

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÒN DE CARRERAS AGRONÒMICAS



Diversidad de micorrizas arbúsculares en quelite (*Chenopodium album* L.) en suelo orgánico y convencional.

POR:

NISELDI ROSA VÁZQUEZ RUIZ

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO EN AGROECOLOGÍA

Torreón, Coahuila, México

Diciembre 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

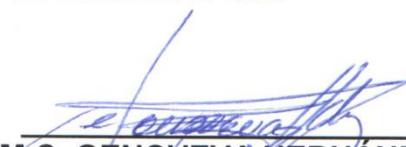
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TESIS DE LA C. NISELDI ROSA VÁZQUEZ RUIZ QUE SOMETE A LA
CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR, COMO REQUISITO
PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO EN AGROECOLOGÍA

APROBADA POR:

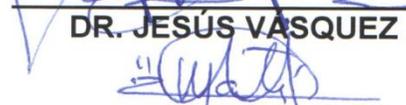
PRESIDENTE:


M.C. GENOVEVA HERNÁNDEZ ZAMUDIO

VOCAL:

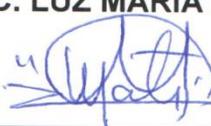

DR. JESÚS VASQUEZ ARROYO

VOCAL:


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

VOCAL:


M.C. LUZ MARÍA PATRICIA GUZMPÁN CEDILLO


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS. de la División de
Carreras Agronómicas



Torreón, Coahuila, México

Diciembre 2015.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Diversidad de micorrizas arbúsculares en quelite (*Chenopodium album* L.) en
suelo orgánico y convencional.

POR:
NISELDI ROSA VAZQUEZ RUIZ

TESIS
QUE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ ASESOR COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO EN AGROECOLOGÍA

REVISADA POR EL COMITÉ ASESOR

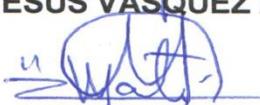
ASESOR PRINCIPAL:


M.C. GENOVEVA HERNÁNDEZ ZAMUDIO

ASESOR:

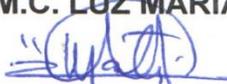

DR. JESÚS VÁSQUEZ ARROYO

ASESOR:


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

ASESOR:


M.C. LUZ MARÍA PATRICIA GUZMÁN CEDILLO


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.



Torreón, Coahuila, México

Diciembre 2015.

AGRADECIMIENTOS

A **Dios** por permitirme llegar a esta etapa de mi vida que tanto anhelaba, por darme la vida y salud para concluir este sueño, por las bendiciones recibidas durante este ciclo, la bendición más grande fue la oportunidad de ser mamá de una hermosa princesa, por darme las fuerzas necesarias para luchar en los momentos más difíciles de mi vida, es una enorme bendición para mí concluir mis estudios con éxito y todo te lo debo a ti diosito.

A **mis padres**, quienes lucharon sin descanso para que yo fuera una persona de bien enseñándome a lo largo de mi vida me enseñaron a ser una persona responsable, a luchar por lo que quiero, y valorar lo que la vida nos da y a amar las maravillosas cosas que Dios hace por nosotros. Gracias por todos sus consejos, por su apoyo incondicional y por nunca dejarme sola. Gracias por creer en mí y estar conmigo en los buenos y malos momentos aplaudiendo mis triunfos y dándome la fortaleza en mis fracasos animándome a seguir adelante gracias mamá gracias mi Nico por todo su amor.

A **mi esposo**, gracias mi vida porque sin ti no lo hubiera logrado, desde que comencé este sueño tu apareciste en mi vida, fuiste el Ángel que Dios me envió para llenar de felicidad mi vida, eres mi bendición porque desde aquel día en que te conocí nunca más volví a estar sola, me diste tu amor, tu comprensión y tu apoyo, siempre me motivaste a seguir luchando, nunca soltaste mi mano. Y por si esto fuera poco me diste el regalo más hermoso de mi vida una familia, a pesar de nuestras altas y bajas hemos luchado juntos para salir adelante y la mejor

recompensa de nuestros esfuerzos es ver la hermosa sonrisa de nuestra más grande bendición Gissel, que es el motor de nuestras vidas, nuestra inspiración, nuestro motivo para abrir los ojos y seguir luchando y darle lo mejor. No pido más en esta vida porque mi sueño más grande se ha hecho realidad, hoy puedo decir que soy una mujer realizada porque tengo una profesión y tengo el amor de una familia. Mil gracias mi moso por todo lo que me has dado en esta vida te amo muchísimo.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por abrirme sus puertas, por darme la oportunidad de formarme como profesionista en esta institución que tanto amo, por las facilidades brindadas, por todos los momentos y experiencias vividas dentro de mi alma mater porque en tu regazo encontré mi casa, encontré a una familia que nunca me abandono, y encontré el conocimiento necesario para su nombre en alto. Soy orgullosamente buitre y agroecóloga de corazón. Gracias narro te llevare siempre en mi mente y corazón.

Con respeto, admiración y de una manera muy especial al **M.C. Genoveva Hernández Zamudio**, por todo el apoyo, paciencia y comprensión que me brindó a lo largo de este trabajo de investigación, por la disposición para aclarar todas las dudas que surgían durante este proceso y sobre todo por sus consejos y conocimientos que he adquirido de ella a lo largo de este proyecto y a lo largo de mi carrera.

A mis asesores: DR. Jesús Vásquez Arroyo, por todos los conocimientos que me brindo durante mi carrera, por todos los valores que me inculco como

profesionista, por los consejos que me dio motivándome a seguir a delante y luchar por este sueño, por enseñarme lo maravilloso que es la agroecología y al mismo tiempo hacerme ver el lado oscuro de ella para prepararnos y luchar contra el mundo. Gracias por que para mí usted es mi ejemplo a seguir.

M.E. Víctor Martínez Cueto, gracias por todo el apoyo que me brindo, por los consejos, la confianza, que me daba para formarme como profesionista, porque fue uno de los pocos maestros que nos dio su confianza como amigo, gracias por apoyar siempre a la agroecología y darnos ideas motivándonos para seguir luchando, lo respeto mucho y lo admiro gracias por todos los conocimientos que transmite en todo momento. Lo quiero mucho.

M.C. Luz María Patricia Guzmán Cedillo, quien me apoyo y colaboró para la realización de este trabajo, muchas gracias por todo sus consejos, y por la gran ayuda que me ha brindado para el desarrollo de mi profesión.

Agradezco a todos **mis profesores** por haberme brindado los conocimientos durante mi formación profesional. Para todos ellos mi respeto y admiración.

A **Mary** secretaria del departamento de agroecología, por la amabilidad con la que me atendió siempre, por toda la paciencia y por hacerme más fácil todo los trámites necesarios para este trabajo. Gracias por todo, Dios te bendiga siempre y felicidades por tu bebe.

A Ing. **Laura Berenice Lozano Oropeza**, gracias por la amabilidad con la que me atendió y el apoyo que me brindó en el centro de cómputo, me fue de gran ayuda en el formato de este trabajo.

A **mis amigos** (Lau, Lupita, euche, yoni), gracias por la amistad que me brindaron y por la familia que encontré en ustedes, gracias por su apoyo en los buenos y malos momentos, porque a pesar de nuestras diferencias aceptamos los defectos y las virtudes de cada uno, juntos aprendimos grandes cosas, vivimos grandes experiencias y eso se queda grabado en cada rincón de nuestra narro, se queda en la memoria de nuestros corazones los amo amigos, mil gracias por formar parte de mi vida y de este trabajo, sin ustedes no hubiera sido tan divertido, hubieron momentos de estrés máxima, momentos difíciles en el que pensé que no iba a lograrlo, pero su compañía y apoyo hizo mi caminar más liviano, les agradezco infinitamente por formar parte de mi vida en especial a lau y lupita que son las hermanas que dios me dio la oportunidad de elegir y con ellas compartí la maravillosa etapa de mi vida el ser mamá. Empieza una nueva etapa en nuestras vidas y solo Dios sabe que destino nos espera, quizá no volvamos a vernos pero siempre los llevare en mi mente y corazón los quiero mucho amigos.

DEDICATORIA

A mi hija Atzyri Gissel Gutiérrez Vázquez, por ser la luz de mis ojos, porque todo esfuerzo que hago en esta vida es por ti, y mi mejor recompensa es la hermosa sonrisa en tu carita que tanto me hace feliz. Te amo hija eres mi razón de vivir y de ser mejor persona cada día.

A mis padres, Nicolás Vázquez Salas y Reyna Ruiz Pérez, a ustedes por darme la vida, por apoyarme y aconsejarme a lo largo de mi vida. Hoy puedo compartir con ustedes este gran sueño que hoy se ve realizado por que no es solo mío es suyo también. Gracias por el amor y cariño, que me han brindado y sobre todo por confiar en mí y por darme fuerzas para seguir adelante los amo.

A mi hermano Husiel Adrián Vázquez Ruiz, por los buenos y malos momentos que hemos vivido, por ayudarme a salir adelante a lo largo de mi carrera, por creer en mí, te amo hermano y hoy tengo la dicha de compartir este triunfo contigo.

A mi esposo José Arturo Gutiérrez Carrillo, me has dado tu amor, confianza y apoyo incondicional, me has llenado la vida de tanta felicidad, te amo mi esposo, gracias por compartir este sueño conmigo, este es el inicio de una nueva etapa en nuestras vidas y sé que dios seguirá llenando de bendiciones a nuestra familia.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIA	V
ÍNDICE DE FIGURAS	IX
ÍNDICE DE CUADROS	IX
RESUMEN	X
ABSTRACT	XI
1.1.-Objetivos General	4
1.1.1.-Objetivo específico	4
1.2.-Hipótesis	4
II.-LITERATURA REVISADA	5
2.1.-Micorrizas	5
2.1.1.-Clasificación de las micorrizas	6
2.1.1.1.-Ectomicorrizas	7
2.1.1.2.-Ectendomicorrizas	7
2.1.1.3.-Arbustoide	8
2.1.1.4.-Monotropides	8
2.1.1.5.-Ericoides	8
2.1.1.6.-Orquidaceas	9
2.1.1.7.-Arbúsculares	9
2.1.2.1.-Glomus	10
2.1.2.2.-Entrophospora	11
2.1.2.3.-Acalouspora	11
2.1.2.4.-Archaeospora	12
2.1.2.5.-Gigaspora	12
2.1.2.6.-Scutellospora	13
2.1.3.-Estructura de los HMA	13
2.1.3.1.-Hifas	14
2.1.3.2.-Esporas	14
2.1.3.3.-Micelio	14
2.1.3.4.-Arbúsculos	15
2.1.3.5.-Vesículas	15

2.1.4.-Importancia de los HMA	16
2.1.4.1.-Importancia de los HMA en la Agricultura	17
2.1.4.2.-Importancia de los HMA en los ecosistemas naturales	19
2.1.5.-Interacción hongo-planta	20
2.1.5.1.-Los HMA y su influencia en la reproducción de las plantas huésped.....	21
2.2.-Arvenses.....	22
2.2.1.-Características biológicas de arvenses	22
2.2.1.1.-Facilidad de dispersión, semillas similares a las de los cultivos.....	23
2.2.1.2.-Elevada capacidad de persistencia.....	23
2.2.1.3.-Elevada producción de semillas o propágulos.....	23
2.2.1.4.-Capacidad de competencia	23
2.2.2.-Métodos preventivos.....	24
2.2.2.1.-Métodos Culturales	25
2.2.2.2.-La preparación del suelo	25
2.2.2.3.-La rotación de cultivos.....	25
2.2.2.4.-Asociaciones de cultivos.....	26
2.2.2.5.-Cobertura viva.....	26
2.2.2.6.-El acolchado o mulch	27
2.2.3.-El manejo integrado de arvenses (MIM)	27
2.2.3.1.-Control biológico.....	28
2.2.3.1.1.-El control biológico clásico	28
2.2.3.1.2.-El control biológico inundativo o aumentativo	29
2.2.3.2.-Control químico	29
2.2.3.2.1.-Ventajas y desventajas de los productos químicos	29
2.2.3.2.2.-Clasificación de los Herbicidas	30
2.2.4.-Clasificación de arvenses	33
2.2.4.1.-Arvenses anuales	33
2.2.4.2.-Arvenses perennes	33
2.2.4.3.-Arvenses herbáceas	34
2.2.4.4.-Arvenses de hoja ancha.....	34
2.3.-Quelite	36
2.3.1.-Descripción del quelite	36
2.3.2.-Forma de propagación del quelite.....	38
2.3.3.-Importancia como fuente de alimento	39
2.3.3.1.-Importancia en la medicina	40
2.3.4.-Daños que provoca en la agricultura.....	40
2.3.5.-Métodos de control	41
2.3.5.1.-Control cultural.....	41
2.3.5.2.-Control biológico.....	41
2.3.5.3.-Control químico	42
2.3.6.-El quelite como planta hospedera de microorganismos del suelo	42
2.3.7.-El quelite como control biológico de arvenses.....	43
2.3.8.-La fitorremediación de suelos contaminados con metales pesados.....	44

2.3.8.1.-Selección de plantas para fitorremediación	45
2.3.8.2.-El quelite como fuente de fitorremediación	45
2.4.-Micorrizas y su función en la fitorremediación	46
2.4.1.-Ventajas de la fitorremediación	47
2.4.2.-Desventajas de la fitorremediación	47
III.- MATERIALES Y MÉTODOS.....	49
3.1.-Localización geográfica de la Comarca Lagunera.....	49
3.2.-Localización del experimento	49
3.3.-Material biológico.....	49
3.4.-Muestreo suelo	50
3.5.-Muestreo de raíces	50
3.6.-Análisis de suelo	50
3.7.-Aislamiento de esporas	50
3.8.-Cuento de esporas.....	52
3.9.-Porcentaje de micorrización	52
IV.-RESULTADOS	54
V.-DISCUSIÓN	68
VI.-CONCLUSIÓN.....	72
VII.-REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	73

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Esquema de los diferentes tipos de micorrizas Alguacil <i>et al.</i> , 2009).	6
Figura 2. Clasificación de las características morfológicas y moleculares de los Glomales (Robinson-Boyer <i>et al.</i> , 2009).....	10
Figura 3. Estructura morfológica de los HMA (Corpoica, 1998).....	13
Figura 4. Quelite en etapa vegetativa.	37
Figura 5. Etapa de floración del quelite.....	38
Figura 6. Inflorescencia del quelite.....	39
Figura 7. Esporas de micorrizas encontradas en el suelo orgánico en descanso A <i>Glomus</i> , B <i>Gigasporas</i> , C <i>Acaulosporas</i> y D <i>Sclerosistis</i>	57
Figura 8. Esporas de micorrizas encontradas en el suelo convencional A <i>Glomus</i> , B <i>Acaulosporas</i> , C <i>Gigaspora</i> y D <i>Sclerosistis</i>	59

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Arvenses de mayor interferencia en el mundo (Hincapié y Salasar, 2005).	35
Cuadro 2. Número de esporas por muestra en 100 g. de suelo orgánico en descanso y convencional.	54
Cuadro 3. ANOVA del número de esporas/100 g. de suelo orgánico y convencional.	55
Cuadro 4. Géneros de micorrizas arbúsculares presentes en las muestras de suelo del quelite (<i>Chenopodium album L.</i>) en sistema orgánico en descanso y suelo convencional.	56
Cuadro 5. Porcentaje de micorrización, arbúsculos, hifas y vesículas en suelo orgánico en descanso.	61
Cuadro 6. Porcentaje de micorrización, arbúsculos, hifas y vesículas en suelo convencional	62
Cuadro 7. Comparación del porcentaje de micorrización del suelo orgánico en descanso y convencional.....	63
Cuadro 8. Análisis de varianza del porcentaje de micorrización del suelo orgánico en descanso y convencional.....	64
Cuadro 9. Análisis físico-químico de suelo orgánico en descanso y convencional.	65

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna, con el objetivo de evaluar al quelite como una planta hospedera de hongos micorrizicos arbusculares e identificar la diversidad de géneros de los HMA, en la rizósfera de (*Chenopodium album L.*), en suelo orgánico en descanso y convencional. El quelite es considerado un arvense anual con una alta capacidad de adaptación a climas áridos y semiáridos, en México existen alrededor de 500 especies de quelite, de las cuales 250 juegan un papel muy importante en la gastronomía de varios mexicanos, tiene un gran contenido nutritivo, proveen vitaminas, minerales y contenidos de fibra, además tiene propiedades medicinales. Para realizar este estudio se seleccionaron 10 plantas de quelite al azar con inflorescencia de cada tipo de suelo. Se recolectó 500 g. de suelo y se secó a temperatura ambiente para su procesó mediante el método de decantación húmeda y tamizado, se realizó el análisis físico-químico del suelo, la identificación de esporas fue obtenida por sus características morfológicas, obteniendo cuatro géneros (*Glomus*, *Gigaspora*, *Acaulospora* y *Sclerosistis*) en cada tipo de suelo, se considera un nivel medio de diversidad, las esporas de mayor dominancia fueron las *Glomus* en ambos suelos, siendo las *Sclerosistis* las más bajas. El suelo orgánico en descanso presentó mayor porcentaje de micorrización con presencia de hifas y vesículas. El presente estudio se realizó a mediados del mes de octubre del año 2014.

Palabras clave: Hongos micorrizicos arbusculares, hospedero, *Chenopodium album L.*, diversidad, arvenses.

ABSTRACT

This work was done in the Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro Laguna Unit, with the objective of evaluating the quelite as a host plant arbuscular mycorrhizal fungi and identify gender diversity of AMF in the rhizosphere (*Chenopodium album L.*) in organic and conventional ground at rest. Quelite is considered an annual weed with a high adaptability to arid and semiarid climates, in Mexico there are about 500 species of quelite, 250 of which play an important role in the cuisine of many Mexicans, it has a high nutritional content, provide vitamins, minerals and fiber content also has medicinal properties. To perform this study, 10 plants were selected at random quelite with inflorescence of each soil type. Was collected 500 g. of ground and dried at room temperature for prosecuted by the method of wet sieving decantation, the physico-chemical soil analysis identifying spores was obtained by their morphological characteristics was performed, obtaining four kinds (*Glomus*, *Gigaspora*, *Acaulospora* and *Sclerosistis*) in each soil type is considered a medium level of diversity, more spores were *Glomus* dominance in both soils, being the lower *Sclerosistis*. The organic soil at rest has higher percentage of mycorrhizal hyphae and presence of vesicles. This study was conducted in mid-October 2014.

Keywords: arbuscular mycorrhizal fungi, host, *Chenopodium album L.*, diversity, weed.

I.-INTRODUCCIÓN

Las micorrizas son simbioses obligadas de las raíces de las plantas, de las cuales obtienen todas sus necesidades de carbono, mientras que le entrega a la planta una serie de beneficios, tales como la mejora de la adquisición de nutrientes, la resistencia a los patógenos y el estrés abiótico, son hongos que se encuentran entre los microorganismos del suelo más comunes en el mundo y se asocian con más del 80% de las especies de plantas vasculares. Los hongos micorrizales pueden proteger a las plantas hospedadoras contra los efectos perjudiciales de déficit de agua a partir de una combinación de efectos físicos, nutricionales y celulares, además resisten concentraciones altas de metales pesados provenientes de minas (Ruiz-Lozano, 2003; Smith y Read, 2008; Ortega-Larrocea Mdel *et al.*, 2010).

En los ecosistemas naturales donde existen diferentes especies de plantas, coexisten la colonización de las raíces por los HMA, esta colonización puede ser facilitada por el contacto raíz-a-raíz entre diferentes plantas mediante la mezcla de sus exudados de la raíz (Gollotte *et al.*, 2004).

Los hongos MA tienen un efecto positivo en la supervivencia y el crecimiento de algunas plantas, sin embargo son capaces de afectar la capacidad competitiva de arvenses en los cultivos, dependiendo del estado de micorrización (Ramos-Zapata *et al.*, 2010; Daisog *et al.*, 2012).

Las micorrizas pueden desempeñar un papel importante en la regulación de la composición de las plantas hospedadoras, y la diversidad de los HMA (Eom *et al.*,

2000). Tal es el caso del quelite (*Chenopodium album L.*), es un arvense anual, de días cortos, colonizadora exitosa de nuevas áreas, que exhibe una gran plasticidad en respuesta al ambiente (Bhowmik & Reddy, 1988). Se adapta a un rango amplio de temperaturas ambientales de 6.5 a 44.5 °C (Huang *et al.*, 2001).

Diversas especies de arvenses, tienen su nicho natural en las comunidades de sucesión temprana cerca de los arroyos o cultivos. Se considera como una estrategia de control biológico la coexistencia de especies de malezas micorrizadas en cualquier tipo de cultivo, debido a la capacidad que tienen las plantas hospederas de micorrizarse para suprimir algunas de las especies de arvenses, es por ello que los HMA son llamados los ingenieros del ecosistema (Rinaudo *et al.*, 2009; Cameron, 2010).

El análisis de la diversidad de los HMA en los ecosistemas naturales y semi-naturales hasta ahora se ha visto obstaculizado por las dificultades técnicas relacionadas con la incapacidad de cultivar estos hongos en cultivo puro en ausencia de planta hospedera. Además, las esporas de las hifas de los HMA son multinucleadas y una espora individual pueden contener múltiples secuencias del mismo gen (Gollotte *et al.*, 2004).

El entendimiento de la importancia de la diversidad de los HMA en los ecosistemas ha sido un gran reto, es por ello que se han realizado diferentes estudios sobre la composición de las comunidades de los HMA y su colonización en las diferentes especies de plantas de un ecosistema. Hay que destacar que existe una gran necesidad de proteger la diversidad micorrizas por la conservación

de los recursos naturales ya que estos hongos pueden ser de valor para la futura gestión de especies micorrizicas de zonas semiáridas de México (Carballar-Hernández *et al.*, 2013).

Se ha comprobado que las plantas hospederas tienen influencia sobre la diversidad de los HMA y proporciona apoyo para la retroalimentación de suelos contaminados con metales pesados (Eom *et al.*, 2000). Las funciones de los HMA han sido descritas para varios ecosistemas terrestres, sin embargo datos ecológicos sobre estos microorganismos en ambientes protegidos tales como reservas de vida silvestre y parques nacionales son aun escasos. Esta información tiene un alto valor socio-ecológico que se ve reforzado por la presencia de especies de plantas raras o en peligro de extinción, porque esos nichos podrían constituir depósitos vitales para la conservación de la diversidad de los HMA (Velazquez *et al.*, 2013).

El presente estudio tuvo como objetivo evaluar la diversidad de los HMA obtenida en plantas de quelite (*Chenopodium album L.*), que pueden funcionar como reservorio de los HMA en suelos en descanso, tanto de cultivo orgánico como convencional.

1.1.-Objetivos General.

Evaluar y comparar la diversidad de los HMA en el quelite (*Chenopodium album L.*), como hospedero de hongos micorrizicos arbúsculares bajo producción convencional y un suelo orgánico en descanso.

1.1.1.-Objetivo específico

Estimar la diversidad de los HMA en quelite (*Chenopodium album L.*), en un suelo convencional y en un suelo orgánico en descanso.

Evaluar el porcentaje de micorrización, en el quelite (*Chenopodium album L.*), en un suelo convencional y en un suelo orgánico en descanso.

1.2.-Hipótesis

El quelite presenta una mayor diversidad y mayor porcentaje de micorrización en el suelo orgánico, que en el suelo convencional.

II.-LITERATURA REVISADA

2.1.-Micorrizas

Son simbioses obligadas en raíces de plantas de las cual obtienen su carbono (fotosintetasos), mientras que le entrega a la planta una serie de beneficio, tales como la adquisición de nutrientes de poca movilidad, resistencia a los patógenos y estrés abiótico. Los hongos micorrizicos forman esporas en el suelo, son capaces de germinar y crecer, pero son incapaces de completar su ciclo de vida sin establecer una simbiosis funcional con una planta hospedera (Smith y Read, 2008; Giovannetti *et al.*, 2010).

Son un grupo de hongos monofilético que se asocian con el 80% de todas las plantas de la tierra, de las cuales la mayoría son gramíneas, estos hongos mejoran la nutrición de la planta con fósforo (P) , mediante la extensión de las hifas alrededor de las raíces (Phillips *et al.*, 2013).

Las micorrizas producen enzimas extracelulares hidrolíticas y oxidativas para degradar la materia orgánica del suelo (MOS), como consecuencia de este proceso, el nitrógeno es transformado rápidamente de formas orgánicas, a formas inorgánicas, por una comunidad microbiana dominando bacterias y hongos de vida libre (Phillips *et al.*, 2013).

La nitrificación promueve la mejora de la acidez del suelo y los aumentos de amonio, debido a la descomposición de hojarasca por los HMA, la principal función

de las hifas es barrer los nutrientes inorgánicos liberados de la MOS, como producto del trabajo de los microbios saprofitos (Phillips *et al.*, 2013).

2.1.1.-Clasificación de las micorrizas

Existen siete tipos de micorrizas que se describen en la literatura científica actual (arbúsculares, ecto, ectendo, arbutoid, monotropoid, ericoide y micorrizas Orchidaceous), las arbúsculares y ectomicorrizas son los más abundantes y generalizadas (Siddiqui y Pichtel, 2008). La diversidad de especies de estos hongos está relacionado estrechamente con porcentaje de cobertura en cada área (Alguacil *et al.*, 2009).

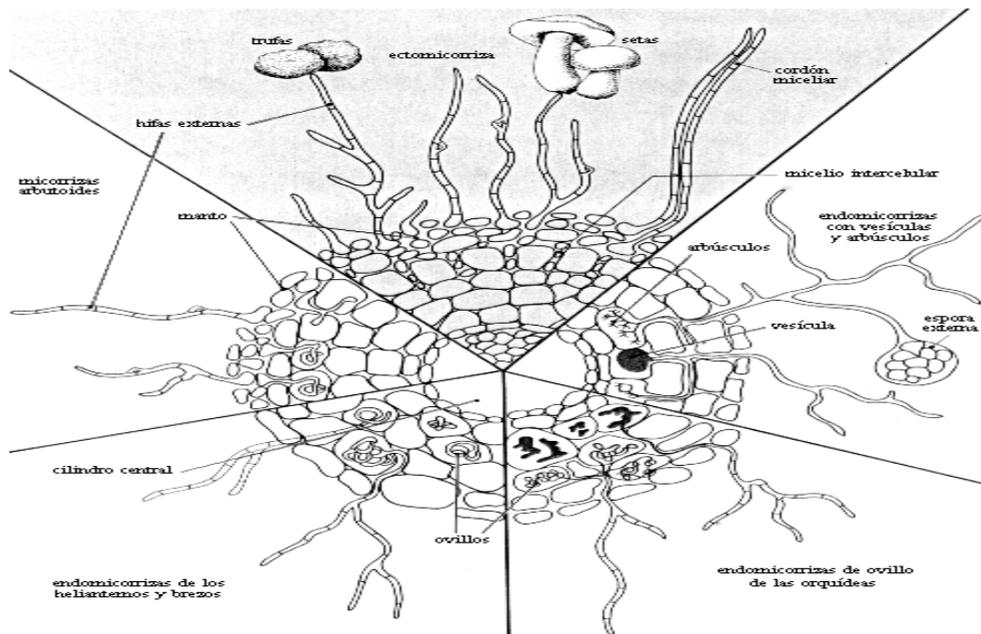


Figura 1. Esquema de los diferentes tipos de micorrizas Alguacil *et al.*, 2009).

2.1.1.1.-Ectomicorrizas

Se caracteriza por tener una red denominada red de Hartig compuesto de hifas que envuelve la parte apical de la raíz, haciendo ver a la raíz ensanchada con diferente ramificación, textura y/o color. El manto puede variar extensamente en grosor, color y textura dependiendo de la combinación particular del hongo-planta, Del manto a veces se desprenden algunas hifas emergentes que pueden llegar a formar una red, esto es micelio externo que incluye hifas absorbentes, cordones miceliales y rizomorfos, estos últimos presentan una parte interna parecida a tubos que se especializan en transportar nutrientes y agua desde largas distancias. Otra característica son las hifas que se encuentran penetrando intercelularmente a la raíz y donde se lleva a cabo el intercambio de nutrientes (Futai *et al.*, 2008).

2.1.1.2.-Ectendomicorrizas

Las ectendomicorrizas comparten características con la endo- y ectomicorrizas, ya que presentan manto externo y red de Hartig como las ectomicorrizas, pero también penetran las células corticales de la planta como en las endomicorrizas sólo que no existen vesículas ni arbusculos. En algunos casos no se forma el manto, pero siempre la red de Hartig (Peterson y Farquhar, 1994) citado por; (Andrade-Torres, 2010).

2.1.1.3.-Arbustoide

Las micorrizas arbutoides tienen características compartidas con las ectendomicorrizas ya que se observa que simultáneamente el hongo penetra las células radicales de la planta y forma la red de Hartig. Generalmente los hongos que forman micorriza arbutoide son capaces de formar ectomicorriza si interactúan con plantas del género *Pinus* (Peterson y Farquhar, 1994), citado por; (Andrade-Torres, 2010).

2.1.1.4.-Monotropides

Es otro tipo de ectendomicorriza que se caracteriza por establecer relación con la familia *Monotropaceae* (conformada por 10 géneros), esta familia se caracteriza porque sus miembros son plantas aclorófilas por lo que dependen en gran medida del hongo asociado para obtener nutrimentos. Las semillas de las plantas del género *Monotropa* son pequeñas y presentan dificultades para germinar en ausencia de hongos asociados. Se ha observado que el hongo es capaz de colonizar las raíces de árboles cercanos (principalmente *Pinus* y *Picea*) y transportar nutrimentos desde el árbol a las plantas aclorófilas (Peterson y Farquhar, 1994), Citado por; (Andrade-Torres, 2010).

2.1.1.5.-Ericoides

Tipo de endomicorriza caracterizada porque el hongo penetra las células radicales, pero se distingue porque la planta involucrada es generalmente del

orden Ericales, aunque también se ha observado en algunas briofitas (Andrade-Torres, 2010).

2.1.1.6.-Orquidaceas

Tipo de endomicorriza donde el hongo penetra las células radicales y forma estructuras llamadas ovillos. Además se distingue porque únicamente se presentan en las orquídeas. En este caso la planta es muy dependiente del hongo, ya que éste estimula la germinación de sus semillas y el crecimiento inicial de la plántula. En su fase de plántulas las orquídeas son aclorófilas y por tanto saprobias, por lo que dependen directamente de las aportaciones de compuestos de carbono y nutrimentos que proporciona el hongo. Para algunas especies de orquídeas esta dependencia se observa incluso en etapa adulta (Andrade-Torres, 2010).

2.1.1.7.-Arbúsculares

Este tipo de micorriza también se conoce como endomicorriza, donde el hongo coloniza la raíz y se introduce entre las células epidérmicas por medio del apresorio. En el interior de la corteza, la hifa ramificada penetra la pared de la célula cortical y se diferencia dentro de la célula vegetal para formar estructuras terminales altamente ramificadas conocidas como arbúsculos. Los arbúsculos son estructuras que no atraviesan las membranas celulares de la planta sino que la membrana invagina a los arbúsculos, formando un nuevo compartimiento

denominado interface arbúsculares (Harrison, 1998).2.1.2- Descripción de géneros de los HMA

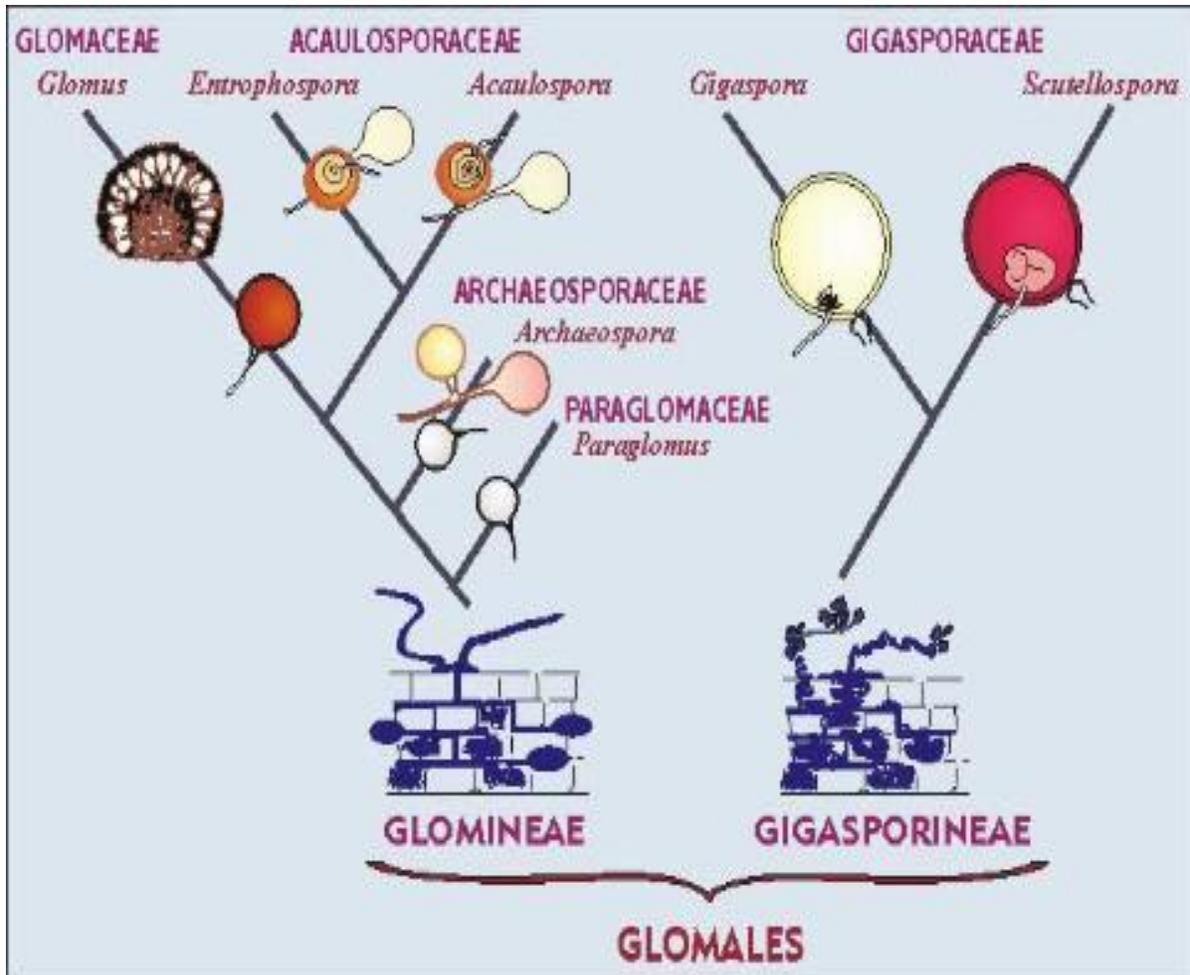


Figura 2. Clasificación de las características morfológicas y moleculares de los Glomales (Robinson-Boyer *et al.*, 2009).

2.1.2.1.-*Glomus*

Esporas formadas blásticamente sobre una hifa de sostén, solitarias, en agregados laxos o en esporocarpos. Vesículas de pared delgada y elipsoides. Hifas intrarradicales raramente enrolladas, conectada a una hifa ramificada. La

micorriza se tiñe muy oscuro. Arbúsculos con troncos aplanados o cilíndricos adelgazándose sucesivamente en las ramificaciones. Esporas con la pared esporal formada por un número variable de capas todas originadas a partir de la hifa de sostén. No se observan paredes germinales diferenciadas. Germinación a través del lumen de la hifa de sostén o a través de la pared de la espora (Redecker *et al.*, 1999).

La comunidad de HMA también difiere entre los sistemas agrícolas con *Glomus* especies comunes en ambos, pero *Acaulospora* y *Scutellospora* esporas más abundantes en los sistemas orgánicos (Robinson-Boyer *et al.*, 2009).

2.1.2.2.-*Entrophospora*

Esporas formadas dentro de un cuello de un sáculo esporífero el cual deja dos cicatrices sobre la superficie de la espora. Vesículas, arbúsculos, hifas intrarradicales y micorriza se tiñen como en *Acaulospora*. Esporas con la pared esporal formada por dos capas. Otras estructuras subcelulares de la espora y germinación idéntica a la de *Acaulospora* (Oehl *et al.*, 2011).

2.1.2.3.-*Acalouspora*

Esporas formadas a los lados del cuello de un sáculo esporífero el cual deja una cicatriz en la superficie de la espora. Las vesículas varían en forma con protuberancias y concavidades. Hifas intrarradicales rectas o enrolladas cerca de los puntos de entrada. La micorriza se tiñe débilmente. La pared germinal más

interna tiene una superficie con excrecencias. Germinación a través de una estructura de germinación esférica, plana, flexible (Gerdemann y Trappe, 1974).

2.1.2.4.-*Archaeospora*

Esporas formadas terminalmente de una hifa de sostén o como una ramificación de una estructura que semeja un sáculo esporífero. Los arbuscúlos e hifas intrarradicales se tiñen débilmente. Las vesículas y células auxiliares no están diferenciadas. La pared de la espora está formada por tres o cuatro capas y no se forma una verdadera bicapa germina. Se presentan especies dimórficas formando esporas *acaulosporoides* y *glomoides* (Redecker y Raab, 1978).

2.1.2.5.-*Gigaspora*

Esporas formadas terminalmente sobre una célula esporógena bulbosa; células auxiliares finamente papiladas o equinuladas. No se forman vesículas. Hifas intrarradicales frecuentemente enrolladas, especialmente, cerca de los puntos de entrada; a menudo nodosas o con proyecciones. Arbuscúlos con troncos hinchados angostándose abruptamente en las ramificaciones. Esporas con la pared esporal formada por dos capas permanentes, no se diferencian paredes germinales. Al germinar, se diferencia una capa delgada con verrugas esparcidas y crece un tubo germinativo a través de la pared esporal (Gerdemann y Trappe, 1974).

2.1.2.6.-*Scutellospora*

Esporas formadas terminalmente sobre una célula esporógena bulbosa; células auxiliares que van de casi lisas a nodosas. No se forman vesículas. Arbúsculos e hifas intrarradicales similares en morfología a las de *Gigaspora*. Esporas con una pared formada por dos capas permanentes y de una a tres paredes germinales internas, cada una con dos capas. El tubo de germinación crece a partir de un escudo flexible, que se diferencia sobre la superficie de la última pared germinal (Silva *et al.*, 2005).

2.1.3.-Estructura de los HMA

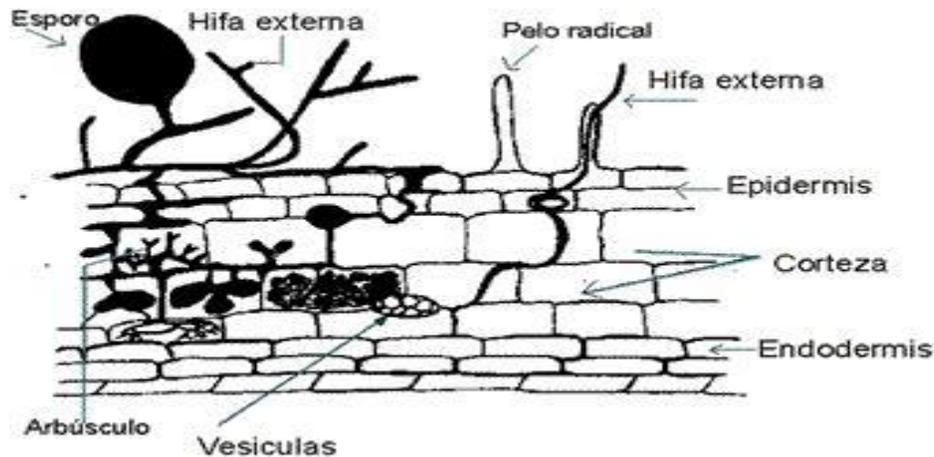


Figura 3. Estructura morfológica de los HMA (Corpoica, 1998).

2.1.3.1.-Hifas

Es un filamento tubular, con pared celular que contiene citoplasma y organoides, pudiendo presentar tabiques o no. Su complemento cromosómico es variable (Corpoica, 1998).

2.1.3.2.-Esporas

Se forman sobre el micelio extramático y son órganos de conservación sexual o asexual de los HMA. Formadas en el extremo o no de una hifa, con características propias que constituyen la única estructura externa que puede permitir el reconocimiento morfológico de las especies de las Micorrizas Vesícula Arbúscular. Las esporas se dividen en dos grupos: las *Clamidosporas* que son células especializadas formadas de manera asexual y que agrupa a los géneros *Glomus* y *Sclerocystis*. Las *azigosporas* que son esporas formadas sexualmente y que agrupa a los tres géneros: *Gigaspora Acaulospora* y *Entrophospora* (Corpoica, 1998).

2.1.3.3.-Micelio

Es el componente más importante en la simbiosis, formado por las hifas principales, gruesas y ramificadas dicotómicamente, así como por hifas también ramificadas, siendo las encargadas de la absorción del fósforo y otros nutrientes de lugares donde las raíces no pueden acceder por sí mismas. Pero cuando el sustrato se agota el citoplasma de las hifas finas se retrae hacia la hifa principal

donde se forman septos. Este fenómeno puede ser un indicador de deficiente aireación y/o agotamiento de nutrientes del suelo, entre otros (Corpoica, 1998).

2.1.3.4.-Arbúsculos

los hongos MA al ponerse en contacto con la raíz forman una estructura sobre las células epidérmicas vegetales conocida como “apresorio” y a partir de este cuerpo se producen las hifas que son filamentos tubulares, que penetran la epidermis radicular hasta llegar a la endodermis sin atravesarla, allí comienza su ramificación para formar los arbúsculos, que tienen un tamaño comparable al de las mitocondrias y su vida aproximada es de 1 a 3 semanas, después de lo cual se colapsa y parte de él se reabsorbe hacia el citoplasma hifal y el resto de componentes permanecen en la célula hospedera, rodeados por el plasmalema (Corpoica, 1998).

2.1.3.5.-Vesículas

Son las estructuras de almacenamiento de los hongos, cuya formación de sustancias como lípidos es posterior a la de los arbúsculos y tiene lugar a partir del hinchamiento de una hifa generalmente terminal. Esta estructura principalmente en las especies del género *Glomus* puede llegar a engrosar sus paredes y convertirse en esporas (Corpoica, 1998).

2.1.4.-Importancia de los HMA

Las micorrizas juegan un papel crucial en los ecosistemas naturales debido a la capacidad que tienen para la absorción de nutrientes de las plantas, las relaciones hídricas, el establecimiento de los ecosistemas, la diversidad vegetal y la productividad de las plantas, también protegen a las plantas contra patógenos de las raíces y las tensiones tóxicas. La importancia fundamental de la asociación de micorrizas es la restauración y la mejora de la revegetación de tierras minadas perturbadas que es bien reconocida, también juegan un papel importante en la desintoxicación de metales pesados y el establecimiento de la vegetación en las zonas fuertemente contaminadas y son utilizadas en las técnicas de biorremediación, (Quoreshi, 2008; Turnau *et al.*, 2010).

Estos hongos no sólo promueven el crecimiento y desarrollo de la planta, sino también proliferan ampliamente en los sistemas de raíces transformadas y no transformadas, y a la vez sirven como una alternativa de *Agrobacterium* para la producción, desarrollo de raíces y en estudios de transformación. Curiosamente, son cultivables en medios sintéticos definidos como no definidos, y preservan sus características de colonizar las raíces de plantas vivas (Prasad *et al.*, 2005). Gracias a la estrecha relación del hongo con las raíces de las plantas contribuyen a la agricultura sostenible. De los diversos microorganismos que colonizan la rizosfera, los HMA ocupan un lugar ecológico único, ya que se, dentro y fuera de las raíces (Panwar *et al.*, 2008).

Además mejoran directamente el crecimiento de las plantas al proporcionar un mayor y más eficiente acceso para la absorción de nutrientes a través de las hifas de los hongos, sobre todo fósforo (P) , y le entrega de estos nutrientes para la planta (Nichols, 2008). Aunque los hongos suelen ser capaces de aumentar la absorción de micronutrientes, puede haber situaciones en las que la asociación de micorrizas disminuye la absorción de micronutrientes. La elucidación de las vías moleculares relacionadas con la absorción de nutrientes en los hongos y la planta huésped puede resultar negativo (Miransari, 2013).

2.1.4.1.-Importancia de los HMA en la Agricultura

Las micorrizas son capaces de absorber además (K, Mg , Ca , y S), que también son importante en condiciones de estrés, donde los hongos pueden aumentar significativamente la absorción de nutrientes de las plantas la mayoría de estas son cereales (Miransari, 2013; Venkateshwaran *et al.*, 2013). Sin embargo absorben (P) con más alta eficiencia, debido a la producción de enzimas tales como fosfatasa. Aunque se ha indicado que los hongos son capaces de absorber minerales y (N) orgánico del suelo, todavía es una cuestión de debate cómo los hongos pueden afectar la absorción de (N) por su planta huésped. También ayudan a protegerlos de diversos estreses bióticos y abióticos, además las legumbres establecen una asociación simbiótica eficientes con fijador de nitrógeno, lo que resulta en la formación de nódulos de la raíz (Miransari, 2013; Venkateshwaran *et al.*, 2013).

En la actualidad la contaminación ambiental causada por el uso excesivo y abuso de agroquímicos ha llevado a la preocupación pública sobre el uso de estos productos en la agricultura. Por lo tanto, hay una necesidad de encontrar alternativas más respetuosas con el medio ambiente para el control de la fertilización y la enfermedad. La clave para lograr un control biológico exitoso es el conocimiento de las interacciones de las plantas en un contexto ecológico, aquí la importancia de la comunicación química que se produce en la rizosfera entre plantas y microorganismos benéficos, especialmente los HMA, y su uso potencial como biofertilizantes y agentes de biocontrol (López-Ráez y Pozo, 2013).

La agricultura de bajos insumos que implica la rotación de cultivos, proporciona mejores condiciones para preservar la diversidad de los HMA, aquellos suelos contaminados con productos químicos parecen contener sólo esporas del género *Glomus*, especialmente en los suelos bajo estrés, mientras que otros tienen una diversidad de géneros. Se ha demostrado que las especies *Acaulospora* y *Scutellospora* esporas son más abundantes en los sistemas orgánicos (Robinson-Boyer *et al.*, 2009). Es por ello que en las prácticas agrícolas se sugiere no realizar una fertilización excesiva ya que esto podría anular las ventajas de los HMA. A fin de utilizar las funciones positivas de estas simbiosis en los huertos, las cantidades apropiadas de aplicación de fertilizantes deben ser estudiadas más a fondo con la consideración de las micorrizas (Yoshimura *et al.*, 2013).

Los sistemas agrícolas , con alta colonización de raíces por HMA se ven favorecidos por la ausencia de fertilizantes químicos que suministran P , mínima alteración del suelo, se evitan los barbechos desnudos , y se mantiene un alto grado de la diversidad vegetal y un uso mínimo de los insecticidas, los HMA también son necesarios para la sostenibilidad a largo plazo de los agroecosistemas, en particular debido a su papel en el mantenimiento de la estructura del suelo , y la estructura y diversidad de las comunidades vegetales (Ryan y Tibbett, 2008).

2.1.4.2.-Importancia de los HMA en los ecosistemas naturales

Los ecosistemas naturales son propensos a albergar una gran diversidad de hongos asociados a sus raíces, y algunos de ellos pueden ser considerados verdaderos endófitos. La relación simbiótica entre los HAM y plantas nativas es muy importante en un ecosistema con bajo porcentaje de P, además también es útil para la restauración de las plantas nativas (Jayachandran y Fisher, 2008).

La contaminación por metales pesados causada ya sea por procesos naturales o por actividades humanas es uno de los más graves problemas ambientales. La fitorremediación es una tecnología respetuosa con el medio ambiente, potencialmente efectiva de bajo costo para la recuperación de suelos contaminados. Los HMA proporcionan un sistema atractivo para avanzar en la limpieza ambiental a base de plantas. Ellos son fundamentales para el establecimiento y adecuación de las plantas en sitios severamente perturbados, incluidos los contaminados por metales pesados (Javaid, 2011).

Las estrategias utilizadas por los HMA en fitoestabilización incluye la inmovilización de metales por precipitación de gránulos de polifosfato en el suelo, compuestos secretados por el hongo, la adsorción a las paredes celulares de los hongos, y la quelación de metales en el interior del hongo. Por fitoextracción, los hongos AM hacen de los metales pesados más disponibles para la absorción de la planta, ayuda a las plantas a acumular metales, facilitan el crecimiento de las plantas, la producción de biomasa, y la tolerancia de las plantas en el aumento de los metales (Javaid, 2011).

2.1.5.-Interacción hongo-planta

Los hongos asociados a las raíces de las plantas están ganando protagonismo en cuanto a su importancia para la supervivencia de las plantas en una diversidad de ecosistemas terrestres (Kaminskyj, 2008). La asociación simbiótica entre las raíces y los hongos formadores de micorrizas arbúsculares es una estrategia muy extendida por el cual las plantas facilitan su adquisición de minerales elementos del suelo (Neumann y George, 2010). Las plantas son autótrofas y liberan una parte significativa de sus fotosintatos en la rizosfera. Estos compuestos orgánicos apoyan la multiplicación y la actividad de una alta densidad de microorganismos edáficos que son en su mayoría heterótrofos, algunas de estas poblaciones son favorables para el crecimiento y salud de la planta que los apoyan. De igual modo, las raíces de las plantas proporcionan a los HMA compuestos orgánicos necesarios para su metabolismo y recíprocamente, promueven nutrición de las plantas, el crecimiento y la salud (Lingua *et al.*, 2008).

Los HMA, estos toman hidratos de carbono de la planta para sobrevivir y crecer, es por ello que la simbiosis entre plantas y micorrizas arbúsculares (AM) es posiblemente el mutualismo de mayor prevalencia en el mundo (Parniske, 2008). La asociación con las raíces y la contribución a la adaptación de la plantas huésped al ambiente de baja fertilidad ayuda a protegerlos contra diversos factores bióticos y abióticos (Lingua *et al.*, 2008).

2.1.5.1.-Los HMA y su influencia en la reproducción de las plantas huésped

Se sabe relativamente poco acerca de los efectos de la simbiosis de las micorrizas en la reproducción de plantas huésped, las limitaciones comunes a la reproducción incluyen la deficiencia de nutrientes, la herbívora y la enfermedad, los hongos formadores de micorrizas pueden influir en cada uno de estos. Varios aspectos de la reproducción sexual puede verse influida por la colonización de hongos micorrízicos incluido el calendario de los eventos reproductivos , el número de inflorescencias por planta , el número de flores por inflorescencia , la cantidad de polen por flor , la proporción de flores que produce frutos , y el número de semillas por fruto. La calidad de la semilla también puede ser fuertemente influenciado por la colonización de hongos micorrízicos , dando como resultado variaciones en vigor de las plántulas y la capacidad competitiva resultante , por lo tanto, puede controlar las estructuras genéticas de las poblaciones y comunidades (Koide, 2010).

2.2.-Arvenses

Las plantas arvenses generalmente se consideran “malezas” que compiten con los cultivos y reducen su productividad; por ello, y con el fin primordial de erradicarlas, han sido ampliamente estudiadas bajo diversos enfoques (evolutivo, ecológico, agronómico, sobre su resistencia a herbicidas, entre otros (Albino-García *et al.*, 2011).

Los arvenses son plantas inevitables e indeseables, compañeras de las plantas cultivables, compiten a gran escala con el cultivo por el agua, luz, espacio, y nutrimentos, ocasiona pérdidas económicas al reducir los rendimientos y la calidad del producto, son hospederas de insectos y patógenos dañinos al cultivo y aumentan los costos de producción al dificultar y retardar las prácticas agrícolas (Cordoba-Goana *et al.*, 2011).

Sin embargo también tienen beneficios, algunos ayudan a controlar la erosión, a aumentar la materia orgánica del suelo al mantener el reciclaje de nutrientes, ayuda a conservar la humedad del suelo incrementar la diversidad de especies dando una mayor estabilidad al ecosistema (Cordoba-Goana *et al.*, 2011).

2.2.1.-Características biológicas de arvenses

Los arvenses no constituyen una clase botánica particular, son una población vegetal espontánea que exhiben características propias para un

sistema, en determinado lugar y tiempo. Algunas características biológicas y fisiológicas de los arvenses son (Rodríguez-Lagrecá, 2003).

2.2.1.1.-Facilidad de dispersión, semillas similares a las de los cultivos

Sus semillas se dispersan muy fácilmente debido a que muchas de ellas tienen una estructura o formas que las hacen fácilmente transportables por sistemas naturales (agua, aire, animales) o artificiales (malas prácticas agronómicas, como estiércoles sin fermentar (Ormeño, 2007).

2.2.1.2.-Elevada capacidad de persistencia

Se debe a una elevada producción de semillas, largo prolongado período de viabilidad, germinación escalonada y adaptabilidad fisiológica y riqueza genética (Rodríguez-Lagrecá, 2003).

2.2.1.3.-Elevada producción de semillas o propágulos

Especialmente si las condiciones ecológicas son favorables, lo que favorece la perpetuación de la especie a pesar de todo tipo de adversidades (Castro-Lara *et al.*, 2005).

2.2.1.4.-Capacidad de competencia

Esta es una característica esencial en todos los arvenses ya que tiene que competir, frente a los cultivos, por los recursos del medio (agua, luz, nutrientes, y algunos otros). Como es lógico esas especies han desarrollado a lo largo de su

evolución una serie de características estratégicas que les permite dominar el cultivo, vivir a sus expensas, o incluso sobrevivir más años que ellos gracias a; su elevada capacidad de proliferación, gran vigor, nascencia sincronizada con los cultivos, morfología fisiología competitivas, capacidad de rebrote alta, y adaptabilidad al sistema de cultivo (Castro-Lara *et al.*, 2005).

El momento óptimo para el control de arvenses se llama periodo crítico, el cual se define como el espacio de tiempo en el que el arvense implica una pérdida medible en el rendimiento y señala una el mejor momento para su control. esto permite al agricultor hacer un uso más eficiente de los limitados recursos de lo que dispone, lo que se revierte en un ahorro sustancial de tiempo, para esto es necesario saber (Cordoba-Goana *et al.*, 2011).

2.2.2.-Métodos preventivos

Los métodos para prevenir la introducción y diseminación de una especie son varios, pero los más importantes son las regulaciones de carácter legal que prohíben el movimiento o entrada de un determinado tipo de carga de origen vegetal en un territorio determinado o que impone determinadas restricciones para la entrada de ese material, otra forma de prevención es la desinfección de los instrumentos e implementos de laboreo para así evitar la diseminación de una especie de arvense de un área infestada a otra libre de la especie. También se debe evitar el uso de semillas de cultivo, estiércol u otro tipo de materia orgánica que vengán contaminadas con semillas de arvenses (FAO, 2004).

2.2.2.1.-Métodos Culturales

Se refiere al amplio grupo de técnicas u opciones de manejo que pueden ser manipuladas por productores agrícolas para lograr sus objetivos de producción de cultivos, son "manipulaciones del medio ambiente para mejorar la producción de cultivos." Por otra parte, "control cultural", es la alteración deliberada del sistema de producción, bien sea el sistema de producción en sí mismo o prácticas específicas de producción de cultivos, para reducir la población de plagas o arvenses evitar el daño a los cultivos (Cordoba-Goana *et al.*, 2011).

2.2.2.2.-La preparación del suelo

En la actualidad existe la tendencia de utilizar métodos de mínima o cero labranza para un amplio número de cultivos. Lo esencial es mover lo menos posible el suelo de manera de no afectar o restablecer su estructura y su fertilidad, lo que combinado con una óptima rotación de cultivo y el uso de coberturas vivas arroja resultados muy favorables en la protección del suelo. En la mayoría de las áreas donde se aplican estos métodos es común el uso de herbicidas químicos, aunque también se utilizan algunos medios mecánicos de control (FAO, 2004).

2.2.2.3.-La rotación de cultivos

De primordial importancia es el desarrollo de la rotación de cultivos, ya que así se podrán utilizar cultivos precedentes capaces de reducir sustancialmente la infestación de una o varios arvenses. Las rotaciones obviamente deben estudiarse por períodos de dos o más años, a fin de definir claramente secuencias

consistentes de cultivos. Toda rotación deberá igualmente tomar en cuenta, además de la reducción de las arvenses, su banco de semillas y los rendimientos de los cultivos, los posibles efectos sobre la erosión y estructura del suelo, así como el efecto económico (costo/beneficio al agricultor) de las secuencias más efectivas técnicamente (FAO, 2004).

2.2.2.4.-Asociaciones de cultivos

Esta es otra modalidad útil en áreas de pequeños agricultores, ya que puede proporcionar más de una cosecha. El método reduce el espacio para el crecimiento de las arvenses mediante el aumento de la densidad del cultivo a través de la combinación de dos o más especies. Los estudios de asociaciones suelen realizarse con variantes combinadas de cultivos y con cultivos solos, para así poder determinar el rendimiento equivalente y decidir si la asociación es factible agronómica y económicamente. Es importante considerar el efecto de la competencia inter-específica de los cultivos, sobre todo en el período inicial de su ciclo vegetativo, para así decidir el momento óptimo de siembra de cada planta cultivable involucrada en la asociación (Sánchez-Garita, 2002).

2.2.2.5.-Cobertura viva

La cobertura viva es una forma de asociación que garantiza la presencia de un cultivo adicional, que además de proteger el suelo y posiblemente proveer nitrógeno (por ejemplo, plantas leguminosas), compite eficazmente con los arvenses. La siembra de una cobertura viva entre las hileras de los árboles

frutales es muy conveniente para reducir la incidencia de los arvenses y evitar los problemas de erosión del suelo, algo que es posible en lugares donde el factor humedad no resulta ser limitante (Sánchez-Garita, 2002).

2.2.2.6.-El acolchado o mulch

El acolchado ayuda a preservar la humedad del suelo e igualmente evita la emergencia de muchas especies anuales de arvenses. Este método puede practicarse con el uso de diversos residuos vegetales, algunos de los cuales pueden ser alelopáticos a las arvenses. También está generalizado el uso de mantas de polietileno negro o transparente dispuestos en el surco de la planta cultivable. Previamente a su introducción la efectividad técnica del material de acolchado debe ser comprobada conjuntamente con su factibilidad económica (Sánchez-Garita, 2002).

2.2.3.-El manejo integrado de arvenses (MIM)

Utiliza racionalmente todas las alternativas disponibles de manera de reducir las poblaciones de arvenses. Estas medidas pueden ser integradas convenientemente en los cultivos según sea la problemática de arvenses a controlar. La aplicación de una u otra o la combinación de dos o más dependerá en gran medida del tipo de arvenses presente y su densidad. Por lo general, una medida sencilla de control no es suficiente para prevenir el daño de las arvenses sobre el cultivo. El manejo integrado es un sistema de combinación eficaz de medidas de control, que ayuda también a reducir el uso de los herbicidas

mejorando los índices de costo-beneficio (Ruiz-Cancino y Coronada-Blanca, 2007).

2.2.3.1.-Control biológico

El control biológico, aunque es considerado de difícil aplicación, tiene características que lo hacen muy apropiado para el control de arvenses cultivos y áreas protegidas, debido a que tiene diversas limitaciones para su utilización así como la tienen los otros métodos de control (FAO, 2004).

El control biológico es bastante específico, por lo que con su práctica se logra eliminar una especie de arvense. Su uso puede resultar de utilidad cuando prevalece una determinada especie de arvenses, es generalmente factible desde el punto de vista económico, sobre todo si el agente puede ser multiplicado localmente para su liberación posterior (FAO, 2004).

2.2.3.1.1.-El control biológico clásico

Implica la introducción de un enemigo natural para el control de una especie de arvenses, ya establecida y diseminada en el cultivo. Por lo general, el enemigo natural suele importarse del lugar de origen de la arvense. Se requiere la ejecución de varios pasos previos y posteriores, entre ellos pruebas de inanición y selectividad del agente de interés sobre distintas plantas cultivables importantes en condiciones controladas (Ruiz-Cancino y Coronada-Blanca, 2007).

2.2.3.1.2.-El control biológico inundativo o aumentativo

Se basa en la reproducción de un determinado agente existente en el territorio que usualmente no presenta los niveles de abundancia requerida para ejercer el control deseado. Por esta razón su multiplicación se realiza en el ámbito de laboratorio o en instalaciones especializadas para su posterior liberación en el campo. Con este método de control se pueden usar insectos y ácaros, pero los patógenos son generalmente los más usados con este procedimiento. Por ello es importante investigar y conocer la existencia local de organismos útiles para el control de arvenses de importancia (Ruiz-Cancino y Coronada-Blanca, 2007).

2.2.3.2.-Control químico

Es el control o tratamiento químico a la alteración de las características físico-químicas de una sustancia hasta adecuarlos a unos patrones predefinidos y deseados. Este método consiste en el manejo y utilización de herbicidas como medios de control de los arvenses presentes; cuando se realiza una correcta selección del herbicida requerido y si la aplicación se efectúa siguiendo adecuadamente, el control químico ha demostrado ser el método más eficiente y rentable para el control de arvenses, ya que produce la muerte total de un alto porcentaje de las mismas sin dañar los pastos (INIFAP, 2002).

2.2.3.2.1.-Ventajas y desventajas de los productos químicos

Ventajas: Se considera un método rápido ya que cubre mayor superficie en menor tiempo, puede trabajar en lugares abruptos y pedregosos donde el control

mecánico es imposible, es más barato que los métodos mecánicos, tiene menos requerimientos de mano de obra y disponibilidad de productos selectivos para arbustos y herbáceas (INIFAP, 2002).

Desventajas: Se desconoce un método de control químico adecuado para un determinado número de especies, se pueden eliminar plantas deseables, los herbicidas son altamente selectivos y bajo determinadas condiciones incrementan la gustosidad y/o toxicidad de algunas especies, algunas especies resisten la acción del herbicida y se convierten en problema o algunos herbicidas pierden efectividad cuando no se aplican a los arvenses en el estado fenológico adecuado, un manejo inadecuado puede ser fuente de contaminación para plantas, animales y agua, y exige tecnología cuidadosa (INIFAP, 2002).

2.2.3.2.2.-Clasificación de los Herbicidas

Se conocen numerosas clasificaciones de los herbicidas y algunas de ellas se basan en sus efectos sobre las plantas y la manera cómo actúan. Una clasificación bastante aceptable es la siguiente (Masaro, 2010):

2.2.3.2.2.1.-Selectivos

Actúan sobre determinadas especies sin causar daño a otras. Ejemplo de ellos son el picloram, 2,4-D, 2, 4,5-T, dalapón, etc.

2.2.3.2.2.2.-No selectivos

Ejercen su toxicidad sobre toda clase de vegetación con la que tengan contacto. Ejemplo de estos son el glifosato, amitrol, diquat, paraquat, petróleo y diesel entre otros.

2.2.3.2.2.3.-Sistémicos

Son sustancias químicas que se aplican al follaje o al suelo y que son absorbidas y distribuidas por toda la planta provocando su muerte. A su vez estos se clasifican en:

2.2.3.2.2.4.-Herbicidas para arvenses de hoja ancha

Como el 2,4-D, 2, 4,5-T, picloram, etc. 2.1.2. Herbicidas para malezas de hoja angosta como el TCA (Ácido tricloroacético), MSMA (Metilarsonato monosódico) y dalapón. Este último es más efectivo por ser más traslocable y de acción localizada. Ciertos herbicidas como el glifosato y paraquat son efectivos en ambos tipos de maleza.

2.2.3.2.2.5.-De contacto

Actúan directamente sobre el follaje causando la muerte por acción "quemante" o "desecante" y/o asfixia. Eliminan solo los tejidos con los que entran en contacto y muestran un pobre o nulo transporte. Estos pueden ser:

2.2.3.2.2.6.-De contacto general

Destruye todo tipo de vegetación con el cual hagan contacto, un ejemplo de ellos son el paraquat, diesel y petróleo entre otros.

2.2.3.2.2.7.-De contacto selectivo

Controlan ciertas especies sin ocasionar daños a otras: DNBP o dinoseb y los derivados del ácido cacodílico MSMA (metilarsonato monosódico) son dos ejemplos de este grupo.

2.2.3.2.2.8.-Recomendaciones generales para el control químico de arvenses

Muestrear el campo para no realizar aplicaciones innecesarias, utilizar el equipo de protección personal, utilizar solamente herbicidas autorizados, identificar las fallas del equipo de aplicación, calibrar el equipo de aplicación, verifica la presión de la salida de agua, uniformizar la cobertura del herbicida, evita arrastre por el viento, aplicar por la mañana o por la tarde según sea el caso, utilizar el volumen de agua que recomiendan las etiquetas de los productos, utilizar agua limpia (pozo), utilizar boquillas adecuadas para herbicidas, no aplicar dosis más elevadas, no aplicar con exceso de rocío, aplicar a una velocidad del viento menor a 15km/hr, realizar el control químico de la maleza oportunamente (CESAVEG, 2007).

2.2.4.-Clasificación de arvenses

Existen 25 000 especies de plantas, de las cuales 8 000 son consideradas arvenses, representan el 0,1 % de la flora mundial, las cuales se clasifican en (CESAVEG, 2007):

2.2.4.1.-Arvenses anuales

Su ciclo de vida comprende desde la germinación hasta la producción de semillas: en un período de crecimiento; algunos arvenses anuales completan su ciclo de vida en sólo semanas, produciendo varias generaciones en solo un año. La semilla de los arvenses anuales puede estar latente en la tierra desde 4 a 40 años (CESAVEG, 2007).

2.2.4.2.-Arvenses perennes

Viven durante dos o más años; las plantas crecen siempre que las condiciones sean favorables y generalmente mueren a nivel del suelo por grandes heladas; los brotes nuevos surgen al comienzo de la época de crecimiento, comenzando por las raíces o restos de tallos. En regiones más cálidas, algunos arvenses perennes pueden ser verdes durante todo el año, se propagan por varios medios, incluso por semillas, tallos que se arraigan mientras se arrastran sigilosamente, o pedazos de raíz (CESAVEG, 2007).

2.2.4.3.-Arvenses herbáceas

Parecen y crecen de forma parecida al pasto; las hojas se forman una por vez y parecen hojas de pasto. Muchos de los arvenses herbáceos perennes forman rizomas, raíces carnosas que rebrotan si se dejan en la tierra cuando usted deshierba a mano (CESAVEG, 2007).

2.2.4.4.-Arvenses de hoja ancha

Según la CESAVEG (2007) las hojas de los arvenses son anchas y planas (no herbáceas ni como agujas). Los arvenses de hojas anchas son las más fáciles de exterminar o extraer cuando son jóvenes y están en activo crecimiento. Algunas tienen una capa que dificultan la penetración de los exterminadores de arvenses. Ejemplos: *Ipomoea nil*, *Portulaca oleracea*, *Sida* spp., *Malvastrum coromandelianum*, *Chenopodium album*, *Amaranthus quitensis*, *Senna occidentalis*, *Trianthema portulacastrum*.

Muchas especies de malas hierbas, tienen su nicho natural en las comunidades de sucesión temprana como delanteras dunas o la deriva líneas cerca de los arroyos o cultivos, por lo tanto coexisten con los HMA (Rinaudo *et al.*, 2009).

Cuadro 1. Arvenses de mayor interferencia en el mundo (Hincapié y Salasar, 2005).

Especies	Nombre común	Familia
<i>Cyperus rotundus</i> L.	Coquito*	Gramineae
<i>Cyndodon dactylon</i> (L) Pers	Pasto bermuda o argentina*	Gramineae
<i>Echinochloa cruz-galli</i> (L) P.	Liendrepuerco*	Gramineae
<i>Echinochloa colona</i> (L.) Link	Arrocillo*	Gramineae
<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn.	Pategallina*	Gramineae
<i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers	Pasto Jhonson, arrocillo*	Gramineae
<i>Imperata cylindrica</i> (L.) Raeuschel	Guayacana - pasto cogon	Gramineae
<i>Eichhornia crassipes</i> (Mart.) Solms	Jacinto de agua	Pontederiaceae
<i>Portulaca oleracea</i> L.	Verdolaga*	Pontederiaceae
<i>Chenopodium album</i> L.	Paico	Chenopodiaceae
<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.	Guarda rocío*	Gramineae
<i>Convolvulus arvensis</i> L.	Bejuco	Convolvulaceae
<i>Avena fatua</i> L. y especies afines	Falsa avena	Gramineae
<i>Amaranthus hybridus</i> L.	Bledo*	Amaranthaceae
<i>Amaranthus spinosus</i> L.	Bledo*	Amaranthaceae
<i>Cyperus esculentus</i> L.	Cortadera*	Cyperaceae
<i>Paspalum conjugatum</i> Berg	Gram*	Gramineae
<i>Rottboellia cochinchinensis</i> (Lour.) W.D. Clayton	Caminadora*	Gramineae

2.3.-Quelite

El término “quelite” proviene del vocablo nahua “quilitl”, que se usa para designar a las hierbas comestibles y tiene su correspondencia en diversos idiomas indígenas. Se puede decir que son las verduras nativas de México. Quelite es un término utilizado en México para referirse a plantas herbáceas cuyas hojas y tallos tiernos son consumidos como verdura (Castro-Lara *et al.*, 2007).

Normalmente, crece durante la época de lluvia de forma espontánea, es decir surgen sin que se cultiven y crecen sin el cuidado del ser humano. La mayoría son plantas anuales ya que su ciclo de vida inicia y termina durante una temporada del año y las semillas que producen, nacen y se desarrollan en el siguiente año. Se estima que en México existe alrededor de 500 especies silvestres consideradas como quelites (CONABIO, 2012).

2.3.1.-Descripción del quelite

Familia: Chenopodiaceae

Nombre científico: *Chenopodium album* L.

Nombres Alternativos: Pigweed, pata de gallo, bledo, quelite cenizo.

Es una planta anual , que varía en altura de 40 a 2 m, tiene un tallo simple o ramificado hacia el ápice, con frecuencia simple hacia la base, anguloso y con rayas longitudinales, es de color verde claro o amarillento, a veces rojizo, ramas extendidas o ascendentes, sus hoja son láminas foliares

inferiores oblongas a rómbico-ovadas, a veces levemente hastado-lobadas, las superiores tendiendo a lanceoladas, de 1 a 13.5 (15) cm de largo por 0.5 a 8.5 cm de ancho, enteras a irregularmente dentadas, de color verde amarillento y más o menos de textura harinosa sobre todo en el envés; peciolo delgados, de 0.6 a 13.5 cm de largo, tiene inflorescencia: densa o laxa, sus flores son numerosas, se encuentran agrupadas en glómérulos compactos, dispuestos en espigas paniculadas, con frecuencia provistas de algunas hojas reducidas; perianto con textura harinosa, con los lóbulos más o menos carinados y el borde membranoso y seco, sus frutos están encerrado total o parcialmente por el perianto; pericarpio membranáceo, más o menos adherente a la semilla, regularmente reticulado-alveolado (semejando un panal de abejas); semilla horizontal, de 1 a 1.5 mm de diámetro, con el margen obtuso, brillante, negra o anaranjada a roja, diminuta y alveolada o verrucosa (CONABIO, 2012).



Figura 4. Quelite en etapa vegetativa.



Figura 5. Etapa de floración del quelite.

2.3.2.-Forma de propagación del quelite

Chenopodium album se reproduce únicamente por semilla. Los individuos de esta especie demuestran una gran plasticidad en función de su entorno edáfica y biótica, y la producción de semillas varía mucho de acuerdo a estos factores. Produce aproximadamente 3.000 y 20.000 semillas / planta, la persistencia y el éxito de esta especie como arvense se debe mucho a la persistencia de sus semillas, que son capaces de permanecer viables durante largos períodos en el banco de semillas del suelo (Kilian *et al.*, 2010).

Las semillas presentan polimorfismo; algunos son lisos, algún estriado y otros poseen un retículo elevado. El color de las semillas también varía considerablemente y puede ser negro y brillante, de color marrón o marrón-verde. Todas estas variaciones en el color y la forma se pueden encontrar en las semillas de una sola planta (Kumar *et al.*, 2011).

Chenopodium album no tiene mecanismos especializados de dispersión de semillas, por lo que la mayoría de las semillas simplemente caen al suelo alrededor de la planta madre, pero pueden ser transportadas a largas distancias por el agua, y a través de los animales (Kilian *et al.*, 2010).



Figura 6. Inflorescencia del quelite.

2.3.3.-Importancia como fuente de alimento

Esta planta ha sido consumida desde épocas prehispánicas y en la actualidad forma parte importante de la dieta de varios grupos humanos en diversas regiones del México, Se conocen cerca de 250 especies pertenecientes a diferentes familias botánicas distribuidas y consumidas en todo el país, fue introducido desde Europa como una hierba comestible y es todavía cosechable (Castro-Lara *et al.*, 2007).

Es un alimento de gran contenido nutritivo, proveen vitaminas, minerales y contenidos de fibra. Además, le dan un sabor muy especial a caldos, tacos, ensaladas, quesadillas y muchos otros guisados (CONABIO, 2012).

2.3.3.1.-Importancia en la medicina

Los fitoconstituyentes de la planta conocidos hasta el momento son ácido ascórbico, β -caroteno, catequina, galocatequina, cafeico ácido, ácido p-cumárico, ácido ferúlico, β -sitosterol, campesterol, xantotoxina, estigmasterol, n-triacontanol, imperatorin, ecdysteroid , Ácido cinámico amida alcaloide , Fenol saponina, apocartenoids, Cryptomeridiol , N-trans-feruloyl-4-O-metil dopamina y syringaresinol y β - sitosterol, lupeol y 3 hidroxihenicanoate nonadecilo. La actividad farmacológica de esta planta son actividades antiprurítico y anticonceptivo, Antihelmíntico (Cimmino *et al.*, 2013).

2.3.4.-Daños que provoca en la agricultura

Además de competir con los cultivos por espacio, luz agua, y nutrimentos (Cordoba-Goana *et al.*, 2011), también actúa como un huésped alternativo de varias plagas y enfermedades de importancia económica, es responsable de los daños indirectos importantes en la agricultura, al ser el anfitrión de enfermedades causadas por hongo como; *Stagonospora atriplicis*, *Polymyxa betae*, es un vector de la rizomanía , es también el huésped alternativo de varios virus de los cultivos. Al mismo tiempo es hospedero de varios agentes de enfermedades que pueden

causar daño a los cultivos del maíz , zanahoria, remolacha, papa, etc. (Choi *et al.*, 2010).

2.3.5.-Métodos de control

Los métodos de control de pueden ser culturales, químicos o biológicos. Sin embargo predominan los métodos químicos, por ser los de acción rápida y acaban con todo tipo de arvenses (Sánchez-Garita, 2002).

2.3.5.1.-Control cultural

Chenopodium album se ve favorecida por la siembra, las poblaciones de este arvense se pueden reducir mediante, rotación de cultivos y manejo de nutrientes, fecha de siembra y el deshierbe manual a los 25, 40, después de la siembra, es muy importante eliminar esta planta antes de que empiece a florecer (Vanaga *et al.*, 2010).

2.3.5.2.-Control biológico

Se ha utilizado CAULINA Ascochyta, un mico-herbicida, para controlar la población del quelite cenizo, sin embargo esta planta crece en lugares semi-áridos y templados y es posible que este producto no tenga los mismos resultados en las diferentes regiones del país (Vanaga *et al.*, 2010).

2.3.5.3.-Control químico

El quelite es sensible a una gama de herbicidas incluyendo 2,4-D, MCPA, paraquat, bentazona, dichlofop, isoproturón, metoxurón, metabenztiaturón, sulfosulfuron, metsulfurón-metilo, clorotoluron, bromoxinil y dicamba.), este arvense es resistente a la atrazina, Chloridazon y piridato (Robinson y Gross, 2010).

2.3.6.-El quelite como planta hospedera de microorganismos del suelo

El quelite es considerado con una planta hospedera de varios microorganismos benéficos del suelo como bacterias y hongos, entre ellos los HMA. Las interacciones simbióticas entre hongo-plantas facilitan los cambios en la estructura y función de las comunidades de plantas hospederas (Cameron, 2010).

Las micorrizas funcionan como ingenieros del ecosistema al contribuir con la sostenibilidad de los agro ecosistema, mejorar la nutrición de los cultivos y facilitar los cambios en las comunidades de plantas huésped (Cameron, 2010, Rinaudo, *et al.*, 2009).

Las plantas de *Chenopodium album* son hospederos de estos hongos, la simbiosis micorrizica tienen la capacidad de suprimir especies de malas hierbas no deseadas y al mismo tiempo proporcionar la nutrición de las especies de cultivo. Mientras se benefician de la planta de cultivo, se reducen los costos del control de arvenses y la contaminación para el medio ambiente con herbicidas (Cameron, 2010, Rinaudo, *et al.*, 2009).

2.3.7.-El quelite como control biológico de arvenses

Las micorrizas arbúsculares afectan la interacción negativa de especies de arvenses y cultivos agrícolas, que compiten entre sí por recursos de crecimiento, como luz, agua, y nutrientes, dependiendo de su estado de micorrizas, por lo tanto son organismos clave del suelo que deben tenerse en cuenta en las estrategias de manejo de malezas sostenibles (Daisog *et al.*, 2012).

Una de las ventajas de la simbiosis micorrizica, es la capacidad de suprimir especies de arvenses no deseadas, no contaminar y mejorar las condiciones del suelo y al mismo tiempo proporcionar la nutrición de las especies de cultivo, en cambio en uso de herbicidas afectan negativamente la actividad fotosintética en plantas, el establecimiento, la simbiosis, y el funcionamiento de los HMA (Ramos-Zapata *et al.*, 2012).

Las plantas hospederas de HMA producen más hojas y viven más tiempo, y forman redes micorrizicas que se forman en la raíz de las plantas hospederas inhibe la absorción de agua y nutrientes de los arvenses, evitando que se desarrollen y aumenten su población (Yamato, 2004; Facelli *et al.*, 2010).

El uso de especies de cobertura (tanto mulch y cultivos de cobertura) en un sistema de producción a largo plazo contribuye al mantenimiento de altos niveles de riqueza de especies de los HMA, que a su vez se traduce en altos niveles de colonización de estos hongos, al mismo tiempo esto favorece las practicas sostenible en los agroecosistemas donde los métodos de control de arvenses no

convencionales deben contribuir a aumentar la producción de cultivos, y también evitar los efectos negativos sobre los componentes bióticos beneficiosos del agroecosistema que incluyen la población de los HMA (Ramos-Zapata *et al.*, 2012).

2.3.8.-La fitorremediación de suelos contaminados con metales pesados

La utilización de las plantas verdes y su microbiota asociada a la raíz para remover, transformar o acumular sustancias contaminantes del suelo, sedimentos acuíferos, cuerpos de agua e incluso en la atmosfera se denomina fitorremediación (Varun *et al.*, 2012).

Millones de hectáreas en el mundo están afectadas por salinidad, todos los años se vuelven improductivas o menos productivas por el efecto de la acumulación de sales. Existe una amplia distribución de los suelos salinos y salinizados a nivel mundial; destacándose que los mismos ocupan entre un 40-50 % de toda el área del planeta (Varun *et al.*, 2012).

Los problemas de contaminación que existen actualmente requieren de tecnologías costo-efectivas, ambientalmente amigables y que puedan aplicarse a gran escala, tal es el caso de la fitorremediación. La capacidad de las plantas para absorber, adsorber, metabolizar, acumular, estabilizar o volatilizar contaminantes orgánicos y/o inorgánicos; aunada a las complejas interacciones que establecen con la rizósfera, esta tecnología tiene importantes ventajas sobre otros métodos convencionales de remediación de la contaminación (Moogouei *et al.*, 2011).

2.3.8.1.-Selección de plantas para fitorremediación

Para la selección de especies de plantas se basa generalmente en la capacidad de las especies para resistir niveles de salinidad de los suelos mientras proporcionan a la vez productos vendibles, o uno que pueda ser utilizado desde el punto de vista agropecuario (Varun *et al.*, 2012).

Varios cultivos, árboles, arbustos e hierbas se han utilizado como herramientas para el mejoramiento de los suelos salinos, grass (*Leptochloa fusca* L. Kunt), sesbania (*Sesbania bispinosa* L.), alfalfa (*Medicago sativa*), bermuda grass (*Cynodon dactylon*) o sordan (*Sorghum drummondii*), sorgo (*Sorghum vulgare*) y diversas especies de plantas como especies arbustivas perteneciente al género *Atriplex* y *Maireana*, *Kochia scoparia* L., *Salicornia bigelovii* Ton., *Echinocloa crusgalli* L. y *Portulaca*, *chenopodiceae*, *oleraceae* L., entre otros (Chávez-Suárez, 2011).

2.3.8.2.-El quelite como fuente de fitorremediación

Chenopodium album es una planta resistente a suelos salinos, es hospedera de varios microorganismos benéficos para la agricultura, y al mismo tiempo es una buena opción para el proceso de la fitorremediación de suelos contaminados con metales pesados. Tiene la capacidad para acumular grandes cantidades de zinc y cadmio en sus tejidos aéreos, puede acumular de forma simultánea más de un 3,0 y 0,1% (en peso seco) de zinc y cadmio (Moogouei *et al.*, 2011).

Además esta planta tiene la capacidad de fitoestabilizar los metales, es decir inmovilizar los metales, para así disminuir su a los organismos vivos y evitar su transporte a otros compartimentos ambientales, en las raíces de las plantas. De esta forma, los metales quedan localizados en el emplazamiento contaminado y, al haberse disminuido su biodisponibilidad, se minimiza mucho el impacto ambiental que estos contaminantes pueden causar en el ecosistema edáfico (Moogouei *et al.*, 2011).

2.4.-Micorrizas y su función en la fitorremediación

La fitorremediación ha sido pensada para ofrecer una alternativa ecológica en el tratamiento de suelos contaminados y absorción de metales, que son factores de vital importancia. Entre los factores de suelo-plantas que controlan la absorción de metales, la flora de la rizósfera se sabe que juega un papel especial en la fito-disponibilidad de los oligoelementos. En este sentido, los hongos formadores de micorrizas arbusculares, que se encuentran entre los componentes más comunes de la flora en la rizósfera del suelo, es de gran interés para los científicos del suelo y del medio ambiente , desde el punto de vista fitorremediación y ambiental (Giasson *et al.*, 2008).

Los HMA juegan un papel importante en la restauración de ecosistemas contaminados y se utilizan cada vez más en muchos países para mejorar la nutrición de las plantas y la fertilidad de las tierras degradadas (Giasson *et al.*, 2008). Las plantas micorrizadas juegan un papel importante tanto en fitoestabilización y fitoextracción. Las estrategias utilizadas por hongos MA en

fitoestabilización incluye la inmovilización de metales por precipitación de gránulos de polifosfato en el suelo, compuestos secretados por el hongo, la adsorción a las paredes celulares de los hongos, y la quelación de metales en el interior del hongo. Por fitoextracción, los hongos AM hacen de los metales pesados más disponible para la absorción de la planta, ayuda a las plantas a acumular metales, facilitan el crecimiento de las plantas, la producción de biomasa, y la tolerancia de las plantas en el aumento de los metales (Javaid, 2011).

2.4.1.-Ventajas de la fitorremediación

Entre las ventajas del uso de especies vegetales para la rehabilitación de suelos salinos se encuentran: fomento de la estabilidad de agregados del suelo y la creación de macroporos que mejoran las propiedades hidráulicas del suelo y la proliferación de raíces, es factible desde el punto de vista ambiental y permite el uso productivo de suelos marginales y degradados para la agricultura, no se hace necesario el gasto monetario en la compra de enmiendas químicas, mayor disponibilidad de nutrientes en el suelo para la planta después de la rehabilitación del suelo, mayor uniformidad y mayor zona de mejoramiento en términos de profundidad del suelo (Chávez-Suárez, 2011).

2.4.2.-Desventajas de la fitorremediación

se requiere más información sobre las interacciones planta-microorganismos rizosféricos, sobre los metabolitos responsables del fenómeno de quelación de metales pesados al interior de la plantas, así como del papel que

juegan ciertas enzimas en el proceso de fitorremediación y es un proceso lento, debido a que las plantas metabolizan o transforman los elementos contaminantes al mismo tiempo en el que se desarrollan y realizan la fotosíntesis (Varun *et al.*, 2012).

III.- MATERIALES Y MÉTODOS

3.1.-Localización geográfica de la Comarca Lagunera

La Comarca Lagunera se ubica entre los paralelos 25 y 27 grados latitud norte y los meridianos 103 y 104 grados latitud oeste de Greenwich, teniendo una altura de 1,120 m sobre el nivel del mar, región ubicada en el centro-norte de México (INEGI, 2009).

3.2.-Localización del experimento

Se estableció en el área de cultivo del Departamento de Agroecología y la Nogalera del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna, Periférico y carretera a Santa Fe, Torreón Coahuila, México, situada en 103° longitud oeste y 25° de latitud norte, a una altura de 1122 msnm. La precipitación promedio anual es de 230 mm y la temperatura promedio mínima y máxima son de 3.9 y 40.5° C, y se presenta entre el mes de mayo y octubre respectivamente.

3.3.-Material biológico

Se recolectó plantas arvenses de quelite (*Chenopodium album L.*) en asociación a los cultivos del nogal y en un suelo en descanso.

3.4.-Muestreo suelo

Para el muestreo de suelo se seleccionaron diez plantas al azar, de talla mayor y con presencia de inflorescencia, del suelo rizosféricos que venía junto a la raíz de la planta se tomaron aproximadamente 500 g. se colocó en bolsas de plástico y se transportó al laboratorio. Una vez en el laboratorio se pasó por un tamiz de 2 mm. de apertura de malla para eliminar piedras y materia orgánica. Se secó a temperatura ambiente, y posteriormente se refrigeró a 4°C hasta su posterior procesamiento.

3.5.-Muestreo de raíces

De las plantas seleccionadas, se tomaron las raíces más delgadas y se colocaron en KOH al 10% hasta su posterior procesamiento en el laboratorio.

3.6.-Análisis de suelo

Las muestras de suelo fueron enviadas al Laboratorio agropecuario regional de la comarca lagunera de Gómez Palacios, Durango, para el análisis físico-químico.

3.7.-Aislamiento de esporas

Se procesó por el método de tamizado húmedo y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963), seguido por centrifugación en un gradiente de sacarosa por (Walker *et al.*, 1982). Se tomó 100 g. de suelo, previamente seco y tamizado, se colocó en un vaso de precipitados. Se adicionó agua corriente hasta 1.500L. Se

agitó vigorosamente por tres minutos. El agitado debe realizarse manualmente esto con el fin de disolver completamente los pequeños grumos de suelo y desprender las esporas de las partículas del mismo. Dejar reposar 10 minutos, (este paso se repitió tres veces). Se preparan los tamices paralelamente, en orden ascendente de apertura de malla (30,65, 225 micras). Decantar el sobrenadante sobre la serie de tamices. Este procedimiento se repite tres o cuatro veces si es necesario.

Desechar el material que quedó en el primer tamiz, el del segundo tamiz se recolectó y se colocó en una caja Petri para su observación en el microscopio estereoscopio. En este material se puede observar las esporas más grandes.

El material que quedó en el tercer tamiz colocarlo en frascos, en un gradiente de sacarosa de 20 y 60 % (30 y 24 ml, respectivamente), con la ayuda de una goma de borrar. Centrifugar por tres minutos a 2500 revoluciones por minuto (Equilibrar los tubos con destilada antes de centrifugar).

Se recuperó el sobrenadante en los mini tamices de malla amarilla, y se lavó con agua destilada para quitar el exceso de sacarosa. Colocarlos en un vaso de precipitados de 250 ml. Llenar con agua destilada, decantar por 10 minutos aproximadamente. Se retirar el sobrenadante y recuperar el material del fondo colocarlos en caja Petri, para su observación en el microscopio estereoscopio, para separar las esporas extraídas del suelo en grupos discretos de acuerdo con sus rasgos morfológicos más evidentes, (color, tamaño, y presencia y forma de hifas).

3.8.-Conteo de esporas

Se utilizó el método de conteo propuesta (Sánchez y Posada, 2010). En una caja Petri, el cual contenía un papel filtro cuadriculado de 1x1, las esporas se distribuyen uniformemente. Se tomó 10 cuadros al azar y se realizó el conteo de cada uno de los cuadritos con la ayuda de un microscopio estereoscopio. Una vez hecho el conteo se realizó la extracción de esporas colocándolos en los portaobjetos poniéndoles una gota de glicerol lactofenol polivinilo (PVLG) y la otra mitad en el reactivo de Melzer. Se aplicó presión al cubreobjetos para romper la espora, con el fin de exponer los estratos de pared y su posible reacción al Melzer. Se dejó secar las muestras a temperatura ambiente por cinco días, posteriormente se selló con un barniz de uñas transparentes y se secó por dos días a temperatura ambiente antes de observarlas al microscopio óptico.

3.9.-Porcentaje de micorrización

Las raíces se procesaron por el método de clareo y tinción propuesta por (Phillips y Hayman, 1970), modificada para raíces leñosas. Se lavarón con agua corriente para quitarle el exceso de suelo. Se colocaron en tubos de ensayo y se agregó KOH al 10%. Se calentaron las raíces a baño maría de 15-30 minutos a 95°C. Posteriormente fueron lavadas con agua corriente y se agregó ácido clorhídrico (HCl) al 10% por 10 minutos. Sin enjuagar las raíces, se le añadió la solución de azul de tripano al 0.05% a baño maría por 15 minutos a 95°C. Con ayuda de un tamiz fueron enjuagadas con agua corriente para quitar el exceso de colorante, se agregó lactoglicerol hasta su posterior revisión. Las raíces fueron

cortadas en segmentos aproximadamente de 1cm de largo, y se colocaron en un portaobjetos con PVLG, se cubrió para observarlas en el microscopio óptico ya sea con el objetivo de 20X o el objetivo 40X, con estos objetivos se podrá observar la morfología de todas las estructuras fúngicas, incluyendo arbúsculos.

IV.-RESULTADOS

Cuadro 2. Número de esporas por muestra en 100 g. de suelo orgánico en descanso y convencional.

No. Muestra	Suelo orgánico	Suelo convencional
	No. de esporas	No. de esporas
1	588	742
2	921	550
3	550	524
4	870	691
5	537	640
6	857	236
7	691	563
8	934	665
9	857	320
10	595	716
Media	740	565

En el cuadro número dos se observa los resultados del número de esporas en 100 g. de suelo, orgánico y convencional. En el suelo orgánico en la muestra número ocho se encontró mayor número de esporas con una cantidad de 934.40/100 g. de suelo, siendo la más baja la muestra número cinco con un resultado de 537.60/100 g. de suelo. En el convencional se observa que la muestra número uno es la más alta con 742.40/100 g. y la más baja la número seis con 236.80/100 g. de suelo. Por lo tanto se obtuvo un mayor número de esporas en el suelo orgánico con una media de 740, y en el convencional se obtuvo una media de 565. Es necesario recalcar que en el conteo de esporas se tomaron en cuenta las dañadas, las infectadas y las sanas, sin embargo para la clasificación se estas se seleccionaron las mejores.

Cuadro 3. ANOVA del número de esporas/100 g. de suelo orgánico y convencional.

Análisis de varianza del no. De esporas/100 g. de suelo					
	DF	SS	MS	F	P
Factor	1	153650	153650	5.59	0.029
Error	18	494320	27462		
Total	19	647971			
95% CIs de medias individuales					
	N	Media	Desviación estándar		
orgánico	10	740	162.8		
convencional	10	564.7	168.6		

En el cuadro tres se observa el análisis de varianza del número de esporas encontradas en 100 g. de suelo orgánico en descanso y convencional, del cual se obtiene una $P \leq 0.029$, es decir, el resultado es significativo para el suelo orgánico en descanso, esto indica que se encontró una mayor población de hongos micorrizicos arbúsculares en el suelo orgánico en descanso que en el convencional.

Cuadro 4. Géneros de micorrizas arbúsculares presentes en las muestras de suelo del quelite (*Chenopodium album L.*) en sistema orgánico en descanso y suelo convencional.

Géneros presentes		
No. muestra	Suelo orgánico	Suelo convencional
1	<i>Glomus, Sclerosistis</i>	<i>Glomus</i>
2	<i>Glomus, Gigaspora, Acaulospora</i>	<i>Glomus</i>
3	<i>Glomus, Gigaspora</i>	<i>Glomus, Acaulospora</i>
4	<i>Glomus</i>	<i>Glomus, Acaulospora,</i>
5	<i>Glomus</i>	<i>Glomus</i>
6	<i>Glomus</i>	<i>Glomus, Gigaspora</i>
7	<i>Glomus, Sclerosistis</i>	<i>Glomus, Acaulospora, Sclerosistis</i>
8	<i>Glomus, Gigaspora</i>	<i>Glomus, Sclerosistis</i>
9	<i>Glomus</i>	<i>Glomus</i>
10	<i>Glomus, Acaulospora</i>	<i>Glomus</i>
Total	4	4

En el cuadro cuatro se encuentra los géneros presentes en el suelo orgánico y convencional, en los que se encontraron cuatro géneros, los cuales son; *Glomus*, *Sclerosistis*, *Gigaspora* y *Acaulospora*, destacando la *Glomus* que fue la que se encontró en todas las muestras tanto en el suelo orgánico como en el convencional.

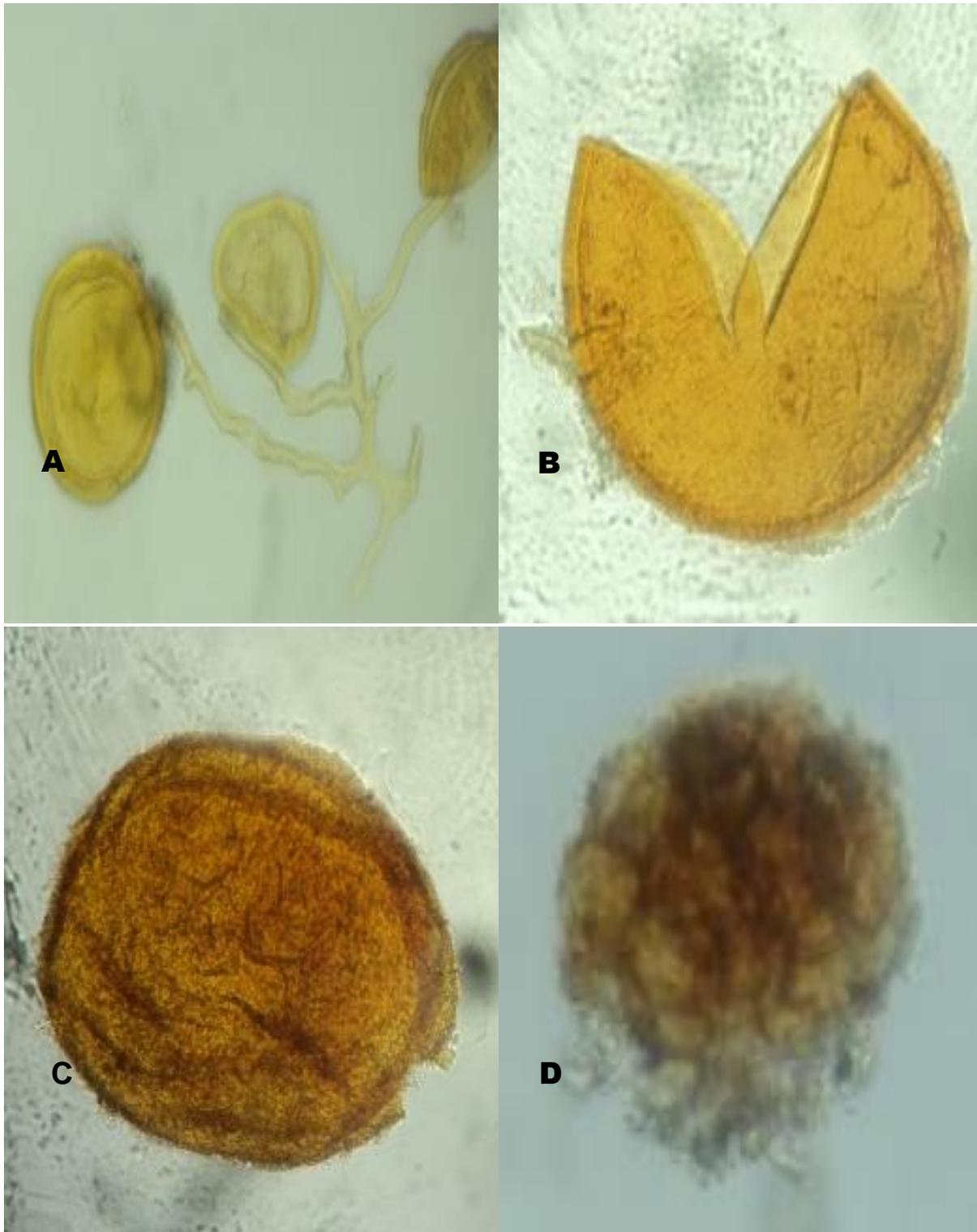


Figura 7. Esporas de micorrizas encontradas en el suelo orgánico en descanso A *Glomus*, B *Gigasporas*, C *Acaulosporas* y D *Sclerosistis*.

En la figura siete se observa los géneros presentes en quelite (*Chenopodium album L.*), en suelo orgánico, siendo la A *Glomus*, B *Gigasporas*, C *Acaulosporas* y D *Sclerosistis*. Destacando el género *Glomus* que fue encontrada en todas las muestras, sin embargo la mayoría de ellas tienen una apariencia dañada. El género más bajo es el *Sclerosistis* encontrándose solamente en una sola muestra y con un bajo número de esporas y la mayoría de ellas dañadas.

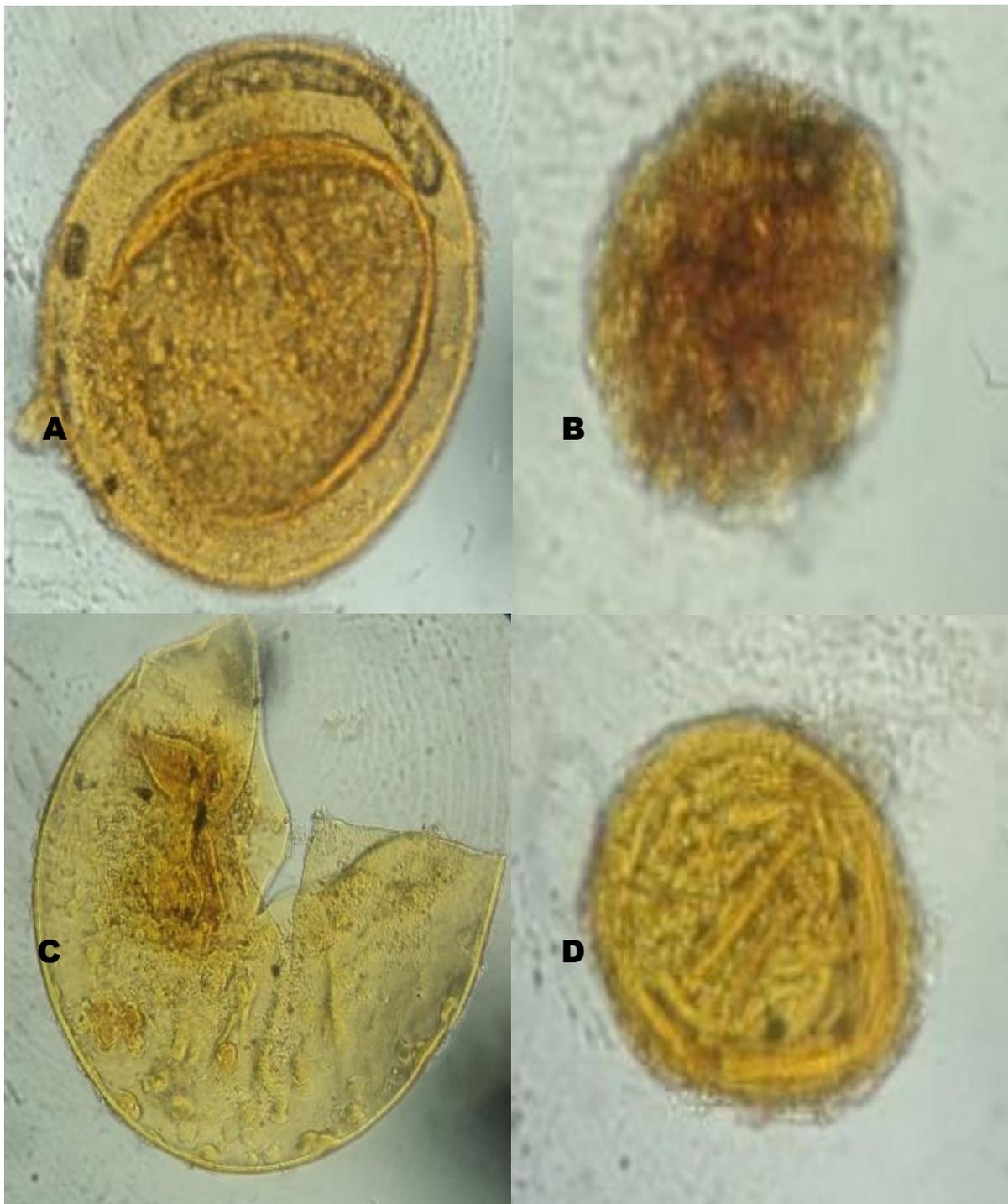


Figura 8. Esporas de micorrizas encontradas en el suelo convencional A *Glomus*, B *Acaulosporas*, C *Gigaspora* y D *Sclerosistis*.

En la figura ocho se observa los géneros presentes en quelite (*Chenopodium album L.*), en suelo convencional, siendo la A *Glomus*, B *Acaulosporas*, C *Gigaspora* y D *Sclerosistis*. Destacando el género *Glomus* que fue encontrada en todas las muestras, sin embargo la mayoría de las esporas de este género presentan un daño muy elevado, y solo pocas tienen una apariencia sana, los géneros *Sclerosistis* y *Acaulospora* son los más bajos encontrándose en tres muestras y con un bajo número de esporas en cada muestra

En la comparación de la figura siete y ocho, se puede observar en los dos tipos de suelos (orgánico y convencional) se encontraron cuatro géneros *Glomus*, *Acaulosporas*, *Gigaspora* y *Sclerosistis*, destacando en los dos tipos de suelo el género *Glomus* que se encontró en toda las muestras, sin embrago la mayoría de las esporas *Glomus* se encontraron dañadas e infectadas, mientras que el género *Sclerosistis* es el más bajo encontrándose en solo dos muestras en el suelo orgánico y en tres muestras en el convencional, y fue el género que obtuvo menos espora.

Cuadro 5. Porcentaje de micorrización, arbusculos, hifas y vesículas en suelo orgánico en descanso.

No. Muestra	% Micorrización	% Arbusculos	% Hifas	% Vesículas
1	76.66	17.39	34.78	47.82
2	56.66	0.00	52.94	47.05
3	73.33	0.00	50.00	50.00
4	40.00	0.00	83.33	16.66
5	36.00	0.00	81.81	18.18
6	20.00	0.00	83.33	16.66
7	23.33	0.00	71.42	28.57
8	6.66	0.00	100.00	0.00
9	20.00	0.00	66.66	33.33
10	3.33	0.00	100.00	0.00

El en cuadro número cinco se encuentra los porcentajes de micorrización de las raíces de las plantas de quelite de suelo orgánico, destacando la muestra número uno con el 76% mientras que la muestra número 10 muestra el resultado más bajo con un 3.33%.

Cuadro 6. Porcentaje de micorrización, arbusculos, hifas y vesículas en suelo convencional

No. Muestra	% Micorrización	% Arbusculos	% Hifas	% Vesículas
1	16.66	0.00	80.00	20.00
2	13.33	0.00	100.00	0.00
3	10.00	0.00	66.66	33.33
4	13.33	25.00	25.00	50.00
5	6.66	0.00	50.00	50.00
6	0.00	0.00	0.00	0.00
7	0.00	0.00	0.00	0.00
8	0.00	0.00	0.00	0.00
9	6.66	0.00	100.00	0.00
10	3.33	0.00	100.00	0.00

En el cuadro número seis se encuentra el porcentaje de micorrización de las raíces de las plantas de quelite en suelo convencional, teniendo el más alto porcentaje la muestra número 11, y el porcentaje más bajo se obtuvo de las muestras, 16, 17, y 18, teniendo un 0.00% de micorrización.

Cuadro 7. Comparación del porcentaje de micorrización del suelo orgánico en descanso y convencional

No. muestra	Porcentaje de micorrización	
	Suelo orgánico en descanso	Suelo convencional
1	76.66	16.66
2	56.66	13.33
3	73.33	10.00
4	40.00	13.33
5	36.00	6.66
6	20.00	0.00
7	23.33	0.00
8	6.66	0.00
9	20.00	6.66
10	3.33	3.33

En la comparación de los cuadros siete se puede observar que los mayores porcentajes de micorrización se obtuvieron de las raíces de suelo orgánico, con valores mayores de 30% encontrándose un mayor porcentaje de hifas y arbusculos. Mientras que en el convencional los valores del porcentaje de micorrización no superan el 20% siendo muy notoria la ausencia de las vesículas.

Cuadro 8. Análisis de varianza del porcentaje de micorrización del suelo orgánico en descanso y convencional.

Análisis de varianza del % de micorrización					
	DF	SS	MS	F	P
Factor	1	0.5409	0.5409	13.04	0.002
Error	20	0.8294	0.0415		
Total	21	1.3703			
95% CIs de medias individuales					
	N	Media	Desviación estándar		
Orgánico	10	1.1891	0.0571		
Convencional	12	1.504	0.297		

En el cuadro ocho se observa el análisis de varianza del porcentaje de micorrización del suelo orgánico en descanso y convencional el cual dio como resultado $P \leq 0.002$ es decir, altamente significativo, esto quiere decir que el suelo orgánico en descanso se encuentra un mayor porcentaje de micorrización en las raíces del quelite que en el convencional.

Cuadro 9. Análisis físico-químico de suelo orgánico en descanso y convencional.

Descripción de muestras	Suelo orgánico	Suelo convencional	Rango Óptimo
Propiedades físicas			
Textura	Mig. Arenoso	Mig. Arenoso	
Arena %	60.00	62.00	
Limo %	28.00	28.00	
Arcilla Total %	12.00	13.00	
Cap. Intercamb. Cationico meq/100g	18.00	20.00	25.0 - 50.0
Capacidad de campo %	31.02	31.05	
Punto de marchitez permanente %	16.95	16.97	
Porcentaje de saturación %	53.00	51.00	< 50.0
Infiltración básica del agua cm/hr	2.98	3.05	>3.05
Densidad aparente	1.296	1.299	> 1.2
PROPIEDADES QUIMICAS			
pH (Disolución 1:1)	7.97 MA	8.06 MA	6.5 - 7.5
Materia orgánica %	1.42 P	0.53 P	> 3.0
Nitratos de nitrógeno (N-N03) p.p.m.	15.70 M	5.20 B	> 30.0
Fosforo disponible (P) p.p.m.	29.80 M	4.10 B	> 30.0
Carbonatos Totales (CaCO ₃) %	14.95 M	16.45 A	< 15.0
Potasio (K) p.p.m.	211.0 A	193.0 A	> 170.0
Hierro (Fe) p.p.m.	2.02	1.85	2.5 - 4.5
Cobre (Cu) p.p.m.	0.44	0.53	0.88

Cuadro 9. 1. Continuación.

Descripción de muestras	orgánico	convencional	Óptimo
Manganeso (Mn) p.p.m.	2.96	2.78	1.0 - 2.5
SALINIDAD: (En Extracto de Saturación)			
pH	8.04 MA	8.18 MA	6.5 - 7.5
Conductividad Elèctrica (mScm-1)	2.60 LS	0.74 NS	2.0 - 8.0
Cationes Solubles: Calcio meq/Lto	16.58	4.17	
Magnesio meq/Lto.	1.05	0.39	
Sodio meq/Lto.	8.08	2.57	
Potasio meq/Lto.	0.91	0.86	
Suma de Cationes Solubles meq/Lto.	26.62	7.99	
Aniones Solubles: Carbonatos meq/Lto.	0.27	0.27	
Bicarbonatos meq/Lto.	5.79	3.55	
Cloruros meq/Lto.	10.12	1.10	
Sulfatos meq/Lto.	9.26	2.24	
Suma de Aniones Solubles meq/Lto,	25.44	7.16	
Relaciòn de Adsorciòn de Sodio (RAS)	2.72	1.70	< 5.0
Porciento de Sodio Intercambiable (PSI)	2.68	1.23	< 10.0

En el cuadro nueve se puede observar el resultado del análisis físico-químico del suelo orgánico y convencional los cuales son medianamente alcalinos, ligeramente salinos, no sódicos. Su nivel de nitratos de Nitrógeno y de Fósforo es medio en el caso del suelo orgánico y bajo en el convencional. Ambos tienen una

textura migajón arenoso: Contiene mucha arena, pero suficiente limo y arcilla, granuloso al tacto; si se le aprieta cuando está húmedo forma una masa que soporta el manejo cuidadoso sin romperse. Son suelos calcáreos, con un nivel de Potasio alto, y pobre en materia orgánica, sin embargo el suelo orgánico tiene mayor porcentaje de materia orgánica. Cabe destacar que el suelo orgánico es mejor en cuanto a sus propiedades físico-químicas.

V.-DISCUSIÓN

La hipótesis de este estudio es que el quelite presenta una mayor diversidad y porcentaje de micorrización en el suelo orgánico, que en el suelo convencional debido al manejo y se cumple satisfactoriamente, lo cual se comprueba con los resultados obtenidos de la diversidad de los HMA del suelo orgánico en descanso al igual que el porcentaje de micorrización. Otra de las hipótesis de la hipótesis fue el manejo del suelo, que repercute en la diversidad de los HMA y en el porcentaje de micorrización. Los resultados del análisis físico-químico que se realizó de ambos suelos arrojan que el suelo orgánico en descanso tiene mejores propiedades químicas (M.O., N, P, K, Fe y Cu), cabe mencionar que este suelo es orgánico en descanso, es decir, no se utilizan productos químicos, ni maquinaria pesada. Este estudio se llevó a cabo en el mes de octubre con plantas de quelite (*Chenopodium album L.*), en suelo orgánico en descanso y convencional, las plantas estudiadas contenían inflorescencia, se estudiaron 20 muestras de suelo, para comprobar si el quelite actuaba como una planta hospedera de los HMA.

En los resultados obtenidos se presentó mayor diversidad de HMA en el suelo orgánico en descanso, sin embargo se obtuvo misma diversidad de géneros en ambos suelos, se encontraron cuatro géneros (*Glomus*, *Gigasporas*, *Acaulosporas* y *Sclerosistis*). Este resultado es similar a los de Valeria Rinaudo et al, (2009), en un estudio realizado con girasol en asociación con el quelite para suprimir malezas. Este arvense presentó un porcentaje de esporas alto, con

diferentes géneros como *Gigasporas* y *Glomus*, lo cual apunta a que el quelite es una buena opción para utilizarlo como barreras vivas en cultivos agrícolas por su capacidad de hospedar poblaciones de micorrizas, para suprimir malezas. Como bien sabemos las micorrizas aportan una serie de beneficio, tales como la mejora de la adquisición de nutrientes de poca movilidad y la resistencia a los patógenos y al estrés abiótico (Smith y Read, 2008; Giovannetti *et al.*, 2010). Esta planta puede ser utilizada para proteger al cultivo contra insectos plaga (barreras vivas) y al mismo tiempo favorecer las condiciones bióticas y abióticas del cultivo (hospedera de micorrizas).

En cuanto a la dominancia de género, de las 20 muestras trabajadas el género que predominó fue el *Glomus* con el mayor porcentaje y *Sclerosistis* el más bajo, estos resultados apoyan lo que dice López-Ráez y Pozo (2013), los suelos contaminados con productos químicos parecen contener sólo esporas del género *Glomus*, especialmente en los suelos bajo estrés, mientras que otros tienen una diversidad de géneros. Se ha demostrado que las especies *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora* esporas son más abundantes en los sistemas orgánicos. Estos géneros fueron encontrados en ambos suelos, al igual que en un trabajo realizado en Temuco Chile en el 2004 (Castillo *et al.*, 2004) se trabajó con HMA en un ultisol con fertilización orgánica y química, en cuanto a la diversidad de géneros se encontró el *Glomus* con mayor dominio sobre los demás, le sigue la *Gigaspora* y *Sclerosistis*, en el porcentaje de micorrización, se obtuvieron diferencias significativas, teniendo los mejores resultados en los suelos fertilizados orgánicamente, con un mayor porcentaje de micorrizas, siendo muy

notoria la presencia de hifas y vesículas. Este resultado es similar al de esta investigación donde se obtuvo un resultado altamente significativo en el suelo orgánico con presencia de hifas y vesículas. Mientras que en el convencional se hizo muy notoria la ausencia de las vesículas.

Un estudio realizado con el cultivo del trigo y la diversidad de micorrizas tomando en cuenta los efectos de labranza, en La Plata Argentina, en el año 2002 (Schalamuk *et al.*, 202), encontraron mayor diversidad de géneros micorrizicos en el suelo orgánico que en el convencional. Este resultado es similar los de este estudio, recalcando que en este trabajo se encontró la misma diversidad de géneros en ambos suelos sin embargo el orgánico presento un mayor número de esporas, mientras que el convencional presento esporas con la estructura dañada, esto apoya a lo que dice Yoshimura, et al, (2013) las prácticas agrícolas como la labranza y la fertilización pueden afectar la estructura de las comunidades de HMA; puede reducir tanto la densidad de esporas de HMA.

En un estudio realizado en los municipios de Corozal y Tolú, Colombia sobre la diversidad de micorrizas en agroecosistemas de pasturas en, el 2012, (Pérez *et al.*, 2012), se encontró que los suelos eran muy salinos además de estar compactados por la actividad ganadera, sin embargo encontraron los géneros *Glomus* y *Gigasporas*, además de un buen porcentaje de micorrización en las raíces, estos resultados coinciden con los de este estudio, en ambos suelos se encontraron géneros *Glomus* y *Gigaspora*, además de *Acaulospora* y *Sclerosistis*, en cuanto al porcentaje de micorrización se encontraron porcentajes bajos siendo

más notorio en el convencional por la ausencia de arbusculos e hifas, cabe recalcar que estos suelos son utilizados únicamente para la actividad agrícola y son ligeramente salinos .

Además en un estudio realizado en el 2010 con arvenses asociados a cultivos como maíz, en suelo convencional, por Ramos-Zapata y colaboradores (Ramos-Zapata, *et al.*, 2010), encontraron que el número de hongos micorrizicos disminuyeron en un 50% debido a la excesiva aplicación de insecticidas, fosfato soluble y nitrógeno, este resultado es similar a lo que se obtuvo en el suelo convencional con un bajo número de esporas y la mayoría de ellas se encontraron demasiado dañadas e infectadas, los mejores resultados los obtuvimos del suelo orgánico por lo cual esta investigación apoya el hecho que menciona que la agricultura de bajos insumos que implica la rotación de cultivos, proporciona mejores condiciones para preservar la diversidad de los HMA (Robinson-Boyer *et al.*, 2009).

Es recomendable realizar más estudios sobre la asociación de arvenses hortícolas con los HMA, de la misma manera para los nutrientes de los suelos destinados para cultivos antes de aplicar fertilizantes químicos y plaguicidas, debido a que el exceso de estos productos tiene una influencia negativa sobre las poblaciones de micorrizas, afectando la asociación hongo-planta y con esto los beneficios que le aporta al cultivo y al suelo. Además que se ha demostrado que el quelite es reservorio de micorrizas y es capaz de suprimir arvenses, se debería de utilizar como barreras vivas en cultivos agrícolas.

VI.-CONCLUSIÓN

En este estudio el suelo orgánico en descanso presentó mayor diversidad de especie encontrándose cuatro géneros (*Glomus*, *Gigasporas*, *Acaulosporas* y *Sclerosistis*).

El suelo orgánico en descanso obtuvo mayor número de esporas y porcentaje de micorrización.

En cuanto al análisis físico-químico el suelo orgánico en descanso presentó mejores resultados de materia orgánica (M.O), nitrógeno (N), fosforo (P), potasio (K), fierro (Fe) y cobre (Cu).

VII.-REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Albino-García, C., H., M. Cervantes, L. López y R. Ríos-Casanova 2011. Patrones de diversidad y aspectos etnobotánicos de las plantas arvenses del valle de Tehuacán-Cuicatlán: el caso de San Rafael, municipio de Coxcatlán, Puebla." " Biodiversidad.
- Alguacil, M. M., A. Roldán y M. P. Torres 2009. "Complexity of Semiarid Gypsophilous Shrub Communities Mediates the AMF Biodiversity at the Plant Species Level." *Microbial Ecology* 57: 718-727.
- Andrade-Torres, A. 2010. "Micorrizas: antigua interacción entre plantas y hongos."
- Cameron, D. 2010. "Arbuscular mycorrhizal fungi as (agro)ecosystem engineers." *Plant and Soil* 333: 1-5.
- Carballar-Hernández, S., F. J. Palma-Cruz, L. Hernández-Cuevas y C. Robles 2013. "Arbuscular mycorrhizal potential and mycorrhizal fungi diversity associated with *Agave potatorum* Zucc. in Oaxaca, Mexico." *Ecological Research* 28: 217-226.
- Castillo, R., R. Rubio, N. Contreras y F. Borie 2004. "Hongos micorrizógenos arbusculares en un ultisol de la ix región fertilizado orgánicamente " *Suelo y Nutrición Vegetal* 2: 39-47.
- Castro-Lara, D., R. Bye-Boettler, F. Basurto-Peña, M. F. Mera-Ovando, J. Rodríguez-Servín, J. Álvarez-Vega, J. Morales de León y A. Caballero-Roque 2005. "Revalorización, conservación y evaluación de quelites." 0.
- Castro-Lara, D., R. Bye-Boettler, F. Basurto-Peña, M. F. Mera-Ovando, J. Rodríguez-Servín, J. Álvarez-Vega, J. Morales de León y A. Caballero-Roque 2007. "Revalorización, conservación y evaluación de quelites." *Agroproductividad* 0.
- CESAVEG 2007. "Manejo integrado de malezas." 1-24.
- Cimmino, A., A. Andolfi, M. C. Zonno, F. Avolio, A. Berestetskiy, M. Vurro y A. Evidente 2013. "Chenopodolans A-C: phytotoxic furocoumarins produced by *Phoma chenopodiicola*, a fungal pathogen of *Chenopodium album*." *Phytochemistry* 96: 208-13.
- CONABIO 2012. "Historias de familias de quelite." Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.
- Cordoba-Goana, O., M. Londoño-Zuluaga y A. Saldarriaga-Czardona 2011. "Problemas fitosanitarios que provocan los arvenses asociados a cultivos." Centro de Investigación La Selva Rionegro, Antioquia, Colombia.
- Corpoica 1998. "Micorriza vesículo arbúscular (mva) recursos microbiológicos para el desarrollar una agricultura sostenible."
- Chávez-Suárez, L. 2011. "La selección de variedades tolerantes. Una alternativa para la rehabilitación de suelos afectados por la salinidad." 15.

- Choi, Y. J., S. Danielsen, M. Lubeck, S. B. Hong, R. Delhey y H. D. Shin 2010. "Morphological and molecular characterization of the causal agent of downy mildew on Quinoa (*Chenopodium quinoa*)." *Mycopathologia* 169: 403-12.
- Daisog, H., C. Sbrana, C. Cristani, A.-C. Moonen, M. Giovannetti y P. Bàrberi 2012. "Arbuscular mycorrhizal fungi shift competitive relationships among crop and weed species." *Plant and Soil* 353: 395-408.
- Eom, A. H., D. C. Hartnett y G. W. T. Wilson 2000. "Host plant species effects on arbuscular mycorrhizal fungal communities in tallgrass prairie." *Oecologia* 122: 435-444.
- Facelli, E., S. E. Smith, J. M. Facelli, H. M. Christophersen y F. Andrew Smith 2010. "Underground friends or enemies: model plants help to unravel direct and indirect effects of arbuscular mycorrhizal fungi on plant competition." *New Phytologist* 185: 1050-1061.
- FAO 2004. "Procedimientos para la evaluación de los riesgos ecológicos de los cultivos resistentes a herbicidas e insectos con énfasis en problemas de malezas.": 23.
- Futai, K., T. Taniguchi y R. Kataoka (2008). *Ectomycorrhizae and Their Importance in Forest Ecosystems. Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry*. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 241-285.
- Gerdemann, J. W. y T. H. Nicolson 1963. "Spores of mycorrhizal Endogene species extracted from soil by wet sieving and decanting." *Transaction of the British Mycological Society*: 46:234-244.
- Gerdemann, J. W. y J. Trappe 1974. "The endogonaceae in the pacific northwest."
- Giasson, P., A. Karam y A. Jaouich (2008). *Arbuscular Mycorrhizae and Alleviation of Soil Stresses on Plant Growth. Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry*. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 99-134.
- Giovannetti, M., L. Avio y C. Sbrana (2010). *Fungal Spore Germination and Pre-symbiotic Mycelial Growth – Physiological and Genetic Aspects. Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. H. Koltai and Y. Kapulnik, Springer Netherlands: 3-32.
- Gollotte, A., D. Tuinen y D. Atkinson 2004. "Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonising roots of the grass species *Agrostis capillaris* and *Lolium perenne* in a field experiment." *Mycorrhiza* 14: 111-117.
- Harrison, J. 1998. "Development of the arbuscular mycorrhizal symbiosis." *Plant-Biology* 1.
- Hincapié, E. y L. Salazar 2005. "Las arvenses y su manejo en los cafetales." 5.
- INEGI 2009. "Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. Torreón, Coahuila de Zaragoza."
- INIFAP 2002. "Control químico de malezas en tierras de pastoreo." 1-27.
- Javid, A. (2011). *Importance of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Phytoremediation of Heavy Metal Contaminated Soils. Biomanagement of Metal-Contaminated Soils*. M. S. Khan, A. Zaidi, R. Goel and J. Musarrat, Springer Netherlands. 20: 125-141.
- Jayachandran, K. y J. Fisher (2008). *Arbuscular Mycorrhizae and Their Role in Plant Restoration in Native Ecosystems. Mycorrhizae: Sustainable*

- Agriculture and Forestry. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 195-209.
- Kaminskyj, S. W. (2008). Effective and Flexible Methods for Visualizing and Quantifying Endorhizal Fungi. Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 337-349.
- Kilian, H. G., M. Kazda, F. Kiraly, D. Kaufmann, R. Kemkemer y D. Bartkowiak 2010. "On the structure-bounded growth processes in plant populations." *Cell Biochem Biophys* 57: 87-100.
- Koide, R. (2010). Mycorrhizal Symbiosis and Plant Reproduction. Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function. H. Koltai and Y. Kapulnik, Springer Netherlands: 297-320.
- Kumar, S., S. Biswas, S. Banerjee y N. B. Mondal 2011. "Evaluation of safety margins of Chenopodium album seed decoction: 14-day subacute toxicity and microbicidal activity studies." *Reprod Biol Endocrinol* 9: 102.
- Lingua, G., E. Gamalero, A. Fusconi, P. Lemanceau y G. Berta (2008). Colonization of Plant Roots by Pseudomonads and AM Fungi: A Dynamic Phenomenon, Affecting Plant Growth and Health. Mycorrhiza. A. Varma, Springer Berlin Heidelberg: 601-626.
- López-Ráez, J. y M. Pozo (2013). Chemical Signalling in the Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis: Biotechnological Applications. Symbiotic Endophytes. R. Aroca, Springer Berlin Heidelberg. 37: 215-232.
- Masaro, R. 2010. "Criterio para la aplicación de herbicidas en barbechos químicos." 71-78.
- Miransari, M. (2013). Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Uptake of Nutrients. Symbiotic Endophytes. R. Aroca, Springer Berlin Heidelberg. 37: 253-270.
- Moogouei, R., M. Borghei y R. Arjmandi 2011. "Phytoremediation of stable Cs from solutions by Calendula alata, Amaranthus chlorostachys and Chenopodium album." *Ecotoxicol Environ Saf* 74: 2036-9.
- Neumann, E. y E. George (2010). Nutrient Uptake: The Arbuscular Mycorrhiza Fungal Symbiosis as a Plant Nutrient Acquisition Strategy. Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function. H. Koltai and Y. Kapulnik, Springer Netherlands: 137-167.
- Nichols, K. (2008). Indirect Contributions of AM Fungi and Soil Aggregation to Plant Growth and Protection. Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 177-194.
- Oehl, F., G. A. Da silva, I. Sánchez-Castro, B. T. Goto, L. C. Maia, H. E. Vieira, J. M. Barea, E. Sieverding y J. Palenzuela 2011. "Revision of Glomeromycetes with entrophosporoid and glomoid spore formation with three new genera." *117*: 297-316.
- Ormeño, N. 2007. "Control químico de malezas en tomates." INIA.
- Ortega-Larrocea Mdel, P., B. Xoconostle-Cazares, I. E. Maldonado-Mendoza, R. Carrillo-Gonzalez, J. Hernandez-Hernandez, M. D. Garduno, M. Lopez-Meyer, L. Gomez-Flores y C. Gonzalez-Chavez Mdel 2010. "Plant and fungal biodiversity from metal mine wastes under remediation at Zimapán, Hidalgo, Mexico." *Environ Pollut* 158: 1922-31.

- Panwar, J., R. S. Yadav, B. K. Yadav y J. C. Tarafdar (2008). Arbuscular Mycorrhizae: A Dynamic Microsymbiont for Sustainable Agriculture. Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 159-176.
- Parniske, M. 2008. "Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses." *Nature Reviews. Microbiology* 6: 763-775.
- Peréz, C., D. Espita, M. Martínez y A. Edwin 2012. "Diversidad de micorrizas arbusculares en agroecosistemas de pastura del departamento de sucre." *Colombiana Ciencia-Animal* 2: 333-343.
- Phillips, J. M. y D. S. Hayman 1970. "Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection." *Transaction of the British Mycological Society*: 55:158-160.
- Phillips, R. P., E. Brzostek y M. G. Midgley 2013. "The mycorrhizal-associated nutrient economy: a new framework for predicting carbon-nutrient couplings in temperate forests." *New Phytol* 199: 41-51.
- Prasad, R., H. Pham, R. Kumari, A. Singh, V. Yadav, M. Sachdev, A. Garg, T. Peskan, S. Hehl, I. Sherameti, R. Oelmüller y A. Varma (2005). *Sebacinaceae: Culturable Mycorrhiza-Like Endosymbiotic Fungi and Their Interaction with Non-Transformed and Transformed Roots*. In Vitro Culture of Mycorrhizas. S. Declerck, J. A. Fortin and D.-G. Strullu, Springer Berlin Heidelberg. 4: 291-312.
- Quoreshi, A. (2008). The Use of Mycorrhizal Biotechnology in Restoration of Disturbed Ecosystem. Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 303-320.
- Ramos-Zapata, J., M. Campos-Navarrete, V. Parra-Tabla, L. Abdala-Roberts y J. Navarro-Alberto 2010. "Genetic variation in the response of the weed *Ruellia nudiflora* (Acanthaceae) to arbuscular mycorrhizal fungi." *Mycorrhiza* 20: 275-280.
- Ramos-Zapata, J., D. Marrufo-Zapata, P. Guadarrama, L. Carrillo-Sánchez, L. Hernández-Cuevas y A. Caamal-Maldonado 2012. "Impact of weed control on arbuscular mycorrhizal fungi in a tropical agroecosystem: a long-term experiment." *Mycorrhiza* 22: 653-661.
- Redecker, D. y P. Raab 1978. "Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers."
- Redecker, D., J. B. Morton y T. D. Bruns 1999. "Molecular phylogeny of the arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus sinuosum* and *sclerocystis coremioides*." *mycologia* 2: 2000.
- Rinaudo, V., P. Barberi, M. Giovannetti y M. G. A. Van der Herijden 2009. "Mycorrhizal fungi suppress aggressive agricultural weeds." *Plant and Soil* 333: 7-20.
- Robinson-Boyer, L., I. Grzyb y P. Jeffries 2009. "Shifting the balance from qualitative to quantitative analysis of arbuscular mycorrhizal communities in field soils." *Fungal Ecology* 2: 1-9.
- Robinson, T. M. y K. L. Gross 2010. "The impact of altered precipitation variability on annual weed species." *Am J Bot* 97: 1625-9.
- Rodríguez-Lagrecá, J. 2003. "ecofisiología de malezas."

- Ruiz-Cancino, E. y J. Coronada-Blanca 2007. "Control de plagas y malezas por enemigos naturales." Forest health technology enterprise team 2.
- Ruiz-Lozano, J. M. 2003. "Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies." *Mycorrhiza* 13: 309-17.
- Ryan, M. y M. Tibbett (2008). The Role of Arbuscular Mycorrhizas in Organic Farming. Organic Crop Production – Ambitions and Limitations. H. Kirchmann and L. Bergström, Springer Netherlands: 189-229.
- Sánchez-Garita, V. 2002. "Control biológico de malezas." *Manejo integrado de plagas y agroecología* 2: 116-117.
- Sánchez, D. P. M. y A. R. Posada 2010. "Metodologías básicas para el trabajo con micorrizas arbusculares y hongos formadores de micorriza arbuscular." Sede Palmira, Universidad Nacional de Colombia.
- Schalamuk, S., S. Velázquez, H. Chidichimo y M. Cabello 202. "Diversidad de esporas de hongos micorrizas arbusculares asociados con trigo de primavera: los efectos de la labranza." *Plant Biol (Stuttg)* 4: 4-14.
- Siddiqui, Z. y J. Pichtel (2008). Mycorrhizae: An Overview. Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar and K. Futai, Springer Netherlands: 1-35.
- Silva, G., A., L. C. Maia y S. L. Sturmer 2005. "A dichotomous key to scutellospora species (Gigasporaceae, Glomeromycota) using morphological characters." *Mycologia* 94: 293-301.
- Smith, S. y D. Read (2008). Mycorrhizal symbiosis. Amsterdam, Academic Press.
- Turnau, K., P. Ryszka y G. Wojtczak (2010). Metal Tolerant Mycorrhizal Plants: A Review from the Perspective on Industrial Waste in Temperate Region. Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function. H. Koltai and Y. Kapulnik, Springer Netherlands: 257-276.
- Vanaga, I., Z. Mintale y O. Smirnova 2010. "Dominant species of dicot-weeds and weed biodiversity in spring barley in Latvia." *Commun Agric Appl Biol Sci* 75: 119-27.
- Varun, M., R. D'Souza, J. Pratas y M. S. Paul 2012. "Metal contamination of soils and plants associated with the glass industry in North Central India: prospects of phytoremediation." *Environ Sci Pollut Res Int* 19: 269-81.
- Velazquez, M. S., M. N. Cabello y M. Barrera 2013. "Composition and structure of arbuscular-mycorrhizal communities in El Palmar National Park, Argentina." *Mycologia* 105: 509-20.
- Venkateshwaran, M., J. D. Volkening, M. R. Sussman y J. M. Ane 2013. "Symbiosis and the social network of higher plants." *Curr Opin Plant Biol* 16: 118-27.
- Walker, C., C. W. Mize y J. H. S. McNabb 1982. "Populations of endogonaceous fungi at two locations in central Iowa." *Canadian Journal of Botany*: 60:2518-2529.
- Yamato, M. 2004. "Morphological types of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of weeds on vacant land." *Mycorrhiza* 14: 127-131.
- Yoshimura, Y., A. Ido, T. Matsumoto y M. Yamato 2013. "Communities of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in *Pyrus pyrifolia* var. *culta* (Japanese pear) and an Understory Herbaceous Plant *Plantago asiatica*." *Microbes Environ*.

