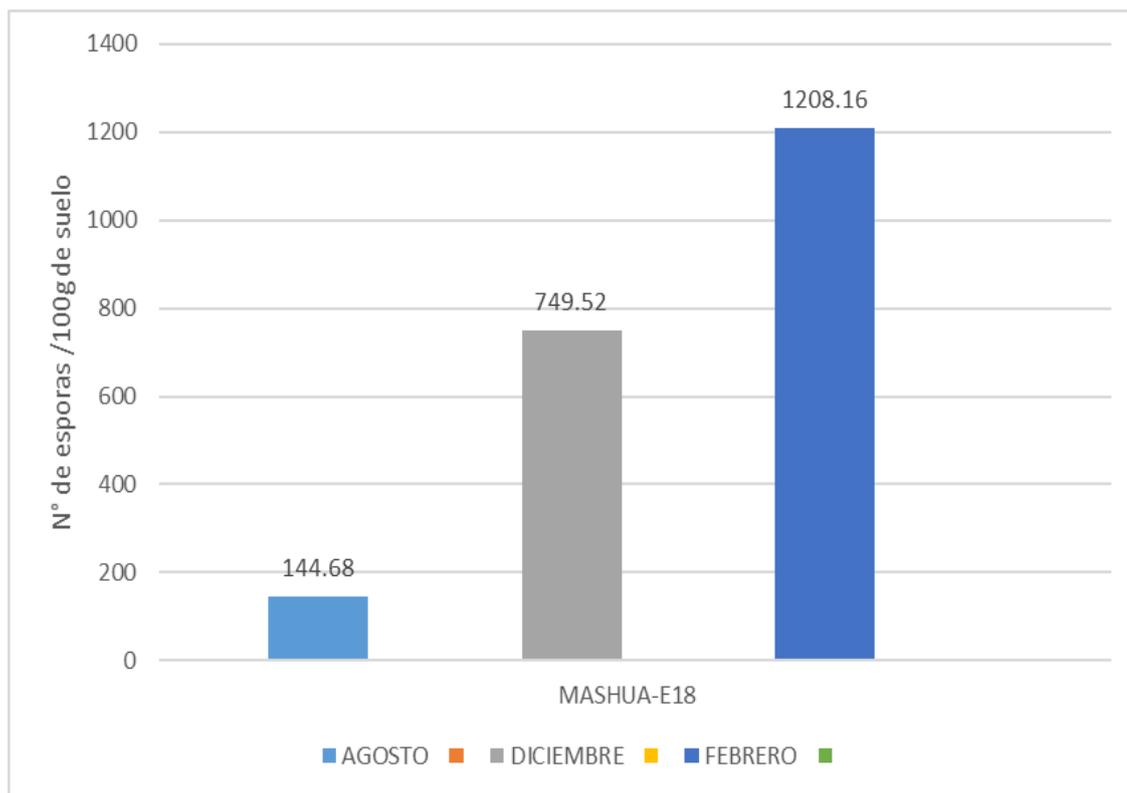


Figura 19. Número de esporas de HMVA asociados a la rizósfera en cultivo de Mashua en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 – 2016). E: Ecotipo

5.1.6. La población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Oca.

En la Figura 20, se observa número de esporas de los HMVA asociados a la rizósfera de cultivo de oca en época de descanso (Agosto) y producción (Diciembre y Febrero), se observa en la accesión evaluada los valores fluctúan de baja a alta en el mes de agosto con 245.90 esporas en 100 g de suelo seco, en el mes de diciembre con 548.11 esporas en 100 g de suelo seco y en el mes de febrero con 1365.34 esporas en 100 g de suelo seco, estas poblaciones de esporas se encontró en oca ecotipo 69 y claramente se observa que hay una diferencia significativa entre las épocas.

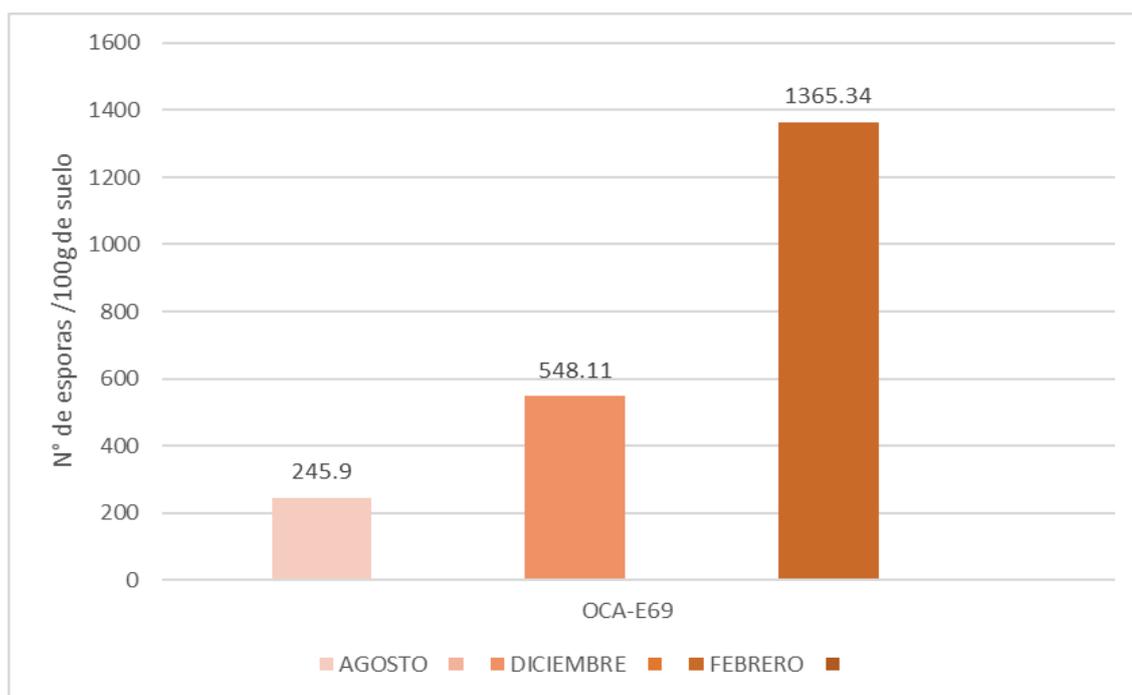


Figura 20. Número de esporas de HMVA asociados a la rizosfera en cultivo de oca en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 – 2016). E: Ecotipo.

5.1.7. La población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Olluco.

En la Figura 20, se observa número de esporas de los HMVA asociados a la rizosfera de cultivo de olluco en época de descanso (agosto) y producción (Diciembre y Febrero), se observa en la accesión evaluada los valores fluctúan de baja a alta en el mes de agosto presentó menor población con 245.90 esporas en 100 g de suelo seco, en el mes de diciembre su población fue de 548.11 esporas en 100 g de suelo seco y en el mes de febrero presentó mayor población con 1365.34 esporas en 100 g de suelo seco, estas poblaciones de esporas se encontró en ecotipo 69 y claramente se observa que hay una diferencia significativa entre las épocas.

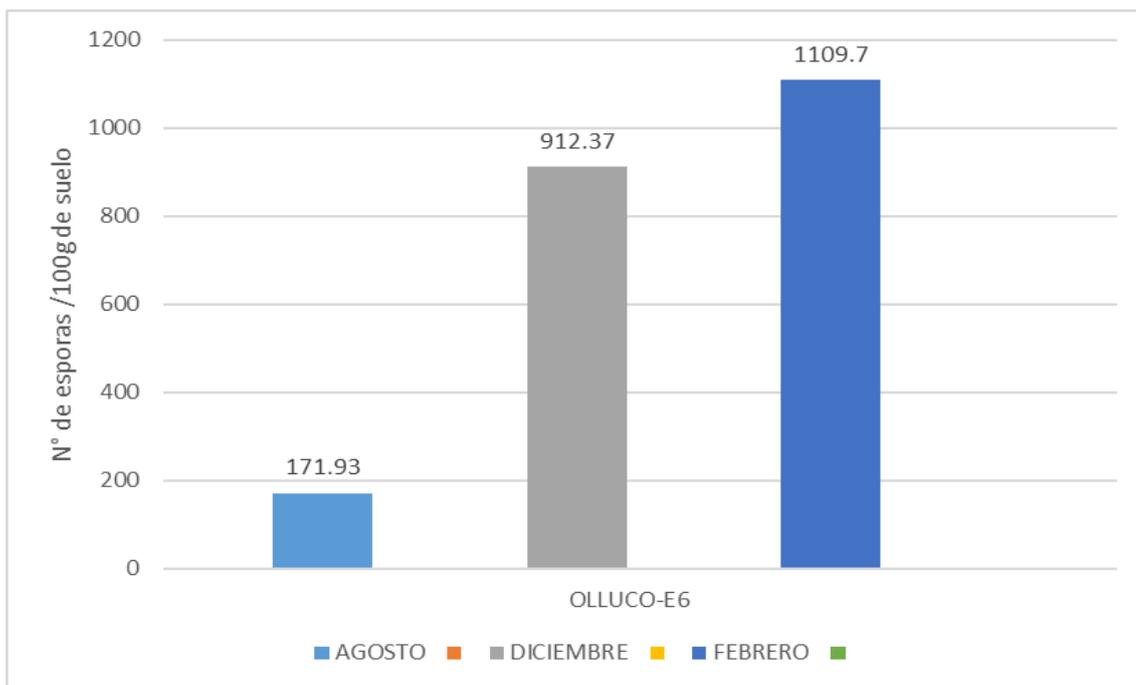


Figura 20. Número de esporas de HMVA asociados a la rizosfera en accesión de Olluco en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campana agrícola 2015 – 2016). E: Ecotipo

5.1.8. La población de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en la rizósfera en cultivo de Quinua.

En la Figura 21 y Tabla 5, se observa número de esporas de los HMVA asociados a la rizosfera de variedades quinua en época de descanso (Agosto) y producción (Diciembre y Febrero), se observa que en las 10 variedades evaluadas los valores fluctúan de baja a alta en el mes de agosto con una población de 106.02 a 341.92 esporas en 100 g de suelo seco, en el mes de diciembre su población fue de 427.13 a 838.20 y en el mes de febrero con una población de 500.30 a 757.49 esporas en 100 g de suelo seco, en mes agosto se encontró menor población en quinua variedad salcedo INIA y la mayor población en variedad negra collana, en el mes de diciembre la menor población se encontró en quinua variedad salcedo INIA y la mayor población en variedad negra collana, en el mes de febrero se encontró la menor población la menor población en quinua variedad salcedo INIA y la mayor población en variedad negra collana y claramente se observa que hay una diferencia significativa entre las épocas variedades.

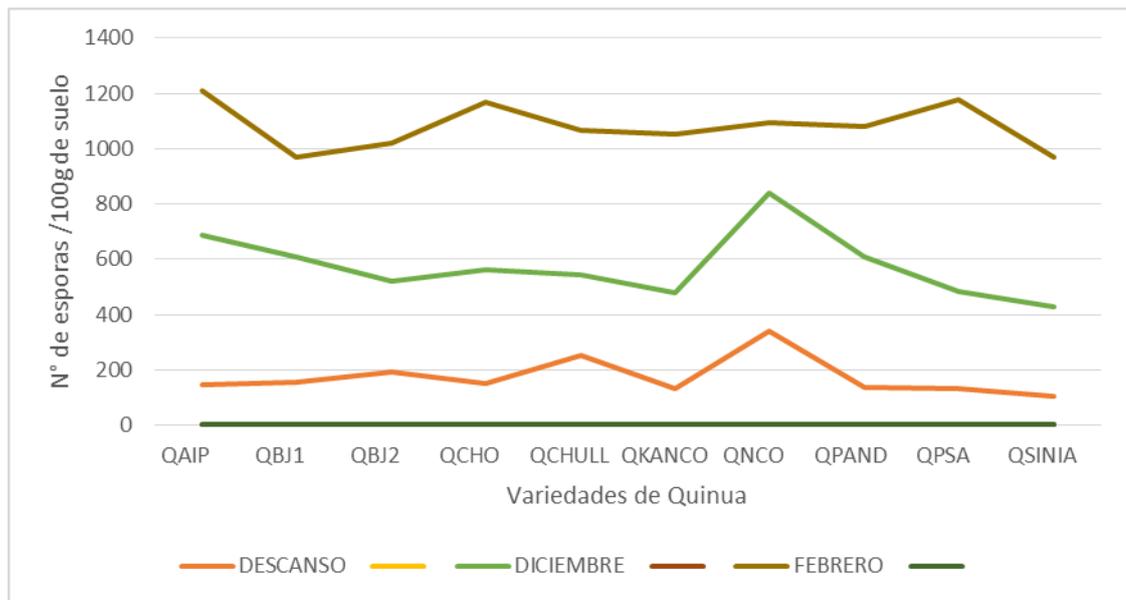


Figura 21. Número de esporas de HMVA asociados a la rizosfera en accesiones de quinua en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 – 2016). Q: Quinoa, Var: Variedad, QAIP: Quinoa Airampo, QBJ: Quinoa blanca de juli, QCHO: Quinoa Chocloito, QCHULL: Quinoa Chullpi, QKANCO: Quinoa Kancolla, QNCO: Quinoa Negra Collana, QPAND: Quinoa Pandela, QPSA: Quinoa Pasancalla, QSINIA: Quinoa Salcedo INIA

Las poblaciones de los hongos micorrizicos vesículo arbusculares HMVA, en la época de descanso tuvieron poblaciones muy bajas, a diferencia de la época de producción (diciembre y febrero), fue más alto, esto debido a las precipitaciones que se presenta en esa época en nuestra región, los HMVA tienen mayor comportamiento en condiciones de humedad y cuando hay presencia de raíces en cultivos producen esporas en abundancia, agosto con una precipitación de 13.90 mm y en el mes de diciembre y febrero con una precipitación de 46.62 mm y 169.60 mm los HMVA han aumentado tal como se observa en la tabla 3 de la presente investigación. Lo cual coincide (Alvares 2016), la cantidad de esporas está relacionada con la precipitación sólo si estas pueden acceder a un hospedero, cantidad de humedad en el suelo, si la precipitación es constante, se asume que la población de micorrizas depende mayormente del hospedero, es decir, de las cercanías de una planta, o de anteriores cultivos que dejaron una cantidad de esporas. Así mismo menciona que un factor determinante en la diferenciación de poblaciones de micorrizas entre la papa y la quinua es la variación de precipitación y condiciones de humedad ya que varía el número de esporas.

Por otro lado Adriano *et al.* (2008), muestra la dinámica de las esporas de hongos micorrizicos encontrados en el suelo rizosférico de *Mangifera indica* L estudiada, se observa un patrón general de comportamiento y disminución en el número de esporas

durante el tránsito de la etapa vegetativa a la etapa de florecimiento de 37.3 a 103 esporas, incremento al transitar de esta última a la de fructificación. Así mismo en los hongos micorrízicos arbusculares en el banano clon “Gran Enano” se observa la dinámica de las esporas de hongos MA en el suelo, en donde se puede observar que la mayor cantidad de esporas se encontró de los 165 días a los 213 días, de 38 a 119 esporas en 100 g de suelo coincidiendo este parámetro con la etapa de floración. Lo cual coincide con los resultados obtenidos en esta investigación tabla N°3.

Además en la investigación de (Peña *et al.*, 2006), reporta que se deben asegurar niveles bajos de fósforo para que puedan ser eficientemente movilizados por la simbiosis hongos micorrizicos arbusculares HMA hacia la planta, alcanzando en ella niveles equivalentes, incluso aplicando una fertilización fosfatada y nitrogenadas en bajas cantidades. Lo cual es corroborada Valencia y Zuñiga (2015), sobre análisis de la presencia natural de micorrizas en cultivo de algodón (*Gussypium barbadense* L) afirman que el uso de fertilizantes nitrados disminuye la población de hongos micorrizicos.

Por otro lado, León (2006) en su investigación caracterizó micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot sculenta*) y encontró una población promedio de 8710 esporas por cada 100 g de suelo. Esto muestra que el número de estas puede estar influenciado directamente por los factores bióticos y abióticos que interactúan en un ecosistema determinado, especialmente en los sistemas agroforestales.

Alvares (2016), en su investigación sobre la distribución poblacional de micorrizas en los cultivos de papa (*solanum tuberosum* L) y quinua (*Chenopodium quinoa* willd.) afectados por el cambio climático. Indica que el número de esporas varía en los cultivos de papa 171 esporas y en quinua con 73 esporas, en las distintas parcelas investigadas, tanto en Alto Patacamaya como en Collpa Huncharani. Y confirma que el factor determinante en la diferenciación de poblaciones de micorrizas entre la papa y la quinua es la variación de precipitación y condiciones de humedad ya que varía el número de esporas.

Así mismo León *et al.* (2017), corrobora que en hongos micorrizicos vesiculo arbusculares asociados a genotipos de quinua (*Chenopodium quinoa* Will). La población de esporas encontradas de hongos MVA se presentó en el genotipo witulla

seguido de choclito y pasankalla, con valores de 1204.2, 961.29, 947.62 esporas en 100 g de suelo mientras que las poblaciones más baja se presentó en el genotipo chullpi rojo con 482.27 esporas en 100 gr de suelo. Lo cual coincide con los resultados obtenidos en las accesiones estudiadas en la presente investigación.

De igual manera Prieto *et al.*, (2012), corroboró en la investigación sobre identificación de hongos micorrízicos arbusculares en sistemas agroforestales con cacao en el trópico húmedo ecuatoriano, encontraron la mayor población de esporas en la finca “La Propiedad” con un total de 2028 esporas por cada 100 g de suelo, seguido de los SAF-C localizados en las fincas “La Represa” y “Fátima” con 1751 y 1712 esporas, respectivamente. Por otro lado, las menores poblaciones de esporas se encontraron en los SAF-C de la finca “Mi Recuerdo” con 1583 y en el de la finca “La Unión” con 1030 esporas por cada 100 g de suelo.

Por otro lado Rojas (2010), en su investigación de hongos micorrízicos arbusculares en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Theobroma cacao* L.) Encontró la mayor población de esporas presentó el BMS con un promedio de 7 164.24 y el ST con 5 818.74 en la época húmeda, mientras en la época seca, el BMS y el ST, presentaron valores muy bajos con un promedio de 683.04 y 370.59 esporas respectivamente.

5.2. Colonización radicular de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en cultivos de granos y tubérculos andinos presentes en Camacani-Puno.

En la Tabla 6 se muestra análisis de varianza de la colonización micorrízica en raíces de cultivos de granos y tubérculos andinos en la fase fenológica de floración en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016), para el factor accesión existe diferencia altamente significativas lo que indica que los cultivos o accesiones en estudio tienen influencia en la colonización. Así mismo el coeficiente de variabilidad fue de 14.21 % y se considera que los datos fueron confiables, el coeficiente de determinación (R^2) explica un 0.52, lo cual significa que el efecto de raíces evaluados sobre la colonización micorrízica han influenciado en un (0.52), debiéndose a otros factores externos no controlables como la precipitación, humedad del suelo, temperatura, pH, otros que han influenciado en un (0.48 %).

Tabla 6. Análisis de varianza de la colonización micorrízica en raíces de cultivos de granos y tubérculos andinos en la fase fenológica de floración en el CIP Camacani (campaña agrícola 2015 - 2016).

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	3081.44	22	140.07	2.46	0.0045 **
ACCESIONES	3081.44	22	140.07	2.46	0.0045**
Error	2792.98	49	57		
Total	5874.42	71			

$R^2 = 0.52$ $CV = 14.21\%$

En la Tabla 7 y la Figura 21, se muestran que existen diferencia significativas en la colonización micorrízica entre accesiones de granos y tubérculos andinos, donde se observa que en el cultivo de cañihua ecotipo 198 mostró mayor % de colonización con 80% a diferencia de quinua variedad chullpi con 76.67 % de colonización, mientras que cañihua ecotipo 226 con 40% mostro menor porcentaje de colonización micorrízica seguido de ecotipo 205 con 40% de colonizacion micorrízica. Las accesiones como quinua variedad pandela, maíz ecotipo 92 y quinua airampo tuvieron 73.33% de colonización respectivamente esto en la fase fenológico de floración (mes de febrero).

Tabla 7. Porcentaje promedio de colonización micorrízica en raíces de cultivos de granos y tubérculos andinos en la fase fenológica de floración en CIP Camacani Puno (campaña agrícola 2015-2016).

ACCESIONES	% de colonización micorrízica
CAÑIHUA ECOTIPO 198	80.00 a
QUINUA CHULLPI	76.67 ab
QUINUA PANDELA	73.33 ab
MAIZ ECOTIPO 92	73.33 abc
QUINUA AIRAMPO	73.33 abc
QUINUA BLANCA DE JULI	71.67 abc
QUINUA PASANKALLA	70.00 abc
OLLUCO ECOTIPO 6	70.00 abc
CAÑIHUA ECOTIPO 207	66.67 abc
CAÑIHUA ECOTIPO 210	66.67 abc
QUINUA CHOCLITO	66.67 abc
OCA ECOTIPO 69	63.33 abcd
QUINUA NEGRA COLLANA	63.33 abcd
CAÑIHUA ECOTIPO 215	63.33 abcd
MASHUA ECOTIPO 18	60.00 abcde
CAÑIHUA ECOTIPO 221	60.00 abcde
CAÑIHUA ECOTIPO 218	56.67 bcde
QUINUA KANCOLLA	53.33 bcde
CAÑIHUA ECOTIPO 236	53.33 bcde
QUINUA SALCEDO INIA	53.33 bcde
CAÑIHUA ECOTIPO 232	50.00 cde
CAÑIHUA ECOTIPO 205	40.00 de
CAÑIHUA ECOTIPO 226	40.00 de

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

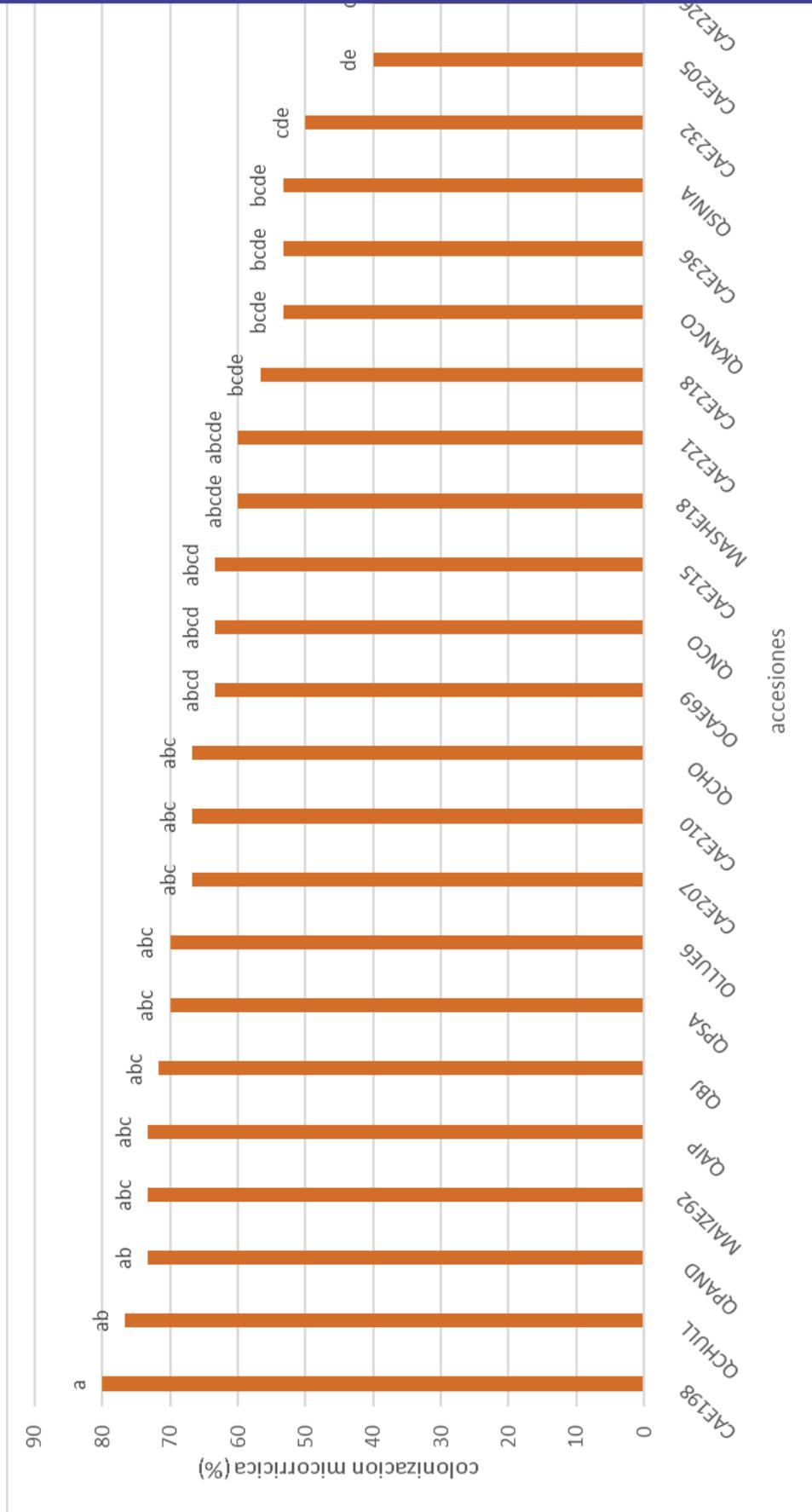


Figura 22. Colonización micorrízica en raíces de cultivos andinos en época de descanso y producción en el CIP Camacani (campana agrícola 2015 – 2016). Las letras distintas indican que existe una diferencia significativa según la prueba de Duncan a 0.05. CAE: Cañihua Ecotipo, E: Ecotipo, MASHE: Mashua Ecotipo, OLLUE: Olluco Ecotipo, Q: Quinua, Var: Variedad, QAIP: Quinua Airampo, QBJ: Quinua blanca de juli, QCHO: Quinua Chocrito, QCHULL: Quinua Chullpi, QKANCO: Quinua Kancolla, QNCO: Quinua Negra Collana, QPAND: Quinua Pandela, QPSA: Quinua Pasancalla, QSINIA: Quinua Salcedo INIA.

La colonización micorrízica en el mes de febrero (fase fenológica de floración) presentó mayor porcentaje de colonización de HMVA esto posiblemente se debe a que en este periodo se presentó mayor precipitación, humedad del suelo lo cual favorece el crecimiento del hongo. Así mismo Tapia, (2003), menciona que el hongo encuentra las condiciones favorables como alta humedad debido a las precipitaciones y por la diversidad de especies vegetales y la mayor biomasa existente en el suelo en esta época, la escases de humedad puede afectar la colonización de raíz originando que las esporas colapsen y no pueden germinar.

Asímismo podemos ver en un estudio realizado en Colombia del aumento de la colonización micorrízica en yuca fue observada en condiciones de humedad por León, (2006), encontró un porcentaje de colonización en 57.5% a 77.5% de colonización micorrízica. En otros estudios realizados en los trópicos de Perú, también observaron en varias especies forestales. Que tienen mayores porcentajes de colonización, en la época de lluvia, lo cual concuerda que los HMA se favorecen gracias a las características físicas químicas del suelo como textura, Ph, materia orgánica y porcentaje de saturación de agua. Así mismo en esta investigación se encontraron similares resultados en accesiones de granos y tubérculos andinos.

Por otro lado Rojas (2010), obtuvo resultados similares de colonización de HMA bajo dos sistemas BMS y ST en donde la colonización micorrízica de los hongos MA fue mayor en el sistema BMS con 82.04%, a comparación del sistema ST con 65.25% en la época húmeda; en cuyo estudio determino que en el sistema tradicional presentó mayor porcentaje de colonización esto debido a que fue en condiciones de humedad lo cual valida que los hongos MA está relacionado con la humedad del suelo y otras factores.

Además Prieto *et al.*(2012), corrobora en su investigación identificación de hongos micorrízicos en sistemas agroforestales se encontraron diferencias estadísticas significativas entre estos, donde los SAF-C ubicados en las fincas “La Unión” y “Mi Recuerdo” mostraron una mayor densidad de colonización visual con aproximadamente 3,50%, siendo las más altas frente a los SAF-C de las fincas “Fátima” con el 2,10%, “La Represa” con 1,6% y “La Propiedad” con el 0,9%, siendo este último el que presentó el menor porcentaje de colonización micorrízica.

Valencia y Zuñiga (2015), indican que el uso de nitrato de potación en el cultivo algodón disminuyó el porcentaje de colonización micorrízica esto en condiciones de costa mientras que para nuestra región también influye los fertilizantes como la urea en porcentaje de colonización de micorrizas. Por otro lado Lizarraga *et al.* (2015), es su estudio micorrizas VA endófitas de *Fragaria ananassa* var. Camino real. Reporta que la cantidad de fósforo y nitrógeno en el suelo disminuye el porcentaje de colonización.

Alarcón *et al.* (2003), crecimiento y fisiología de *citrus volkameriana* Tan & Pasq en simbiosis con hongos la colonización total, tanto del hongo *G. aggregatum* (cepa pura), donde indica que a los 120 días, *G. aggregatum* presentó mayor colonización total (58%) mientras que en *Glomus* Zac-19 fue de 43%. Lo cual Adriano *et al.* (2008), corrobora en la dinámica de hongos micorrízicos arbusculares en el mango variedad Ataúlfo, la colonización por hongos MA en las raíces, tanto en los dos tipos de injerto en donde alcanzó su máxima colonización durante la etapa de fructificación por los árboles enjertados. Así mismo Adriano *et al.* (2010), reporta en la dinámica de los hongos micorrízicos arbusculares en el banano clon “Gran Enano” La mayor colonización con 55% se encontró a los 213 días, en la etapa de floración, además concuerda con los resultados obtenidos en la siguiente investigación en la fase de floración de 40% a 80% de colonización micorrízica.

Sin embargo, en investigaciones realizados por Manjarrez, *et al.* (2005), quienes mencionan el porcentaje de colonización micorrízica total, se presentó en menor porcentaje de colonización con la combinación de *Glomus* Zac-19 con fertilizante orgánico presentó el mayor porcentaje (28.5%), y con los tratamientos con *Glomus* Zac-19 más la aplicación del fertilizante inorgánico (27.6%) y con *Glomus* Zac-19 (20.9%). Esto indica que la formación de la micorriza en las plantas de (*Annona cherimola* Mill.), no fue afectada por la fertilización foliar.

CONCLUSIONES

- La mayor población de esporas de hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMVA) en los cultivos de granos y tubérculos andinos se presentó en época de producción (febrero) con un promedio de 1,039.43 esporas, seguido en mes de diciembre con 584.08 esporas, ambos 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 con un promedio de 168.73 esporas en suelo seco respectivamente. Siendo las accesiones Quinua negra collana seguido de Olluco ecotipo 6 y Oca ecotipo 69 las que presentaron el mayor número de esporas.
- La mayor colonización de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares en las raíces de las cultivos se encontró en cañihua ecotipo 198 con 80 % de colonización, seguido de quinua variedad Chullpi con 76.67 % de colonización, mientras que en las accesión de Cañihua ecotipo 226, y 205 presento la menor colonización con 40% de colonización micorrízica.

RECOMENDACIONES

- Hacer estudios sobre la presencia de los HMVA asociados a diferentes cultivos en zonas agroecológicas de la Región Puno.
- Realizar la identificando de los géneros presentes de los HMVA asociados a los cultivos de granos y tubérculos presentes en la región y así tener un inventario a nivel género de los hongos.
- Se debe evaluar la dinámica poblacional de los HMVA en cada fase fenológica de los cultivos.
- Continuar los trabajos con las entradas del banco de germoplasma de CIP. Camacani UNA – Puno para determinar el comportamiento de los hongos micorrizicos vesiculo arbusculares en granos y tubérculos andinos en los diferentes épocas

BIBLIOGRAFÍA

- ADRIANO ANAYA M. L., GONZÁLEZ LEAL D., OVANDO MEDINA I, VELÁZQUEZ OVALLE G. Y SALVADOR FIGUEROA M. (2010). *Dinámica de los hongos micorrízicos arbusculares en el banano clon “Gran Enano”*. Quehacer Científico en Chiapas 2010 1(10) 5-11p.
- ADRIANO ANAYA M. L., GONZÁLEZ LEAL D., OVANDO MEDINA I, VELÁZQUEZ OVALLE G. Y SALVADOR FIGUEROA M. (2008). *Dinámica de hongos micorrízicos arbusculares en el mango variedad Ataúlfo*. Quehacer Científico en Chiapas 2008 1(6) 25-31p.
- AGRIOS, G. N. (1996). *Fitopatología*. 2ª edición; Edit. Limusa; Mexico. 948 p.
- ALARCÓN, ALEJANDRO; GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M. D. C.; FERRERA-CERRATO, R. (2003). *Crecimiento y fisiología de Citrus volkameriana Tan & Pasq en simbiosis con hongos micorrízicos arbusculares*. Terra Latinoamericana, Octubre-Diciembre, 503-511p.
- ALVARES, E. G. (2016). *Distribución poblacional de micorrizas en los cultivos de papa (solanum tuberosum L) y quinua (Chenopodium quinoa willd.) Afectados por el cambio climático en el Municipio de Patacamayaen*. Tesis de grado. La Paz-Bolivia. 106 p.
- ALLEN, M. (1993). *The ecology of mycorrhizae*. Cambridge University Press. Cambridge, RU. 196 p.
- AUGE, R.M., SCHEKEL, K.A., & WAMPLE, R.L. (1986). *Greater leaf conductance of well-watered VA mycorrhiza rose plants is not related to phosphorus nutrition*. New Phytol. 103: 107-116p.
- BONAFANTE-FASOLO, P. (1984). *Anatomy and morphology of VA micorrhizae fungi*. Y: Powell C. Ll. and Bagyaraj, D. J. (Eds). VA Mycorrhiza. CRC Press, Boca Raton, Florida. 5-34 p.
- BOWEN, G.D. (1980). *Mycorrhizal roles in tropical plants and ecosystems*. In: Mikola, P. (Ed.) *Tropical Mycorrhiza Research*. Clarendon Press. Oxford. 165-190 p.

- BETHLENFALVAY, G.J.; LINDERMAN, R.G. (1992). *Preface. In Mycorrhizae in sustainable agriculture*. Ed. by GARBAYE, J. 1994. Les bacteries auxiliaires de la mycorrhizae. G.J. Bethlenfalvay and R. G. Linderman. Madison, Wisconsin: una nouvelle dimension de la symbiose mycorrhizienne. Acta bot. Gallica 141(4):517-521. 54. 45-70p.
- BLANCO, F.A. y SALAS, E.A. (1997). *Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica*. Agronomía Costarricense 55-67 p.
- BRADBURY, S.M., & PETERSON, R.L. (1999). *En MYCORRHIZA: Estructura, Function, Molecular Biology and Biotechnology*, A. (Springer-Verlag, Berlin, 1999), "Use of plants mutants, intraspecific variants, and non-hosts in studying mycorrhiza formation and function". 153-169p.
- CABRALES., E. M. (2006). *Dinámica nutrimental y caracterización microbiológica de los suelos sulfatados ácidos Del Valle Del Sinú – Colombia*. Trabajo de investigación. Universidad de Cordova – Colombia. 30-33 p.
- COYNE, M. (2000). *Microbiología del suelo un enfoque exploratorio*. Editorial Paraninfo ITP An Internacional Thomson Publishing Company. Madrid-España. 416p
- CERON, F. y MOLTALVO, A. (2014). *Cultivos andinos*. Riobamba. Pepita Ecuador. 83 p.
- DA SILVA, J. P. (2004). *Comunidades de hongos micorrízicos arbusculares asociadas a pupunha e ao cupuaçu cultivados em sistemas agroforestal e em monocultivo na amazônia central*. Tesis de Doctor en agronomía. São Paulo, Brasil, CIP. 35 p.
- DE LA VEGA, J. (2006). *Suelos y Ecosistemas*. Las Micorrizas de mayor importancia son: Endomicorrizas, Ectomicorrizas lo cual facilita su producción masiva para uso en la agricultura. Disponible en: <http://j.delavegal.googlepages.com>. Consulta: Julio de 2016.
- DUCHICELA, J. (2001). *Evaluación del uso de Endomicorrizas vesiculo arbusculares (MVA) en la obtención de plántulas de tomate de árbol Solanum betaceum Cav.* Tesis de grado ESPE-Facultad de Ciencias Agropecuarias. Sangolqui-

Ecuador.

- DUCHICELA, J; y GONZÁLEZ Ma, del C. (2003). *La Micorriza Arbuscular en el Contexto de la Agricultura Sustentable*. Monografía CEINCI – 02–03. 19 p.
- FERRERA-CERRATO, R., & GONZÁLEZ, M.C. (1993). *Manejo de la endomicorriza vesículo-arbuscular en cinco portainjertos de cítricos*, Centro de Edafología, Sección de Microbiología, México, 77-89p.
- GERDEMAN, J. W. y NICOLSON, T. H. (1963). *Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting*. Trans Br. Mycol. Soc. 46:235-244p.
- GIANINAZZI, S. (1991). *Vesicular-arbuscular (endo-) mycorrhizas cellular, biochemical and genetics aspects*. Agric. Ecosystems Environ. 35: 105-119p.
- HERNÁNDEZ, A. (1 999). *Las Micorrizas*. Centro de estudios ecológicos. Argentina. Disponible en: <http://www.cdeea.com/micorrizas1.htm>. Consulta: Mayo de 2017.
- HERMARD, C. ILABACA, C. JERES, G. SANDOVAL, P. y ULLOA, A. (2002). *Aspectos generales de las Micorrizas: Efecto de las micorrizas sobre la nutrición mineral de las plantas*. Disponible en: <http://www.forestaluchile.cl/curso/fivegf/mico>. (Último acceso: 4 de Mayo de 2017).
- HERRERA, R.A. (1985). *Las micorrizas vesículo-arbusculares como ayuda para la repoblación forestal en Cuba*. En: Ciclo lectivo sobre “Técnicas de Investigación en Micorriza” set. 18 al 28. Turrialba. Costa Rica. 337p.
- HARLEY JL, SMITH SE (1983). *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, Londres. 483 p.
- INVAM. (2006). *Internacional Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi*. “INVAM”. <http://invam.caf.wvu.edu/>. Consulta: Junio de 2006.
- JACOBSEN, A. MUJICA y R. Ortiz. (2003). *La Importancia de los Cultivos Andinos*. FERMENTUM Mérida - Venezuela - ISSN 0798-3069 - AÑO 13 - N° 36 - 14-24p.

- LEON, D. (2006). *Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (Manihot esculenta sp) en dos regiones de la amazonia Colombiana*. Tesis de grado en microbiología agrícola y veterinaria. Colombia.
- LEON, T. B., ROJAS, G. J. C., COILLO, V. H., MOLINA, S. M., ARUHUANCA, A. M. (2017). *Hongos micorrizicos visiculo arbusculares asociados a genotipos de quinua (Chenopodium quinoa will) y su influencia en el rendimiento del cultivo*. VI congreso Mundial de la Quinua y III Simposio Internacional de Granos Andinos. Puno-Perú.45p.
- MANJARREZ-MARTÍNEZ, M. J.; ALARCÓN, A.; FERRERA-CERRATO, R.; (2005). *Fertilización foliar en plantas de Annona cherimola Mill., inoculadas con hongos micorrízicos arbusculares*. Terra Latinoamericana, Octubre-Diciembre, 553-562p.
- MINAGRI. (2016). *Revista agraria*. Importancia de cultivos andinos. 34 p.
- MUJICA, A., JACOBSEN S-E. (2001). *Biodiversidad - un desafío en la región centro oeste de Sudamérica*. En Agricultura Andina, Puno-Per. 14-18p. Disponible en: <http://j.delavegal.googlepages.com>. Consulta julio de 2015.
- MORTON, J.B., and BENNY, G.L. (1990). *Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with and emendation of Glomaceae*. USA. Mycotaxon, 37: 471-491.
- MOLINA, MAURICIO; MAHECHA, LILIANA Y 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.
- PEÑA-VENEGAS, C.P.; CARDONA, G.I.; MAZORRA, A.; ARGUELLEZ, J. y ARCOS, A.L. (2006). *Micorrizas arbusculares de la amazonia colombiana*. Catalogo Ilustrado. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Colombia. 90 p.
- PHILLIPS, J. AND M. 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 p.

- PRIETO B. O. O., BELEZACA, P. C. E., MORA, S. W. F., GARCÉS, F. F. R., SABANDO, Á. F. A., CEDEÑO, L. P. E. (2012). *Identificación de hongos micorrízicos arbusculares en sistemas agroforestales con cacao en el trópico húmedo ecuatoriano*. Agronomía Mesoamericana 23(2).235-237p.
- RAMOS, C.T. y CARCAUSTO, G. M. (2012). *Resumen estadístico*. (Boletín de tubérculo). DRA Puno-Perú. 16 p.
- RUIZ, O. P. (2008). *Las micorrizas: ¿son importantes para los sistemas agroforestales de la amazonia?*. XI Congreso Nacional y IV Internacional de la Ciencia del Suelo. Tarapoto. Perú. 26p.
- ROMAN, F. (2003). *Concentración de reguladores de desarrollo vegetal inducida por hongos endomicorrizicos en dos cultivares de Chile (Capsicum annuum L.)*. Tesis Doctorado. Colima-México.
- ROJAS J. C. (2010), *Hongos micorrizicos arbusculares en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (Theobroma cacao L.) Bajo los sistemas tradicional y bajo bosque en la región San Martín*. Tesis de grado. Tarapoto-Perú. 175 p.
- ROJAS W, Soto JL, Pinto M, Jäger M. (2010). *Granos Andinos. Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia*. Bioersity International, Roma, Italia. 191 p.
- SERRALDE, A. M. y RAMIREZ, M. (2004). *Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (Zea mays) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos*. Revista CORPOICA • Vol 5 N°1. 38-39p.
- SIQUEIRA, J.O.; HUBBELL, D.H. and VALLE, R.R. (1984). *Effects of phosphorus on formation of the vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis*. Pesquisa Agropecuaria Brasileira. 19 (12): 1465-1474p.
- SALAMANCA, S.C.R. y SILVA, M. (1998). *Las micorrizas como alternativa para el manejo sostenible de los agroecosistemas tropicales*. CORPOICA. Boletín N° 12. Villavicencio, Meta, Colombia. 27p.
- SÁNCHEZ, P.M. (1981). *Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos*. Universidad Nacional de Colombia. Sede Palmira, 227 p.

- TAPIA, G. J. J. (2003). *Identificación de hongos micorrizicos arbusculares aislados de suelos salinos y su eficiencia en plantas de lechuga*. Tesis de doctorado en biotecnología. Tecoman, Colima-Colombia.10:39 p.
- TAPIA, M. (1997). *Cultivos andinos sub explotados y su aporte a la alimentación*. FAO, Lima, Perú.
- TAPIA, M. y FIRES, A.M. (2007). *Guía de Campo de los Cultivos Andinos*. FAO. ANPE, Lima Perú.
- VEGA, M. M. (2011). “*Identificación de micorrizas Vesiculo – arbusculares en especies agrícolas y forestales en la zona de Tingo María*”. Tesis de grado. Tingo María – Perú. 38p.
- VALENCIA, C. y ZUÑIGA, D. (2015). *Análisis de la presencia natural de micorrizas en cultivos de algodón (Gossypium barbadense L.) Inoculados con Bacillus megaterium y Bradyrhizobium yuanmingense*. Departamento académico de biología. Universidad Nacional Agraria Molina, Lima-Perú. Ecología Aplicada, 14(1).
- ZAMBOLIM, L. y SIQUEIRA, J.O. (1985). *Importância e potencial das Associações micorrizicas para a agricultura*. Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG). Serie/Documentos 26. Brasil.

ANEXOS

SERVICIO NACIONAL DE METEOROLOGIA E HIDROLOGIA SENAMHI – PUNO

"SENAMHI ORGANO OFICIAL Y RECTOR DEL SISTEMA HIDROMETEOROLÓGICO
NACIONAL AL SERVICIO DEL DESARROLLO SOCIO ECONOMICO DEL PAIS"

ESTACIÓN: CO. 110820

RINCÓN DE LA CRUZ - ACORA

LATITUD: 15°59'26,1" **LONGITUD:** 69°48'39" **ALTITUD:** 3935 M.S.N.M

DEPARTAMENTO: PUNO **PROVINCIA:** PUNO **DISTRITO:** ACORA

Anexo 1. Precipitación pluvial registrada durante meses de muestreo.

Años	ene	feb	mar	abr	may	jun	jul	ago	sep	oct	nov	dic
2015								13.90	29.50	82.70	51.30	46.62
2016	74.50	169.60	26.80	90.00								

Anexo 2. Temperaturas registradas durante meses de muestreo

Años	ene	feb	mar	abr	may	jun	jul	ago	sep	oct	nov	dic
Temperatura maxima (°C) (2015)								15.20	16.10	16.40	17.40	17.20
Temperatura minima (°C) (2015)								1.40	2.50	3.10	4.30	5.00
Temperatura maxima (°C) (2016)	17.30	16.10	17.00									
Temperatura minima (°C) (2016)	5.80	6.40	5.00									

Anexo 3. Promedio mensual de humedad relativa en %

AÑOS	ene	feb	mar	abr	may	Jun	jul	ago	set	oct	nov	dic
2015								48	49	50	49	56
2016	59	68	50	58								

Anexo 4. Población de esporas de HMVA en las épocas

ÉPOCAS (N° DE ESPORAS / 100 g DE SUELO)								
ACCESIONES	DESCANSO		ACCESIO NES	DICIEMBRE		ACCESIO NES	FEBRERO	
QNCO	341.92	a	OLLUE6	912.37	a	OCAE69	1365.34	a
QCHULL	249.94	ab	QNCO	838.2	ab	MAIZE92	1266.46	ab
OCAE69	245.9	ab	MASHE18	749.52	abc	QAIP	1211.64	abc
CAE226	220.1	bc	MAIZE92	728.29	abc	MASHE18	1208.16	abc
CAE198	193.66	bcd	QAIP	684.88	abcd	CAE215	1177.46	abc
QBJ2	189.98	bcd	CAE198	621.25	abcd	QPSA	1177.22	abc
OLLUE6	171.93	bcd	CAE207	615.18	abcd	QCHO	1168.59	abc
CAE218	168.9	bcd	QBJ1	608.19	abcd	CAE226	1165.42	abc
CAE215	156.25	cde	QPAND	607.5	abcd	OLLUE6	1109.7	abc
CAE207	155.13	cde	CAE221	602.68	abcd	QNCO	1092.35	abcd
QBJ1	153.2	cde	CAE205	584.36	abcd	QPAND	1080.39	abcd
CAE232	151.77	cde	QCHO	561.91	bcd	QCHULL	1065.32	abcd
QCHO	150.89	cde	CAE215	558.43	bcd	QKANCO	1051.32	abcd
QAIP	147.05	cde	OCAE69	548.11	bcd	CAE221	1021.59	abcd
MASHE18	144.68	cde	QCHULL	542.52	bcd	QBJ2	1021.34	abcd
CAE236	144.24	cde	CAE232	535.48	bcd	CAE236	1007.02	abcd
MAIZE92	143.96	cde	QBJ2	520.34	bcd	QBJ1	968.1	abcd
CAE210	143.79	de	CAE218	500.34	cd	QSINIA	967.76	abcde
CAE221	137	de	CAE226	498.67	cd	CAE232	908.68	abcde
CAE205	136.04	de	CAE210	492.5	cd	CAE205	900.18	abcde
QPAND	134.54	de	QPSA	483.53	cd	CAE218	829.16	bcde
QPSA	131.54	de	QKANCO	477.89	cd	CAE198	816.99	cde
QKANCO	131.11	de	QSINIA	427.13	de	CAE210	719.47	de
QSINIA	106.02	e	CAE236	318.53	e	CAE207	646.67	e

Anexo 5. Base de datos de población de esporas (HMVA) en el mes de agosto

ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS N° DE ESPORAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA (ml)	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUM EDO	SEC O	TOTAL		
CAE198	R1	13	12	8	11.00	20	19.1	58	159.50	167.02
CAE198	R2	12	14	9	11.67	20	19.1	58	169.17	177.14
CAE198	R3	15	13	18	15.33	20	19.1	59	226.17	236.82
QBJ1	R1	7	9	12	9.33	20	19.3	51	119.00	123.32
QBJ1	R2	6	10	8	8.00	20	19.3	59	118.00	122.28
QBJ1	R3	17	12	13	14.00	20	19.3	59	206.50	213.99
QPSA	R1	9	6	5	6.67	20	18.9	57	95.00	100.53
QPSA	R2	8	11	10	9.67	20	18.9	59	142.58	150.88
QPSA	R3	6	10	12	9.33	20	18.9	58	135.33	143.21
OLLUE6	R1	10	13	12	11.67	20	19.3	60	175.00	181.35
OLLUE6	R2	14	13	15	14.00	20	19.3	61	213.50	221.24
OLLUE6	R3	9	6	8	7.67	20	19.3	57	109.25	113.21
OCAE69	R1	20	23	12	18.33	20	19.8	58	265.83	268.52
OCAE69	R2	28	25	25	26.00	20	19.8	38	247.00	249.49
OCAE69	R3	16	11	18	15.00	20	19.8	58	217.50	219.70
MASHE18	R1	16	12	12	13.33	20	19.3	44	146.67	151.99
MASHE18	R2	7	11	8	8.67	20	19.3	61	132.17	136.96
MASHE18	R3	10	9	11	10.00	20	19.3	56	140.00	145.08
QCHO	R1	5	10	10	8.33	20	19.4	59	122.92	126.72
QCHO	R2	14	9	9	10.67	20	19.4	58	154.67	159.45
QCHO	R3	13	12	9	11.33	20	19.4	57	161.50	166.49
QPAND	R1	12	7	10	9.67	20	18.85	57	137.75	146.15

CONTINUACION ANEXO N°5 ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS N° DE ESPORAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA (ml)	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUM EDO	SEC O	TOTAL		
QPAND	R2	10	9	9	9.33	20	18.85	50	116.67	123.78
QPAND	R3	9	10	8	9.00	20	18.85	56	126.00	133.69
MAIZE92	R1	7	5	9	7.00	20	19.5	57	99.75	102.31
MAIZE92	R2	10	15	13	12.67	20	19.5	58	183.67	188.38
MAIZE92	R3	12	7	9	9.33	20	19.5	59	137.67	141.20
QAIP	R1	9	11	7	9.00	20	19.6	60	135.00	137.76
QAIP	R2	9	12	10	10.33	20	19.6	58	149.83	152.89
QAIP	R3	10	9	11	10.00	20	19.6	59	147.50	150.51
QNCO	R1	19	12	22	17.67	20	19.6	61	269.42	274.91
QNCO	R2	35	27	21	27.67	20	19.6	68	470.33	479.93
QNCO	R3	17	21	16	18.00	20	19.6	59	265.50	270.92
QCHULL	R1	20	19	14	17.67	20	19.3	59	260.58	270.03
QCHULL	R2	16	17	15	16.00	20	19.3	65	260.00	269.43
QCHULL	R3	14	16	12	14.00	20	19.3	58	203.00	210.36
QSINIA	R1	8	8	5	7.00	20	19.1	48	84.00	87.96
QSINIA	R2	11	5	9	8.33	20	19.1	45	93.75	98.17
QSINIA	R3	12	7	9	9.33	20	19.1	54	126.00	131.94
QBJ2	R1	12	7	10	9.67	20	19.4	48	116.00	119.59
QBJ2	R2	21	22	16	19.67	20	19.4	56	275.33	283.85
QBJ2	R3	8	15	11	11.33	20	19.4	57	161.50	166.49
QKANCO	R1	5	10	9	8.00	20	19	59	118.00	124.21
QKANCO	R2	5	4	7	5.33	20	19	68	90.67	95.44
QKANCO	R3	16	9	11	12.00	20	19	55	165.00	173.68

CONTINUACION ANEXO N°5 ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS N° DE ESPORAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA (ml) TOTAL	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUM EDO	SEC O			
CAE205	R1	8	8	9	8.33	20	19.1	57	118.75	124.35
CAE205	R2	13	10	7	10.00	20	19.1	58	145.00	151.83
CAE205	R3	12	6	9	9.00	20	19.1	56	126.00	131.94
CAE207	R1	12	5	6	7.67	20	19.5	58	111.17	114.02
CAE207	R2	15	14	10	13.00	20	19.5	57	185.25	190.00
CAE207	R3	11	8	13	10.67	20	19.5	59	157.33	161.37
CAE210	R1	14	12	5	10.33	20	19.6	57	147.25	150.26
CAE210	R2	10	9	11	10.00	20	19.6	58	145.00	147.96
CAE210	R3	9	13	7	9.67	20	19.6	54	130.50	133.16
CAE215	R1	14	18	13	15.00	20	19.2	48	180.00	187.50
CAE215	R2	9	11	10	10.00	20	19.2	53	132.50	138.02
CAE215	R3	10	8	12	10.00	20	19.2	55	137.50	143.23
CAE218	R1	14	9	10	11.00	20	19.1	61	167.75	175.65
CAE218	R2	13	9	12	11.33	20	19.1	57	161.50	169.11
CAE218	R3	11	12	9	10.67	20	19.1	58	154.67	161.95
CAE221	R1	10	16	12	12.67	20	19.1	51	161.50	169.11
CAE221	R2	8	5	9	7.33	20	19.1	45	82.50	86.39
CAE221	R3	9	13	11	11.00	20	19.1	54	148.50	155.50
CAE226	R1	20	18	11	16.33	20	19.6	57	232.75	237.50
CAE226	R2	15	14	23	17.33	20	19.6	51	221.00	225.51
CAE226	R3	17	10	13	13.33	20	19.6	58	193.33	197.28
CAE232	R1	14	13	9	12.00	20	19.8	59	177.00	178.79
CAE232	R2	9	12	8	9.67	20	19.8	57	137.75	139.14

CONTINUACION ANEXO N°5 ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS N° DE ESPORAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA (ml) TOTAL	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUM EDO	SEC O			
CAE232	R3	11	9	12	10.67	20	19.8	51	136.00	137.37
CAE236	R1	13	8	11	0.67	20	19.3	56	149.33	154.75
CAE236	R2	12	8	9	9.67	20	19.3	51	123.25	127.72
CAE236	R3	13	10	7	10.00	20	19.3	58	145.00	150.26

Lecturas: en 3 ml de suspensión de esporas, **sh:** suelo húmedo, **ss:** suelo seco

Anexo 6. Base de datos de población de esporas (HMVA) en el mes de diciembre.

ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA (ml)	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUMEDO	SECO	TOTAL		
CAE198	R1	49	38	33	40.00	20	19.5	56	560.00	574.36
CAE198	R2	46	53	45	48.00	20	19.5	63	756.00	775.38
CAE198	R3	37	28	32	32.33	20	19.5	62	501.17	514.02
QBJ1	R1	48	51	40	46.33	20	19.8	65	752.92	760.52
QBJ1	R2	34	38	29	33.67	20	19.8	56	471.33	476.09
QBJ1	R3	43	48	36	42.33	20	19.8	55	582.08	587.96
QPSA	R1	34	29	22	8.33	20	19.7	52	368.33	373.94
QPSA	R2	37	39	44	40.00	20	19.7	57	570.00	578.68
QPSA	R3	38	32	39	36.33	20	19.7	54	490.50	497.97
OLLUE6	R1	55	67	59	60.33	20	19.4	58	874.83	901.89
OLLUE6	R2	86	60	42	62.67	20	19.4	54	846.00	872.16
OLLUE6	R3	74	59	57	63.33	20	19.4	59	934.17	963.06
OCAE69	R1	50	33	35	39.33	20	19.7	56	50.67	559.05
OCAE69	R2	48	38	31	39.00	20	19.7	58	565.50	574.11
OCAE69	R3	42	36	28	35.33	20	19.7	57	503.50	511.17
MASHE18	R1	54	42	51	49.00	20	19.8	59	722.75	730.05
MASHE18	R2	57	46	35	46.00	20	19.8	66	759.00	766.67
MASHE18	R3	52	54	48	51.33	20	19.8	58	744.33	751.85
QCHO	R1	28	32	33	31.00	20	19.5	57	441.75	453.08
QCHO	R2	52	46	50	49.33	20	19.5	61	752.33	771.62
QCHO	R3	27	29	31	29.00	20	19.5	62	449.50	461.03
QPAND	R1	56	39	46	47.00	20	19.55	58	681.50	697.19
QPAND	R2	39	51	36	42.00	20	19.55	50	525.00	537.08

CONTINUACION ANEXO N°6 ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA (ml)	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUMEDO	SECO	TOTAL		
QPAND	R3	38	40	37	38.33	20	19.55	60	575.00	588.24
MAIZE92	R1	50	36	51	45.67	20	19.6	59	673.58	687.33
MAIZE92	R2	48	53	39	46.67	20	19.6	60	00.00	714.29
MAIZE92	R3	52	49	50	50.33	20	19.6	61	767.58	783.25
QAIP	R1	49	52	28	43.00	20	19.7	58	623.50	632.99
QAIP	R2	29	48	56	44.33	20	19.7	49	543.08	551.35
QAIP	R3	44	49	34	42.33	20	19.7	81	857.25	870.30
QNCO	R1	62	39	47	49.33	20	19.75	70	863.33	874.26
QNCO	R2	58	59	42	53.00	20	19.75	69	914.25	925.82
QNCO	R3	61	53	38	50.67	20	19.5	55	696.67	714.53
QCHULL	R1	47	28	21	32.00	20	19.6	61	488.00	497.96
QCHULL	R2	45	48	43	45.33	20	19.6	54	612.00	624.49
QCHULL	R3	44	29	26	33.00	20	19.6	60	495.00	505.10
QSINIA	R1	25	27	24	25.33	20	19.9	57	361.00	362.81
QSINIA	R2	37	18	31	28.67	20	19.9	52	372.67	374.54
QSINIA	R3	41	34	37	37.33	20	19.9	58	541.33	544.05
QBJ2	R1	43	35	31	36.33	20	19.75	53	481.42	487.51
QBJ2	R2	22	25	30	25.67	20	19.75	59	378.58	383.38
QBJ2	R3	59	39	43	47.00	20	19.75	58	681.50	690.13
QKANCO	R1	35	41	28	34.67	20	19.7	56	485.33	492.72
QKANCO	R2	28	35	33	32.00	20	19.7	50	400.00	406.09
QKANCO	R3	38	29	42	36.33	20	19.7	58	526.83	534.86
CAE205	R1	51	48	46	48.33	20	19.75	50	604.17	611.81
CAE205	R2	31	23	44	32.67	20	19.75	51	416.50	421.77

CONTINUACION ANEXO N°6 ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA (ml)	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUMEDO	SECO	TOTAL		
CAE205	R3	52	45	50	49.00	20	19.75	58	710.50	719.49
CAE207	R1	79	53	66	66.00	20	19.8	58	957.00	966.67
CAE207	R2	28	40	33	33.67	20	19.8	56	471.33	476.09
CAE207	R3	22	31	34	29.00	20	19.8	55	398.75	402.78
CAE210	R1	31	41	38	36.67	20	19.7	51	467.50	474.62
CAE210	R2	44	32	40	38.67	20	19.7	56	541.33	549.58
CAE210	R3	35	26	33	31.33	20	19.7	57	446.50	453.30
CAE215	R1	44	43	41	42.67	20	19.75	70	746.67	756.12
CAE215	R2	27	18	23	22.67	20	19.75	63	357.00	361.52
CAE215	R3	40	36	42	39.33	20	19.75	56	550.67	557.64
CAE218	R1	36	34	20	30.00	20	19.3	65	487.50	505.18
CAE218	R2	34	19	23	25.33	20	19.3	57	361.00	374.09
CAE218	R3	38	42	40	40.00	20	19.3	60	600.00	621.76
CAE221	R1	24	37	24	28.33	20	19.7	68	481.67	489.00
CAE221	R2	18	22	32	24.00	20	19.7	63	378.00	383.76
CAE221	R3	75	47	43	55.00	20	19.7	67	921.25	935.28
CAE226	R1	31	27	48	35.33	20	19.65	58	512.33	521.46
CAE226	R2	31	38	29	32.67	20	19.65	60	490.00	498.73
CAE226	R3	36	41	25	34.00	20	19.65	55	467.50	475.83
CAE232	R1	41	37	35	37.67	20	19.7	61	574.42	583.16
CAE232	R2	34	33	22	29.67	20	19.7	59	437.58	444.25
CAE232	R3	47	39	32	39.33	20	19.7	58	570.33	579.02
CAE236	R1	24	17	18	19.67	20	19.7	54	265.50	269.54
CAE236	R2	12	13	16	13.67	20	19.7	51	174.25	176.90
CAE236	R3	38	29	35	34.00	20	19.7	59	501.50	509.14

Lecturas: en 3ml de suspensión de esporas, **sh:** suelo húmedo, **ss:** suelo seco

Anexo 7. Base de datos de población de esporas (HMVA) en el mes de febrero.

ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUMEDO	SECO	TOTAL		
CAE198	R1	46	33	32	37.00	20	18.8	56	518.00	551.06
CAE198	R2	45	54	63	54.00	20	18.8	62	837.00	890.43
CAE198	R3	68	72	53	64.33	20	18.8	59	948.92	1,009.49
QBJ1	R1	60	58	61	59.67	20	18.95	60	895.00	944.59
QBJ1	R2	75	72	76	74.33	20	18.95	58	1,077.83	1,137.55
QBJ1	R3	51	66	47	54.67	20	18.95	57	779.00	822.16
QPSA	R1	98	92	90	93.33	20	18.8	59	1,376.67	1,464.54
QPSA	R2	74	69	68	70.33	20	18.8	59	1,037.42	1,103.63
QPSA	R3	72	75	62	69.67	20	18.8	52	905.67	963.48
OLLUE6	R1	84	78	85	82.33	20	18.5	54	1,111.50	1,201.62
OLLUE6	R2	81	69	61	70.33	20	18.5	53	931.92	1,007.48
OLLUE6	R3	75	68	79	74.00	20	18.5	56	1,036.00	1,120.00
OCAE69	R1	98	93	87	92.67	20	18.45	56	1,297.33	1,406.32
OCAE69	R2	81	74	80	78.33	20	18.45	57	1,116.25	1,210.03
OCAE69	R3	82	89	81	84.00	20	18.45	65	1,365.00	1,479.67
MASHE18	R1	88	76	88	84.00	20	18.8	55	1,155.00	1,228.72
MASHE18	R2	109	79	92	93.33	20	18.8	51	1,190.00	1,265.96
MASHE18	R3	93	69	74	78.67	20	18.8	54	1,062.00	1,129.79
QCHO	R1	91	88	59	79.33	20	18.45	57	1,130.50	1,225.47
QCHO	R2	87	90	64	80.33	20	18.45	55	1,104.58	1,197.38
QCHO	R3	81	69	72	74.00	20	18.45	54	999.00	1,082.93
QPAND	R1	95	82	68	81.67	20	18.5	53	1,082.08	1,169.82
QPAND	R2	66	75	81	74.00	20	18.5	56	1,036.00	1,120.00
QPAND	R3	43	65	84	64.00	20	18.5	55	880.00	951.35

CONTINUACION ANEXO N°7 ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUMEDO	SECO	TOTAL		
MAIZE92	R1	109	89	99	99.00	20	18.9	52	1,287.00	1,361.90
MAIZE92	R2	101	78	84	87.67	20	18.9	57	1,249.25	1,321.96
MAIZE92	R3	92	65	73	76.67	20	18.9	55	1,054.17	1,115.52
QAIP	R1	91	108	89	96.00	20	19	60	1,440.00	1,515.79
QAIP	R2	128	105	80	104.33	20	19	56	1,460.67	1,537.54
QAIP	R3	38	45	47	43.33	20	19	51	552.50	581.58
QNCO	R1	78	62	66	68.67	20	18.95	60	1,030.00	1,087.07
QNCO	R2	69	67	65	67.00	20	18.95	64	1,072.00	1,131.40
QNCO	R3	82	59	63	68.00	20	18.95	59	1,003.00	1,058.58
QCHULL	R1	71	88	62	73.67	20	18.6	58	1,068.17	1,148.57
QCHULL	R2	69	59	63	63.67	20	18.6	59	939.08	1,009.77
QCHULL	R3	64	76	53	64.33	20	18.6	60	965.00	1,037.63
QSINIA	R1	81	68	61	70.00	20	18.85	54	945.00	1,002.65
QSINIA	R2	80	54	63	65.67	20	18.85	53	870.08	923.17
QSINIA	R3	79	63	59	67.00	20	18.85	55	921.25	977.45
QBJ2	R1	85	90	81	85.33	20	18.9	48	1,024.00	1,083.60
QBJ2	R2	72	66	68	68.67	20	18.9	55	944.17	999.12
QBJ2	R3	73	80	61	71.33	20	18.9	52	927.33	981.31
QKANCO	R1	78	65	67	70.00	20	18.35	56	980.00	1,068.12
QKANCO	R2	82	62	77	73.67	20	18.35	57	1,049.75	1,144.14
QKANCO	R3	58	71	63	64.00	20	18.35	54	864.00	941.69
CAE205	R1	43	63	54	53.33	20	18.7	56	746.67	798.57
CAE205	R2	62	53	61	58.67	20	18.7	53	777.33	831.37
CAE205	R3	70	89	72	77.00	20	18.7	52	1,001.00	1,070.59

CONTINUACION ANEXO N°7 ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIONES	LECTURAS			PESO DEL SUELO			VOLUMEN AGUA	Nro conidias /100 g s h	Nro conidias /100 g s s
		L1	L2	L3	PROM.	HUMEDO	SECO	TOTAL		
		CAE207	R1	39	42	32	37.67	20		
CAE207	R2	71	37	56	54.67	20	18.5	51	697.00	753.51
CAE207	R3	41	44	39	41.33	20	18.5	57	589.00	636.76
CAE210	R1	45	39	43	42.33	20	18.2	52	550.33	604.76
CAE210	R2	63	54	35	50.67	20	18.2	53	671.33	737.73
CAE210	R3	54	57	54	55.00	20	18.2	54	742.50	815.93
CAE215	R1	142	128	114	128.00	20	19	50	1,600.00	1,684.21
CAE215	R2	69	74	88	77.00	20	19	51	981.75	1,033.42
CAE215	R3	67	48	57	57.33	20	19	54	774.00	814.74
CAE218	R1	92	61	63	72.00	20	18.35	54	972.00	1,059.40
CAE218	R2	51	49	44	48.00	20	18.35	55	660.00	719.35
CAE218	R3	28	79	46	51.00	20	18.35	51	650.25	708.72
CAE221	R1	109	93	78	93.33	20	18.4	53	1,236.67	1,344.20
CAE221	R2	58	59	44	53.67	20	18.4	55	737.92	802.08
CAE221	R3	63	72	60	65.00	20	18.4	52	845.00	918.48
CAE226	R1	86	76	89	83.67	20	18.8	53	1,108.58	1,179.34
CAE226	R2	79	84	82	81.67	20	18.8	63	1,286.25	1,368.35
CAE226	R3	73	74	67	71.33	20	18.8	50	891.67	948.58
CAE232	R1	63	81	70	71.33	20	18.3	55	980.83	1,071.95
CAE232	R2	77	59	52	62.67	20	18.3	49	767.67	838.98
CAE232	R3	66	58	55	59.67	20	18.3	50	745.83	815.12
CAE236	R1	108	73	90	90.33	20	18.6	59	1,332.42	1,432.71
CAE236	R2	69	43	60	57.33	20	18.6	58	831.33	893.91
CAE236	R3	47	55	53	51.67	20	18.6	50	645.83	694.44

Lecturas: en 3 ml de suspensión de esporas, **sh:** suelo húmedo, **ss:** suelo seco

Anexo 8. Base de datos de porcentaje de colonización de (HMVA) mes de febrero.

EPOCA DE FLORACION MES FEBRERO						
ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIÓN	LECTURAS			PROM.% DE COLONIZACIÓN	% DE COLONIZACIÓN (TRANS)
		L1	L2	L3		
CAE198	R1	90	70	80	80	63.43
CAE198	R2	70	60	80	70	56.79
CAE198	R3	90	80	100	90	71.57
QBJ	R1	60	80	40	60	50.77
QBJ	R2	50	50	80	60	50.77
QBJ	R3	40	70	90	100	90.00
QPSA	R1	60	80	70	70	56.79
QPSA	R2	80	60	40	60	50.77
QPSA	R3	80	80	80	80	63.43
OLLUE6	R1	50	90	70	70	56.79
OLLUE6	R2	80	70	60	70	56.79
OLLUE6	R3	80	50	80	70	56.79
OCAE69	R1	30	60	30	40	39.23
OCAE69	R2	90	80	70	80	63.43
OCAE69	R3	70	60	80	70	56.79
MASHE18	R1	50	90	70	70	56.79
MASHE18	R2	80	50	20	50	45.00
MASHE18	R3	80	30	70	60	50.77
QCHO	R1	40	50	60	50	45.00
QCHO	R2	70	80	90	80	63.43
QCHO	R3	50	80	80	70	56.79
QPAND	R1	70	80	90	80	63.43
QPAND	R2	80	80	80	80	63.43
QPAND	R3	40	60	80	60	50.77
MAIZE92	R1	90	70	50	70	56.79
MAIZE92	R2	90	80	70	80	63.43
MAIZE92	R3	70	80	60	70	56.79
QAIP	R1	60	80	70	70	56.79
QAIP	R2	80	70	60	70	56.79
QAIP	R3	70	80	90	80	63.43
QNCO	R1	90	80	70	80	63.43
QNCO	R2	80	80	50	70	56.79
QNCO	R3	20	40	60	40	39.23
QCHULL	R1	80	90	70	80	63.43
QCHULL	R2	70	80	90	80	63.43
QCHULL	R3	70	90	50	70	56.79
QSINIA	R1	60	60	30	50	45.00
QSINIA	R2	80	40	90	70	56.79
QSINIA	R3	40	40	40	40	39.23
QBJ	R1	80	70	60	70	56.79
QBJ	R2	70	50	90	70	56.79
QBJ	R3	40	90	80	70	56.79
QKANCO	R1	30	90	30	50	45.00
QKANCO	R2	30	50	70	50	45.00

CONTINUACION DEL ANEXO 8						
ACCESIONES	SUBPARCELAS REPETICIÓN	LECTURAS			PROM.% DE COLONIZACIÓN	% DE COLONIZACIÓN (TRANS)
		L1	L2	L3		
QKANCO	R3	70	50	60	60	50.77
CAE205	R1	30	40	50	40	39.23
CAE205	R2	50	40	60	50	45.00
CAE205	R3	30	40	20	30	33.21
CAE207	R1	50	80	80	70	56.79
CAE207	R2	70	50	60	60	50.77
CAE207	R3	60	60	90	70	56.79
CAE210	R1	60	50	70	60	50.77
CAE210	R2	50	60	100	70	56.79
CAE210	R3	80	40	90	70	56.79
CAE215	R1	80	70	30	60	50.77
CAE215	R2	50	80	80	70	56.79
CAE215	R3	60	60	60	60	50.77
CAE218	R1	60	40	50	50	45.00
CAE218	R2	40	50	90	60	50.77
CAE218	R3	30	70	80	60	50.77
CAE221	R1	70	60	50	60	50.77
CAE221	R2	60	30	60	50	45.00
CAE221	R3	60	70	80	70	56.79
CAE226	R1	30	50	40	40	39.23
CAE226	R2	30	40	50	40	39.23
CAE226	R3	60	40	20	40	39.23
CAE232	R1	20	50	80	50	45.00
CAE232	R2	50	70	30	50	45.00
CAE232	R3	30	40	80	50	45.00
CAE236	R1	70	40	40	50	45.00
CAE236	R2	30	70	50	50	45.00
CAE236	R3	60	80	20	60	50.77

Lecturas: en 10 segmentos de raíces de 1cm

Anexo 9. Croquis de parcelas

