

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Evaluación de la producción y calidad de girasol (*Helianthus annuus* L.) de corte
inoculada con *Rizophagus intraradices*

Por:

Neri Fabiola Morales Morales

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Torreón, Coahuila, México
Diciembre de 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Evaluación de la producción y calidad de girasol (*Helianthus annuus* L.) de corte
inoculada con *Rizophagus intraradices*

Por:

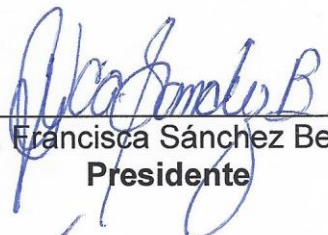
Neri Fabiola Morales Morales

TESIS

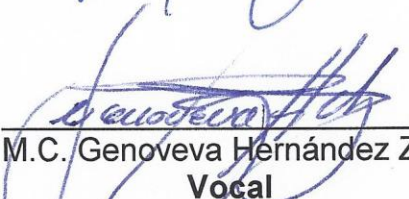
Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial
para obtener el título de:

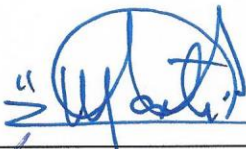
INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por:


M.C. Francisca Sánchez Bernal
Presidente


Ing. Juan Manuel Nava Santos
Vocal


M.C. Genoveva Hernández Zamudio
Vocal


M.E. Víctor Martínez Cueto
Vocal Suplente


Dr. Isaías de la Cruz Alvarez
Coordinador Interino de la División de Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México
Diciembre de 2019



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRÓNOMICAS

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Evaluación de la producción y calidad de girasol (*Helianthus annuus* L.) de corte
inoculada con *Rizophagus intraradices*

Por:

Neri Fabiola Morales Morales

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité de Asesoría:


M.C. Francisca Sánchez Bernal
Asesor Principal


Ing. Juan Manuel Nava Santos
Coasesor


M.C. Genoveva Hernández Zamudio
Coasesor


Dr. Isaías de la Cruz Álvarez
Coordinador Interino de la División de Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México
Diciembre de 2019



AGRADECIMIENTOS

A DIOS: por permitir que llegue a este momento de vida y terminar este proyecto en la cual es un gran paso. Te agradezco porque me has llenado de bendiciones durante toda mi vida, por tu infinito amor y por tu infinita sabiduría. Gracias por no darme todo lo que te pido, pero por darme lo que tú consideras apropiado para mí. Por brindarme la oportunidad de lograr un sueño personal, porque este sueño hecho realidad fue por ti mi Dios “TE AMO” porque sin ti nada soy.

A MIS PADRES: Fernando Morales Vázquez y Lidia Morales Velázquez. Porque gracias a su cariño, guía y apoyo he llegado a realizar unos de mis anhelos más grande de mi vida fruto del inmenso apoyo, amor y confianza que en mi se depositó. Sabiendo que jamás existirá una forma de agradecer toda una vida de lucha, sacrificio y esfuerzo constante. Solo quiero que sepan que el objetivo logrado, también es suyo y que la fuerza que me ayudo a conseguirlo fue su incondicional apoyo. Su forma de luchar, fue mi ideal, su sacrificio y su esfuerzo. He logrado terminar mis estudios que constituyen el legado más grande que pudiera recibir y por el cual les viviré eternamente agradecida. “LOS AMO con todo el corazón” Gracias por todo.

A MIS HERMANITOS (AS): Rosa Isela Morales Morales, Luis Fernando Morales Morales, Adrián Morales Morales, Emelin Morales Morales, Carlos Morales Morales y María Fernanda Morales Morales. Fueron mi fuerza, inspiración y motor de lucha para poder superarme cada día. Gracias por estar conmigo siempre. Los quiero mucho.

A MIS ABUELITOS: Joaquín Morales Díaz, Zoila Neri Vázquez Velázquez y Ofelia Velázquez. Muchas gracias por sus palabras, consejos que me brindaban día a día para seguir adelante. Por cuidarme y apoyarme en momentos que los necesitabas, le doy gracias a Dios por tener unos abuelos como ustedes, los quiero mucho, gracias por todo.

A MIS FAMILIARES: a todos y cada uno que integra mi familia (tíos, tías, primos, primas) agradezco a Dios por haberme otorgado una familia, quienes han creído en mí. Dándome ejemplo de superación, humildad y sacrificio; enseñándome a valorar todo lo que tengo. Muchas gracias por todo, les agradezco infinitamente.

A MIS AMIGOS: Yuridia Gálvez Bravo, Emmanuel verdugo García, Santiago cárdenas, Lucia González Marroquín, Patricia Araceli Calvo Maldonado, Dulce Guadalupe Rodríguez García. Muchas gracias por estar siempre a mi lado, principalmente Yuridia y Emmanuel muchas gracias por sus consejos y por apoyarme siempre, cuando pasaba por cosas personales, que en las cuales me desanimaba, siempre estaban conmigo nunca me abandonaron, les agradezco de todo corazón y a mis compañeros de clases, gracias por brindarme su apoyo en esta estancia.

A MI ALMA TERRA MATER: por brindarme el acceso de ser parte de ella, por permitir la adquisición a los conocimientos básicos en el trayecto como estudiante y darme todo lo necesario para contribuir a mi formación como profesionalista.

DEDICATORIAS

A DIOS: dedico esta obra a Dios por permitirme tener vida, salud y poder realizar unos de mis sueños. Por darme siempre las fuerzas para continuar en lo adverso. Por guiarme en el sendero de lo sensato y darme sabiduría en las situaciones difíciles.

A MIS PADRES: Fernando Morales Vázquez y Lidia Morales Velázquez. Les dedico esta tesis, con todo mi amor y cariño, por su sacrificio y es fuerza. Por creer en mi capacidad, aunque hemos pasado momentos difíciles, siempre me apoyaron incondicionalmente en la parte moral y económica. Siempre han estado brindándome su comprensión, cariño y amor.

A MIS TÍOS(AS) Y ABUELITOS (AS): Que siempre han formado una parte muy importante dentro de mi vida, siempre me han acompañado sin importar el contexto, por apoyarme, brindándome su amistad y comprensión que me han dado, el ejemplo de que todo es posible sin importar las condiciones.

A MIS HERMANOS (AS): por ser parte de mi vida por ayudarme a creer y madurar junto con ellos.

GRACIAS A TODOS.

RESUMEN

Un biofertilizante es una sustancia que contiene microorganismos vivos que cuando se aplica a semillas, plantas o suelo, coloniza la rizósfera o el interior de las plantas y promueve el crecimiento de las plantas al aumentar el suministro de nutrientes a la planta. La utilización del girasol como ornamental no es nueva, cuando se introdujo en Europa procedente de América, de donde es originaria, su primer uso fue el de planta ornamental en los jardines de la época. Su tamaño y la hermosura notable del capítulo determinaron que esta planta fuese muy apreciada. El objetivo del trabajo fue evaluar porcentajes de micorrizas inoculadas al suelo en el cultivo de girasol de corte, bajo un diseño experimental de bloques al azar con cuatro tratamientos y cinco repeticiones. Los tratamientos evaluados fueron, T1-Testigo (Sin micorrizas), T2-100% micorriza, T3-80% micorriza, T4-60% micorriza de acuerdo a dosis recomendada en el producto. Las variables evaluadas fueron, altura de la planta, diámetro de flor, diámetro del tallo, peso fresco, biomasa, vida de floreo, porcentaje de micorrización. De acuerdo con los resultados del análisis estadístico, la variable que presentó diferencia significativa, entre tratamientos fue diámetro de flor. El mayor diámetro de flor correspondió al tratamiento 3 (80% de micorriza) con un diámetro de 18.66 cm. Para las variables Altura de planta, Diámetro del tallo, Vida de florero y peso seco de acuerdo al análisis estadístico, no presentaron diferencia significativa entre tratamientos. Es importante señalar que para la variable altura de planta, no se encontró diferencia significativa entre tratamientos, pero se obtuvo una longitud de tallos de acuerdo a las normas de calidad del girasol, teniendo un promedio general de 109.11 cm.

Palabras claves: Girasol de corte (*Helianthus annuus* L.), Biofertilizante, Micorriza (*Rizophagus intraradices*), Calidad, Vida de florero.

ABSTRACT

A biofertilizer is a substance that contains live microorganisms that when applied to seeds, plants or soil, colonizes the rhizosphere or the interior of the plants and promotes the growth of the plants by increasing the supply of nutrients to the plant. The use of sunflower as an ornamental is not new, when it was introduced in Europe from America, where it originated, its first use was that of an ornamental plant in the gardens of the time. Its size and the remarkable beauty of the chapter determined that this plant was much appreciated. The objective of the work was to evaluate percentages of mycorrhizae inoculated to the soil in the cultivation of cut sunflower, under an experimental design of randomized blocks with four treatments and five repetitions. The treatments evaluated were T1-Witness (Without mycorrhizae), T2-100% mycorrhizae, T3-80% mycorrhizae, T4-60% mycorrhizae according to the dose recommended in the product. The variables evaluated were, plant height, flower diameter, stem diameter, fresh weight, biomass, flowering life, mycorrhization percentage. According to the results of the statistical analysis, the variable that presents a significant difference between treatments was: flower diameter. The largest flower diameter corresponds to treatment 3 (80% mycorrhiza) with a diameter of 18.66 cm. For the variables Plant height, Stem diameter, Vase life and dry weight according to statistical analysis, without significant differentiation between treatments. It is important to note that for the variable plant height, there is no significant difference between treatments, but a length is obtained in accordance with sunflower quality standards, having a general average of 109.11 cm.

Keywords: Cut sunflower (*Helianthus annuus* L.), biofertilizer, mycorrhiza (*Rizophagus intraradices*), quality, vase life.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIAS	III
RESUMEN	IV
ABSTRACT	V
ÍNDICE	VI
ÍNDICE DE CUADRO	X
INDICE DE FIGURAS	XI
I.- INTRODUCCIÓN	1
1.2 Objetivo general	2
1.3 Hipótesis	2
II.- REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Biofertilizantes	3
2.1.1 ¿Cómo funcionan los biofertilizantes?	3
2.1.2 ¿Para qué sirven los biofertilizantes?	4
2.2 Micorrizas	5
2.2.1 Tipos de micorrizas	6
2.2.1.1 Ectomicorrizas (micorriza ectotrofica)	6
2.2.1.2 Endomicorrizas	7
2.2.2 Importancia de las micorrizas	7
2.2.3 Características de los hongos MA	8
2.2.4 Sistemática de HMA	8
2.2.5 Estructura de HMA	9
2.2.5.1 Hifas	9
2.2.5.2 Esporas	10
2.2.5.3 Vesículas	10
2.2.5.4 Arbúsculo	10
2.2.6 Ventajas y beneficios de las micorrizas	11
2.2.7 Establecimiento de la simbiosis	12
2.2.8 Adquisición de nutrientes y minerales	12

2.2.9 Mecanismo de colonización	13
2.2.10 Influencia de las micorrizas en la absorción del fosforo por la planta.	13
2.3 Origen e historia.....	14
2.3.1 Importancia.....	15
2.3.2 Clasificación taxonómica.	17
2.3.3 Descripción botánica	17
2.3.3.1 Raíz.....	18
2.3.3.2 Tallo	18
2.3.3.3 Hojas.....	19
2.3.4 Inflorescencia	20
2.3.5 Tipos de flores	20
2.3.5.1 Flores liguladas.....	20
2.3.5.2 Tubulares	21
2.3.6 Fases de crecimiento.....	21
2.3.6.1 Siembra a iniciación floral	22
2.3.6.2 Fase floral	22
2.3.7 Ciclo del girasol	23
2.3.8 Fecundación.....	23
2.3.9 Polinización	23
2.3.10 Fruto	24
2.3.11 Semilla	24
2.3.12 Siembra	25
2.3.12.1 Fecha de siembra.....	25
2.3.12.2 Profundidad	25
2.3.13 Condiciones climáticas y edáficas.....	25
2.3.13.1 Suelo	25
2.3.13.2 Temperatura.....	26
2.3.13.3 PH.....	26
2.3.13.4 Fotoperiodo y luz.....	26
2.3.13.5 Humedad	27
2.3.14 Plagas en la implantación del cultivo	27

2.3.15 Flor de corte	27
2.3.16 Punto de corte.	28
2.2.17 Temperatura	29
2.3.18 Postcosecha.	29
2.3.19 Empaque y vida útil.	30
III.- MATERIALES Y MÉTODOS	31
3.1 Localización geografía de la Comarca Lagunera	31
3.1.1 Localización del experimento	32
3.1.2 Diseño experimental	32
3.1.3 Tamaño del área experimental	33
3.1.4 Preparación del terreno	33
3.1.5 Acomodamiento de cintilla	33
3.1.6 Siembra.....	34
3.1.7 Riego	34
3.1.8 Eliminación de malezas.....	34
3.1.9 Descripción de Tratamientos.....	34
3.1.10 Aporcado	35
3.1.11 Control de plagas.....	35
3.1.12 Variables a evaluar	35
3.1.12.1 Altura de la planta	36
3.1.12.2 Diámetro de la flor	36
3.1.12.3 Diámetro del tallo	36
3.1.12.4 Peso seco	36
3.1.12.5 Vida de florero.....	36
3.1.13 Porcentaje de micorrización.	37
3.1.14 Tinción de raíces	37
3.1.15 Cuantificación de la colonización	38
3.1.16 Esporas.....	39
3.1.17 Colecta del suelo.....	40
3.1.18 Extracción de esporas	40
3.1.19 Montaje de esporas	41

IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	43
4.1 Valores de crecimiento	43
4.1.1 Altura de la planta	43
4.1.2 Diámetro de flor.....	44
4.1.3 Porcentaje de Micorrización	45
4.1.4 Diámetro del tallo	49
4.1.5 Vida de floreo	50
4.1.6 Determinación de biomasa	51
4.1.6.1 Peso seco	51
VI.- CONCLUSIONES	53
VII.- RECOMENDACIONES.....	53
VI.- LITERATURA CITADA	54

ÍNDICE DE CUADRO

Cuadro 1. Ventajas de las micorrizas.....	11
Cuadro 2. Beneficios de las micorrizas.....	12
Cuadro 3. Grados de calidad del girasol.....	31
Cuadro 4. Tratamientos con diferentes porcentajes del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte UAAAN-UL, 2018	32
Cuadro 5. Tratamiento, con diferentes gramos del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte UAAAN-UL, 2018.	35
Cuadro 6. Comparación de medias en la evaluación de la altura de las plantas (cm), con diferentes porcentajes del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte. UAAAN-UL, 2018.....	43
Cuadro 7. Comparación de medias en la evaluación del diámetro de la flor (cm) con diferentes porcentajes del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte. UAAAN-UL, 2018.....	44
Cuadro 8. Resultados de las estructuras intraradicales (Hifas, Arbusculos y Vesículas) con diferentes porcentajes del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte. UAAAN-UL, 2018.....	46
Cuadro 9. Comparación de medias en la evaluación del diámetro del tallo (cm), con diferentes porcentajes del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte. UAAA-UL, 2018.....	49
cuadro 10. Comparación de medias en la evaluación de vida de florero. Con diferentes porcentajes del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte. UAAA-UL, 2018.....	50
cuadro 11. Comparación de medias en la evaluación del peso seco (Raíz, Tallo, Hojas y flor) en gramos. Con diferentes porcentajes del inóculo de Rizophagus intraradices en girasol (Helianthus annuus L.) de corte. UAAAN-UL, 2018.	52

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Colonización de Ectomicorrizas	6
Figura 2. micorriza	7
Figura 3. Estructura del hongo micorrízico arbuscular	9
Figura 4. Producción mundial del girasol	15
Figura 5. Producción nacional del girasol	16
Figura 6. Muestras fotográficas donde se observan las estructuras intraradicales de los hongos micorrízicos arbusculares (hifas, arbusculos, esporas). Resultado de los tratamientos evaluados. UAAAN-UL, 2018	47
Figura 7. Muestras fotográficas donde se observan las diferentes especies de esporas de los hongos micorrízicos arbusculares. Resultado de los tratamientos evaluados. UAAAN-UL, 2018	48

I.- INTRODUCCIÓN

Los biofertilizantes son preparados de microorganismos aplicados al suelo y/o planta con el fin de sustituir parcial o totalmente la fertilización sintética, así como disminuir la contaminación generada por los agroquímicos. Uno de los biofertilizantes más usados son las micorrizas arbusculares que son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia desde hace más de cien años; estimándose que aproximadamente el 80% de las especies vegetales conocidas, establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo (Hernández, 2001)

Las micorrizas mejoran el crecimiento de la planta al aumentar la superficie de absorción del sistema radical al absorber selectivamente y al acumular ciertos nutrientes, especialmente el fósforo, al solubilizar y hacer disponibles para la planta algunos minerales normalmente insolubles; al permitir que las raíces alimentadoras sean más resistentes a la infección que ocasionan algunos hongos del suelo (Agrios, 2002).

El girasol (*Helianthus annuus L.*) es originario de América del Norte, entre 32° y 52° de latitud norte; su nombre se debe a que, al comienzo de la floración, su capítulo floral gira en dirección a la marcha del sol. Es una planta que crece bien en la mayoría de los tipos de suelo, siendo los más recomendables, los suelos profundos, con buen drenaje y un pH neutro o ligeramente alcalino; posee un extenso sistema radicular lo cual permite desarrollarse bien en periodos prolongados de sequía en regiones de lluvias escasas o mal distribuidas (Steward, 2001).

El mejoramiento convencional ha tenido éxito en aumentar el potencial de rendimiento de girasol y estabilidad, así como en el control de la resistencia a algunas enfermedades fungicidas, plagas y malas hierbas parasitarias (Sala *et al* 2012). La aparición y el desarrollo de marcadores moleculares y mapas genéticos

han facilitado la comprensión de la base genética de diferentes características agronómicas (Kiani y Sarrafi 2010; Filipi *et al* 2014).

La absorción de nutrientes se concentra en los primeros estadios de desarrollo de la planta. Es un cultivo muy sensible a la toxicidad por aluminio, dificultando su desarrollo radical y como consecuencia en la parte aérea aparecen síntomas de estrés hídrico o carencia de otros nutrientes como fosforo o magnesio (Productos Agri-nova, 2012). La fertilización balanceada incrementa la eficiencia del uso de nutrientes y por esta razón, existe menos posibilidad de que los nutrientes se pierdan al ambiente por lixiviación o escorrentía superficial. Con una fertilización balanceada también afecta positivamente la eficiencia del uso del agua. Así un cultivo bien nutrido produce un sistema radicular extenso y saludable que es capaz de extraer agua y nutrientes más eficientemente que un cultivo deficiente en nutrientes (Steward, 2001).

1.2 Objetivo general

Evaluar el efecto del hongo micorrízico arbuscular (*Rizophagus intraradices*) en los parámetros productivos de girasol (*Helianthus annuus* L.) de corte.

1.3 Hipótesis

Debido a que los hongos micorrízicos confieren ventajas a las plantas hospederas, los parámetros de producción de girasol son mejores a mayor porcentaje del inoculo *Rizophagus intraradices*.

II.- REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Biofertilizantes

Un biofertilizante es una sustancia que contiene microorganismos vivos que cuando se aplica a semillas, plantas o suelo, coloniza la rizósfera o el interior a la planta huésped (Vessey 2003; Bardi y Malusa 2012; Malusa y Vassilev 2014).

Los biofertilizantes son ampliamente utilizados para acelerar esos procesos microbianos que aumentan la disponibilidad de nutrientes que pueden ser fácilmente asimilados por las plantas. Mejoran la fertilidad del suelo al fijar el nitrógeno atmosférico y solubilizar los fosfatos insolubles y producir sustancias promotoras del crecimiento de las plantas en el suelo (Mazid y Khan 2015).

Los biofertilizantes son las células microbianas vivas en un estado viable destinado a la mejora de la fertilidad del suelo. Están formulados de tal manera que se encuentran en un estado viable y al mismo tiempo son capaces de mejorar la fertilidad del suelo, la productividad y el crecimiento de las plantas. El proceso de formulación de los biofertilizantes se lleva a cabo mediante procesos de varios pasos donde más de una cepa se combina con ciertos aditivos que protegen las células durante el periodo de almacenamiento (Herrman y Lesueur 2013).

2.1.1 ¿Cómo funcionan los biofertilizantes?

Funciona principalmente al interior de las plantas, activando el fortalecimiento del equilibrio nutricional como un mecanismo de defensa de las mismas, a través de los ácidos orgánicos, las hormonas de crecimiento, antibióticos, vitaminas, minerales, enzimas y co-enzimas, carbohidratos, aminoácidos y azúcares complejas, entre otros presentes en la complejidad de

las relaciones biológicas, químicas, físicas, y energéticas que se establecen entre las plantas y la vida del suelo. Los beneficios del uso de fertilizantes incluyen fuentes baratas de nutrientes, excelentes proveedores de micro químicos y micronutrientes, proveedores de materia orgánica, secreción de hormonas de crecimiento y contrarrestar el impacto negativo de los fertilizantes químicos (Gaur 2010).

Los diferentes microbios son componentes vitales del suelo y juegan un papel crucial en diversas actividades bióticas del ecosistema del suelo que hacen que el suelo sea dinámico para la movilización de nutrientes y sostenibles para la producción de cultivos (Ahemad y Kibret 2014).

2.1.2 ¿Para qué sirven los biofertilizantes?

Sirven para nutrir, recuperar y reactivar la vida del suelo, fortalecer la fertilidad de las plantas y la salud de los animales, al mismo tiempo sirven para estimular la protección de los cultivos contra el ataque de los insectos y enfermedades. Por otro lado, sirven para sustituir los fertilizantes químicos. Se ha proyectado que los microorganismos (como los hongos micorrízicos y las rizobacterias promotoras del crecimiento de las plantas) alrededor de la región de la raíz que mejoran la absorción de nutrientes por parte de las plantas y no reponen dichos nutrientes no pueden clasificarse como biofertilizantes. El principal proceso mecanicista de un aislado microbiano para mejorar el desarrollo de las plantas ha dado lugar a la sugerencia de describirlos como biofertilizantes. Aquellos que tienen el potencial de mejorar las hormonas vegetales se denominan potenciadores biológicos, y los contaminantes orgánicos mineralizantes que son perjudiciales para la salud de las plantas se denominan rizadorreunantes (Malusa y vassilev, 2014).

2.2 Micorrizas

Los hongos micorrízicos son cosmopolitas que se asocian en las raíces de la mayoría de las especies vegetales (>85%) y les proporciona múltiples beneficios: mayor transporte de nutrimentos, protección en condiciones de estrés, como: patógenos de hábitos radicales, salinidad, sequia, acidez y elementos tóxicos, (González, C, M. *et al* 2004).

Las micorrizas, que desde años se sabe que son comunes en arboles forestales, en la cual hoy en día se consideran como las raíces nutricionales normales de la mayoría de las plantas, incluyendo cereales, hortalizas, plantas de ornato y por supuesto los arboles (Agrios, 2002).

El termino micorriza describe la asociación simbiótica de las raíces de plantas con hifas de hongos especializados del suelo, y se considera el órgano principal del involucrado en la captación de nutrientes por la mayoría de las plantas terrestres, (Camarena, G, G. 2012).

Las micorrizas son en general, simbiontes de carácter mutualista, en las que el hongo le proporciona a las plantas nutrientes, minerales y agua procedentes del suelo y a cambio, la planta le cede al hongo hidratos de carbono derivados de la fotosíntesis. (Smith y Read, 2008).

Arbuscular. También llamada micorriza vesicular-arbuscular. Es una asociación entre las raíces de la mayoría de las plantas vasculares y un grupo pequeño de hongos del nuevo *phylum Glomeromycota*. Esta micorriza caracteriza por la presencia de hifas extravasculares, arbusculos (hifas finamente ramificadas que participan en el intercambio de nutrientes), micelio extra-radical que conecta a la raíz con el suelo y esporas (Camarena, G, G. 2012).

2.2.1 Tipos de micorrizas.

Hay dos tipos de micorrizas que se distinguen por la forma en que las hifas del hongo se encuentran dentro de los tejidos corticales de la raíz.

2.2.1.1 Ectomicorrizas (micorriza ectotrofica).

Estas raíces comúnmente son hinchadas y en algunas combinaciones que se establecen dentro del hongo y su hospedante se encuentra considerablemente más bifurcada que las raíces no micorrizales. Se forman principalmente en arboles forestales debido a los basidiomicetes que forman setas y bejines y a varios ascomicetes. Las hifas del micelio del hongo no penetran en las células de la planta si no que originan una envoltura que rodea las raíces del cual salen algunas hifas que se introducen entre las células de la raíz. El hongo presenta un micelio septado hasta formar la micorriza (bledsoe 1992).

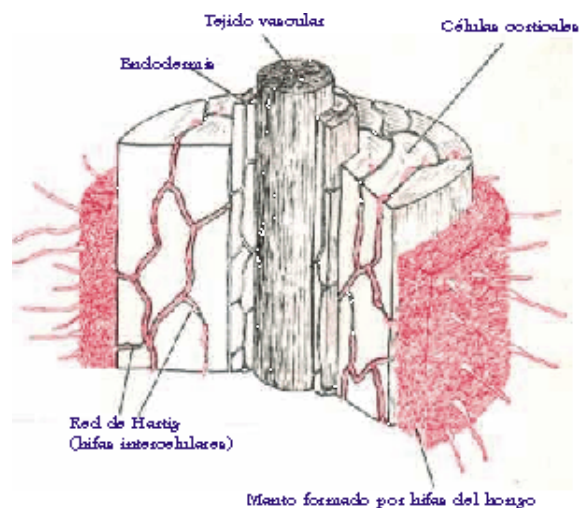


Figura 1. Colonización de Ectomicorrizas (bledsoe 1992).

2.2.1.2 Endomicorrizas.

Existe dos tipos de endomicorrizas, el grupo más común, se distingue por presentar hifas aceptadas, vesículas y estructuras ramificadas con el nombre de micorrizas vesículo-arbusculares. El segundo grupo está constituido por hongos con hifas aceptadas que invaden las células de la raíz sin romper la membrana plasmática y crecen dentro de la célula formando estructuras globosas

El micelio fúngico penetra en las células del córtex de la raíz, siendo el contacto más estrecho. Presentan un micelio sin tabicación. Intervienen hongos zigomicetos del orden Glomales (Richardson *et al.*, 1993).

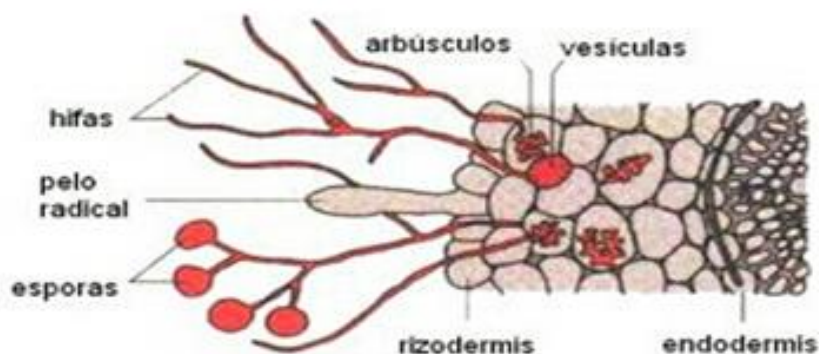


Figura 2. Micorriza (Richardson *et al.*, 1993).

2.2.2 Importancia de las micorrizas

La importancia de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) para la producción agrícola ha sido ampliamente reconocida y fundamentada (Sánchez, C; Caballero, D; *et al.*, 2009). Los microorganismos benéficos como los HMA constituyen vías alternativas para la nutrición de las plantas, al incrementar su crecimiento y desarrollo, con efectos positivos sobre los rendimientos de los cultivos (Terry, E, L. *et al.*, 2006). (Agrios, 2002).

A pesar del papel crucial que desempeñan estos hongos en el funcionamiento del ecosistema, varias áreas naturales, sobre todo en los trópicos permanecen inexploradas en cuanto a determinar la presencia de HMA y su habilidad de formar micorrizas arbusculares. Una de las principales funciones de la HMA es extender la superficie de absorción de las raíces en el suelo a través de sus hifas externas, lo cual estimula que las plantas micorrizadas incrementen la captación de nutrientes, minerales, particularmente fósforo, y elementos poco móviles en el suelo como: cobre, zinc entre otros, (Ojeda, L. *et al*, 2014, González, C, M. *et al.*, 2004).

2.2.3 Características de los hongos MA

Los HMA y las plantas han evolucionado en una estrecha e íntima relación desde hace 460 millones de años. Esta característica es el principal determinante de la dificultad que presentan tanto el estudio de la biología de los hongos HMA, como su desarrollo. No se les conoce ninguna fase de reproducción sexual, pero si la formación de esporas de resistencia sobre hifas vegetativas. Se ha propuesto que el principal mecanismo responsable de la formación de las esporas multinucleadas es el flujo masivo de núcleos desde la hifa de sustentación hacia la nueva espora (Jany y Pawlowska, 2010).

Aunque se acepta que los hongos HMA se reproducen asexualmente, análisis transcriptómicos recientes indican que estos hongos disponen de la formación genética necesaria para llevar a cabo la meiosis y en consecuencia una reproducción sexual (Tisserant, E. *et al.*, 2012).

2.2.4 Sistemática de HMA

La taxonomía o clasificación de los HMA se basa principalmente en la morfología de sus esporas microscópicas, cuyos diámetros pueden variar de 20 a 1000 μm , las cuales se pueden aislar del suelo cercano a las raíces

colonizadas. Sus esporas son estructuras de gran resistencia a condiciones ambientales adversas, con paredes rígidas y resistentes, que les permiten permanecer en el suelo con vida latente, por largos periodos y en condiciones climáticas variables. los HMA se encuentran clasificados dentro del *Phylum Glomeromycota*, este grupo de hongos del suelo son bien conocidos para establecer asociaciones de micorrizas arbusculares en las plantas que se producen en la mayoría de los ecosistemas terrestres (Abbott y Robson 1991).

2.2.5 Estructura de HMA

Abbott y Robson (1991) en Tapia, (2003), menciona que las estructuras que forman los hongos micorrízicos arbusculares son: esporas, arbusculos, vesículas e hifas.

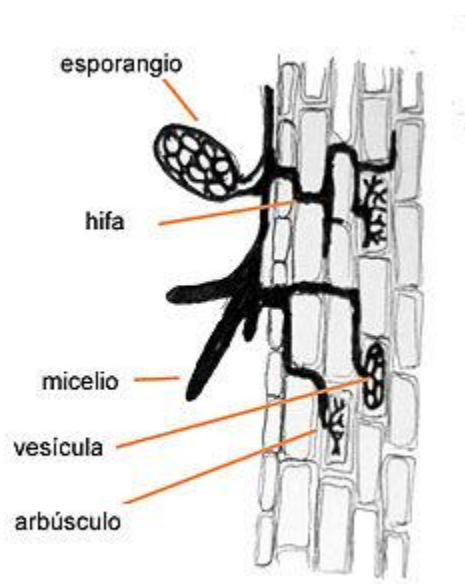


Figura 3. Estructura del hongo micorrízico arbuscular (Tapia, 2003),

2.2.5.1 Hifas

Son una valiosa fuente de alimento para muchos microorganismos del suelo como bacterias, hongos, nematodos, entre otros, que debido a sus efectos

beneficios en los ecosistemas terrestres, que son ampliamente utilizados en la agricultura orgánica y en viveros para mejorar el crecimiento en las especies importantes (Corradi y Bonfante, 2012).

2.2.5.2 Esporas

Las esporas son células morfológicamente especializadas las cuales no contribuyen directamente ni soportan actividades del desarrollo de la micorriza e interacciones hospedero-hongo. La función de la espora es llevar la información genética a nuevos hábitats e iniciar nuevos individuos especialmente separados del organismo parental (León, 2006).

2.2.5.3 Vesículas

Son estructuras de almacenamiento cuya formación de sustancias (lípidos) es posterior a la de los arbusculos y tiene lugar a partir del hinchamiento de una hifa terminal (León, 2006).

2.2.5.4 Arbúsculo

Los HMA 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 penetra la epidermis radicular hasta llegar a la endodermis sin atravesarla, allí comienza su ramificación para formar arbusculos, 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 plásmalema (Azcón-Aguilar *et al.*, 2002).

2.2.6 Ventajas y beneficios de las micorrizas

Las ventajas proporcionadas por la micorrización para las plantas son numerosas. Gracias a ella, la planta es capaz de explorar más volumen de suelo del que alcanza con sus raíces, al sumársele en esta labor las hifas del hongo; también capta con mayor facilidad ciertos elementos (fosforo, nitrógeno, calcio y potasio) y agua del suelo. La protección brindada por el hongo hace que, además, la planta sea más resistente a los cambios de temperatura y la acidificación del suelo derivada de la presencia de azufre, magnesio y aluminio. Por si todo esto fuera poco, algunas reacciones fisiológicas del hongo inducen a la raíz a mantenerse activa más tiempo que si no estuviese micorrizadas (Smith. S.E. y Jakobsen I. 2000).

Favorece la captación de agua y nutrientes minerales	Especialmente Fósforo y Nitrógeno. También K, Ca, S, Zn, Cu, Sr, etc.
	El sistema enzimático y la distribución de los micelios hacen que los hongos sean más eficaces que las raíces para la absorción de agua y nutrientes.
	Los filamentos hifales son capaces de prospectar volúmenes de suelo mucho mayores que las raíces no micorrizadas.
Estimulación del crecimiento: aumento considerable de la producción de biomasa aérea y radical	Mayor y más rápida disponibilidad de nutrientes en el sistema vascular de las plantas, que acelera su actividad fotosintética para mantener su equilibrio fisiológico.
	Producción de fitohormonas por parte del hongo.
	Mejora de la estructura del suelo.
	Protección del sistema radical frente a patógenos fúngicos.

Cuadro 1. Ventajas de las micorrizas (Smith. S.E. y Jakobsen I. 2000).

VENTAJAS	BENEFICIOS
Aumento del aprovechamiento de los fertilizantes y de los nutrientes del suelo	Disminución de los costos de producción
Favorece la captación de agua y nutrientes minerales	Aumento de la producción agrícola
Estimulación del crecimiento aéreo y radical	Ciclo productivo más largo con mayores producciones y mayor seguridad para el agricultor.
Protección frente a patógenos	Disminución del coste de aplicación de fungicidas y mayor seguridad para el agricultor.
Mejora la estructura del suelo	No degrada los suelos y contribuye a la regeneración de los mismos.

Cuadro 2. Beneficios de las micorrizas (Smith. S.E. y Jakobsen I. 2000).

2.2.7 Establecimiento de la simbiosis

El establecimiento de la simbiosis de las HMA requiere de la activación de un complejo programa de desarrollo, tanto en la planta como en el hongo, cuyos determinantes genéticos han sido parcialmente descritos en la planta a través de la caracterización de líneas de mutantes defectivas en el proceso de micorrización (Parniske 2008; Oldroyd, *et al*, 2009), (Espinoza, V. *et al.*, 2004).

2.2.8 Adquisición de nutrientes y minerales

Tradicionalmente, el transporte y la transferencia de pi se ha considerado el proceso fisiológico clave por el cual los HMA mejoran el crecimiento vegetal (Barea *et al*, 2008; Ferrol y Pérez-Tienda, 2009), pero cada vez son mayores las evidencias que indican que los HMA juegan un papel importante en la nutrición nitrogenada de la planta (Veresoglou *et al*, 2012). Así como otros nutrientes de baja movilidad en el suelo como el Cu o Zn (Honrubia, M. 2009)

2.2.9 Mecanismo de colonización

El inicio de la colonización de la planta y con ello la formación de la simbiosis comienza con la germinación de las esporas de resistencia en el suelo cuando las condiciones de temperatura y humedad son favorables, o bien mediante el crecimiento de hifas a partir de propágulos del suelo que se encuentran cerca del sistema radical susceptible (Bolan y Abbott, 1983).

Una vez que la hifa penetra la raíz, generalmente entre las células epidérmicas, se dispersa también intercelularmente a lo largo de la corteza, alcanzando la segunda capa de las células corticales. La colonización se vuelve intracelular (Safir, 1987) cuando la hifa degrada la pared de la célula e invagina la membrana para ramificarse luego dicotómicamente muchas veces forma una estructura parecida a un arbusto, denominada arbusculo, dentro de la célula. Este es el sitio donde se lleva a cabo el intercambio de nutrientes entre ambos simbioses (Harley y Smith, 1983). La colonización del hongo puede extenderse también mediante hifas y hongos por la superficie de la raíz y penetrar en esta a intervalos irregulares (Sieverding, 1991).

Es preciso señalar que el papel de las micorrizas en la absorción de nutrientes diferentes a P, cobra cada día mayor relevancia, ya que existen evidencias de que la hifa externa de los HMA tiene la capacidad para absorber y traslocar nutrientes como N, K, Ca, Mg, Si, Cu, Zn, B y Fe, dado que se encuentra concentraciones más altas de estos elementos en las plantas con micorrizas (Marschner y Dell, 1994; Nakano, *et al.*, 2001).

2.2.10 Influencia de las micorrizas en la absorción del fósforo por la planta.

Uno de los nutrientes que más se ha estudiado en relación con su absorción mediada por micorrizas arbusculares, es el fósforo, debido a que las

plantas lo requieren en relativamente grandes cantidades, pero que también se encuentran en concentraciones en la solución del suelo. La razón principal para este fenómeno, es que los iones de fosfatos inorgánicos se unen rápidamente a coloides del suelo o se fijan como sales de fierro o aluminio volviéndose relativamente inmóviles además de que una gran proporción del fosforo inorgánico total esta normalmente en forma insoluble, no disponible fácilmente para las plantas (Aguilera, G, I. *et al*, 2007).

2.3 Origen e historia

El origen (*Helianthus annuus L.*) es nativo de norte américa. Se originó en el suroeste de los estados unidos y norte de México, territorio en el cual aún crece en forma silvestre, (colinas, 2003). A principios del siglo XVI, el girasol fue llevado a España desde donde se dispersó a todo el continente europeo primero con planta ornamental y luego con propósitos alimenticios y medicinales (corona *et al*, 1993).

El género *Helianthus* es altamente diversificado, se compone de 49 especies y 19 subespecies con 12 especies anuales y 37 perennes, las cuales representan una considerable variabilidad que puede utilizarse para el mejoramiento genético de varias características agronómicas e industriales de la especie cultivada. Es una planta herbácea de gran porte, que puede alcanzar los dos metros de altura y que tiene una vida de un año durante el cual crece, florece y da semillas que germinaran al año siguiente. Para su óptimo desarrollo necesita de una gran cantidad de horas de insolación y mucha humedad (Bailón *et al*, 2002).

La floración se produce en los meses de verano. Esta planta tan peculiar debe su nombre al hecho de que mueve su gran inflorescencia siguiendo el movimiento solar, de forma que al amanecer la orienta hacia el este y continúa guiando a medida que avanza el día, hasta quedar orientada hacia el poniente;

así, los rayos solares inciden perpendicularmente sobre ellas. Las inflorescencias son muy grandes, lo que en ciertas ocasiones hace que el tallo se incline por su propio peso, a su alrededor se encuentran unas lígulas alargadas de color amarillo. La recolección se efectúa cuando las semillas están maduras. Debe su nombre común al hecho de que su inflorescencia crece al cabo de un tallo que puede alcanzar varios metros de altura y que tienen pocas hojas. Los pétalos pueden ser amarillos, marrones, naranjas y de otros colores (Bailón, 2002).

2.3.1 Importancia

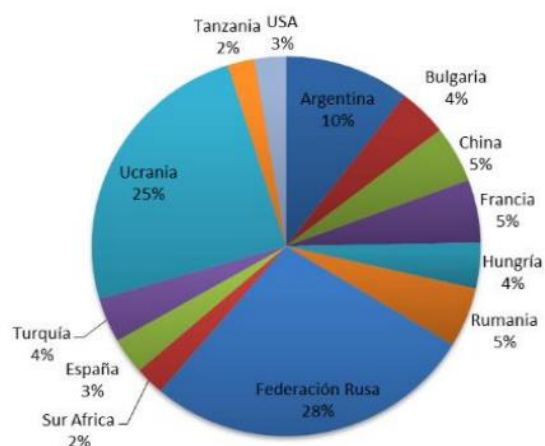


Figura 4. Producción mundial del girasol (Benito, A. M. et al, 2017).

El girasol es un importante cultivo oleaginoso en la Argentina y se lo cultiva comercialmente desde Chaco hasta el sur de Buenos Aires. La Argentina cuenta con ambientes agroecológicos favorables para su siembra, lo que ha permitido

que el país se constituya uno de los líderes mundiales en la producción de este cultivo (Torretta, J, P. *et al*, 2010). El girasol es uno de los tres principales cultivos oleaginosos producidos en el mundo, superado solo por la soya y la canola. A nivel mundial el cultivo de girasol ocupa poco menos del 10% de la superficie total de oleaginosas. Por su gran versatilidad, el girasol puede ser empleado como ornato: como forraje cuando se corta en verde y se ensila solo o combinado con maíz, y como cultivo melífero, ya que es muy atractivo y recibe un sinnúmero de visitas de abejas melíferas. Además, el grano (o la pasta generada de la extracción del aceite del grano) es un alimento muy nutritivo para el ganado.

El país que más produjo girasol en el año 2011 fue Rusia, seguido de ucrania y argentina. México no figura dentro de los principales países productores de girasol; la producción del cultivo en México en el año 2011 proporciono como resultado la obtención de 2,826.48 toneladas (Benito, A. M. *et al*, 2017).

A nivel nacional, la producción registrada, muestra en el primer lugar en producción al estado de Baja California sur con 1,609 ton, seguido del estado de Durango con 414.4 ton y por el estado de Guanajuato con 403.92 ton. El estado de Hidalgo no es un productor importante de girasol, (Benito, A. M. *et al*, 2017).

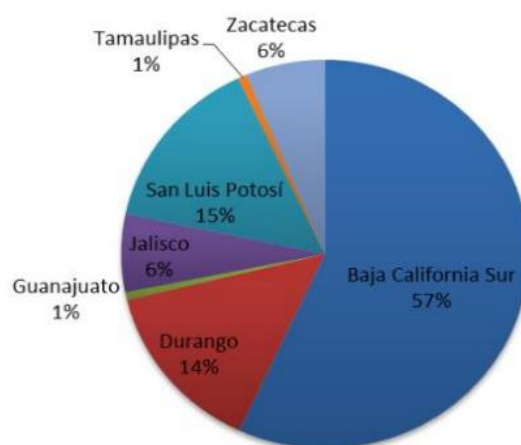


Figura 5. Producción nacional del girasol Benito, A. M. *et al*, 2017).

2.3.2 Clasificación taxonómica.

Pertenece a la familia *Asteraceae*, cuyo nombre científico es *Helianthus annuus*. Se trata de una planta anual, con un desarrollo vigoroso en todos sus órganos (Hernández, 2001).

El sistema tradicional de la clasificación taxonómica del girasol es:

División. Angiospermae

Clase. Dicotiledónea

Orden. Esterales

Familia. *Asteraceae*

Genero. *Helianthus*

Especie. *annuus L.*

2.3.3 Descripción botánica

Planta anual, con tallos casi siempre simples o poco ramificados en la parte superior, las hojas son alternas pecioladas, las flores son simples de gran tamaño de color amarillo azufre, crema o naranja, con un disco central negro (Hernández, 2001).

El género *Helianthus* pertenece a la familia *Asteraceae* y se le ha considerado desde 10 hasta 200 especies. Sin embargo, solo se reconoce 67, de las cuales 11 son especies anuales. Los géneros se agrupan en cuatro secciones: I. Ciliares, II. *Atrorubens*, III. Agrestes, y IV. *Helianthus*. El girasol silvestre se distribuye a lo largo de Estados Unidos de América y se encuentra en altitudes que van de 0 a 2500 msnm. El girasol cultivo (*H. annuus* variedad *macrocarpus*) conforma a la especie conjuntamente con otras 6 o 7 variedades de girasol silvestre. Los tipos ornamentales (*H. annuus* variedad *annuus*) de doble cabezuela, que crece en Europa y el girasol rojo que fue desarrollado a

partir de las plantas silvestres de colorados Estados Unidos de América, por Cockerell, también están considerados entre los girasoles cultivados (Taboada, 2004).

2.3.3.1 Raíz

La raíz del girasol es pivotante; se forma por un eje principal dominante y abundantes raíces secundarias. El conjunto forma un fuerte sistema radical que puede alcanzar hasta 4 metros de profundidad. Este sistema ha sido objeto de numerosos estudios que han puesto de manifiesto la avidez que tiene por la humedad por los distintos tipos de suelo (Ortegón, 1993).

En el estadio de cotiledones, tiene de 4-8 cm. De largo. En la fase cuando tiene de 4-5 pares de hojas, alcanza una profundidad de 50 a 70 cm. Su máximo crecimiento ocurre al tiempo de la floración. Del cuello de la planta y algo más bajo se origina un gran número de raíces laterales. Algunas de ellas crecen horizontalmente, de 10 a 40 cm. Partiendo de la raíz principal, luego, penetran en el suelo, formando numerosas raicillas. Al comienzo de su desarrollo, la raíz principal crece más rápidamente que la parte aérea de la planta (Ortegón, 1993).

2.3.3.2 Tallo

El tallo es de consistencia semiñelosa y maciza en su interior, siendo cilíndrico y con un diámetro variable entre 2 y 6 cm, y una altura hasta el capítulo entre 40 cm y 2 m. Es único tallo llamativo, vigoroso, ondulado y de superficie vellosa, simple, áspera, fistuloso o hueco (pero relleno de tejidos acuoso y esponjoso que desaparece al madurar). Puede alcanzar una longitud de 0.60 a 2.5 m, dependiendo de la variedad. En algunas de ellas, es erecto y en otras, se

inclina en su parte terminal, debajo de la cabezuela. En variedades para aceite, se prefiere tallos no ramificados (Alba y Llanos, 1990).

2.3.3.3 Hojas

Las hojas son alternas, grandes trinervadas, largamente pecioladas, acuminadas, dentadas y de áspera vellosoidad tanto en el haz como en el envés. El número de hojas varía entre 12 y 40, según las condiciones de cultivo y la variedad. El color también es variable y va de verde oscuro a verde amarillento (de la Riva, 2002).

La forma cambia en función de su disposición en el tallo. Las primeras hojas que se forman (las cotiledóneas) son carnosas y ovaladas de un tamaño de 2 a 3 cm. El primer par de hojas verdaderas, que se forman inmediatamente después de los cotiledones, se caracteriza por un desarrollo más fuerte del limbo foliar, en comparación con el peciolo, teniendo en la mayoría de los casos una forma romboidal o algunas veces levemente lanceolada. El borde del primer par de hojas es entero, raras veces levemente aserrado. Las hojas del segundo par son siempre lanceoladas, ensanchándose hacia el peciolo, el cual se desarrolla más a partir de esta posición. El borde de estas hojas es aserrado y raras veces dentado. Las hojas del tercer par son generalmente triangulares y raras veces levemente acorazonadas, con el borde dentado o débilmente festoneando. Las hojas siguientes adquieren la forma típica acorazonadas hasta el octavo o noveno, donde se nota de nuevo un cambio en la forma. En las hojas terminales, la longitud del peciolo y del limbo empieza a disminuir, y se vuelven más bien reniformes que cordiformes, y luego triangulares parecidas en cuanto a la forma del tercer par. Las últimas hojas se convierten en brácteas involúcras (Viorel, 1977).

2.3.4 Inflorescencia

La inflorescencia, llamada capítulo o cabeza por un receptáculo cubierto alrededor por brácteas que le dan consistencia al capítulo (Ortegón, 1993).

La inflorescencia del girasol es un capítulo de 3 a 40 cm, de diámetro según cultivares y condiciones del cultivo y contiene de 500 a 1500 florecillas. El capítulo que se encuentra en el extremo del tallo principal, es solitario y rotatorio, rodeado, en su cara interior por brácteas en forma de escamas; está formado por un tejido de naturaleza esponjosa en el que se insertan las flores (Alba *et al*, 1990).

Los capítulos en desarrollo efectúan movimientos de rotación, de modo que su superficie forma un ángulo recto con la dirección de caída de los rayos solares (Sánchez *et al*, 2001).

2.3.5 Tipos de flores

2.3.5.1 Flores liguladas

Aguilar (2001), manifiesta que las flores liguladas se encuentran en el verticilo o anillo exterior del capítulo, está formado normalmente por una o dos filas de flores liguladas estériles; el color de estas lígulas suele ser amarillo dorado, amarillo claro o amarillo anaranjado, las lígulas son lanceoladas, con una función de exhibición y atracción visual para los insectos polinizadores.

Según Viorel, (1977), las flores liguladas son de 30 a 70, están dispuestas radicalmente, en 1-2 filas, son asexuadas y raras veces unisexuadas femeninas. Las lígulas tienen una longitud de 6-10 cm y una anchura de 2-3; tienen forma lanceolada, con la parte superior aterciopelada y parte inferior finalmente ciliada.

2.3.5.2 Tubulares

Las flores tubulares situadas en el interior del capítulo, son las flores propiamente dichas, ya que contiene los órganos reproductores, son sésiles, hermafroditas y de cada flor se obtendrá una semilla; forma círculos espirales desde el centro hasta el anillo de flores liguladas que lo rodea. En la mayoría de los cultivares para flor cortada, que suelen ser híbridos, las flores tubulares son estériles, no forman polen, ni producen semillas (Aguilar, 2001).

Viorel (1997), agrega que las flores tubulosas son las flores propiamente dichas, hermafroditas, que llevan los órganos de reproducción, estas flores están dispuestas en arcos espirales que parten desde el centro del disco. Están separados entre ellas por la palea, que tienen 2-3 lóbulos amarillo-verdoso, sobrepasando el más largo la flor cerrada. Durante el estado vegetativo este lóbulo está doblado hacia el centro del capítulo con el fin de proteger por arriba el tubo que está formándose. Esta protección está aumentada también por la excreción de un líquido pegajoso, similar a la resina. En la maduración, las paleas se ponen duras y aristadas, formando una estructura alveolar que mantienen las semillas del capítulo.

El cáliz se compone de dos pétalos muy reducidos que se caen fácilmente. La Corola es actinomorfa de la misma se estrecha en cierta medida, formando una tuberosidad en forma de anillo, en cuya parte inferior están las células nectaríferas. El color de la Corola es amarillo en el exterior y amarillo-anaranjado, rojo-oscuro, rojo-ceniciento e incluso negro en el interior (Viorel, 1997).

2.3.6 Fases de crecimiento

En la práctica se distingue cuatro fases de crecimiento. Siembra a iniciación floral, fase iniciación floral, fase de llenado de grano y fase de madurez fisiológica-cosecha (Trapani, *et al.*, 1999).

2.3.6.1 Siembra a iniciación floral

Corresponde a la fase vegetativa y ocurre desde la siembra hasta la aparición del botón o primordio floral su duración varia de 20 a 25 días, en esta fase queda determinado el número de hojas que tendrá la planta definitivamente. En el periodo desde la germinación hasta la aparición de la plántula (con una duración de hasta siete días), se deben presentar dos condiciones muy importantes, la temperatura del suelo debe contar con un valor promedio de 26°C y la otra, es la disponibilidad de agua en el suelo lo que permite el hinchado de la semilla y el crecimiento de la plántula hasta alcanzar la fase de la aparición del botón floral (Trapani, *et al.*, 1999).

2.3.6.2 Fase floral

Se inicia con la emisión del botón floral hasta que se completa la formación de la flor, ocurre después de los 30 hasta los 60 DDS (días después de la siembra). Entre las condiciones ambientales que más influyen en el desarrollo de esta fase se encuentran la temperatura diurna y la cantidad de horas luz que se logra capturar. En esta fase desde los 45 hasta los 85 DDS se hacen cítricos los periodos de falta de humedad en el suelo. Se distinguen cuatro etapas: inicio del desarrollo de las flores en el capítulo, el crecimiento, la maduración y la polinización de las mismas. Cuando aparece el botón floral, ya está establecido el número de flores en la inflorescencia. Al mismo tiempo que crecen y desarrollan las flores, aumenta el tamaño del capítulo, de las hojas y el tallo se expanden rápidamente (Ávila, M, J, 2009).

2.3.7 Ciclo del girasol

La longitud del ciclo del girasol depende, como en otras especies vegetales, para una variedad determinada, principalmente de la temperatura y del número de horas de luz al día (fotoperiodo), aunque de este último factor se sabe todavía muy poco. Las variedades del ciclo largo más comúnmente utilizadas presentan ciclos de hasta ciento sesenta días entre siembra y recolección, pero en siembras tardías este mismo periodo puede acortarse hasta ciento veinte días o menos (Vranceanu. A. V., 1977).

2.3.8 Fecundación

Calero (1995), manifiesta que la apertura de la flor se procede de la siguiente manera: en las primeras horas del día emergen los estambres y por la tarde los estilos; desarrollándose estos últimos completamente al día siguiente, con el despegamiento de los estigmas en forma de dos lengüetas para recibir los granos de polen. Las primeras flores en abrirse son de la parte externa del capítulo y cada día (durante 5 a 10) se abren entre uno a cuatro anillos de flores.

2.3.9 Polinización

El girasol es una planta alógama, la polinización es principalmente entomófila, ya que como el polen es pesado y se aglomera con facilidad en el aire lo transporta con facilidad, los insectos que más favorecen a la polinización del girasol son las abejas, las lluvias en época de floración son nocivas para el proceso de polinización y fecundación, ya que lavan el polen e impiden el vuelo de las abejas por otra parte la luz solar directamente reduce la variabilidad del polen, pues lo seca y le hace perder su capacidad de fecundación (Reyes y Cano, 2000).

2.3.10 Fruto

Las variedades cultivadas son de semillas de más o menos de 1 cm de longitud, variando en su color pudiendo ser negro intenso pasando todas las tonalidades de gris y hasta blanco con y sin rayas. El pericarpio es fibroso y duro. la membrana seminal crece con el endospermo y forma una película fina que recubre al embrión y asegura la adherencia entre el pericarpio y la semilla (Reyes y Cano, 2000).

2.3.11 Semilla

Ortegón (1993), manifiesta que una vez fecundada la flor, el ovario se transforma en fruto y el ovulo en semillas. El fruto es seco e indehiscente y recibe el nombre de aquenio, el mismo que esta puesto por el pericarpio (capa envolvente), y la semilla (en la parte interna). El tamaño, dependiendo de la ubicación, dentro del capítulo, oscila entre 8-17 mm de largo por 4-8 mm de ancho y 2.5-5 mm de espesor; los grandes están localizados en la periferia y los pequeños en la parte central del mismo. El pericarpio, vulgarmente denominado cascara, puede ser de color blanco, blanco estriado, negro, pardo, rojizo, café, etc. Los más comunes son los de negro y los estriados (blanco y negro). El espesor del mismo depende de la variedad, en algunos casos puede llegar a representar entre el 20 y 40% del peso del fruto; de ahí la importancia de utilizar variedades con la menor relación porcentual cascara.

2.3.12 Siembra

2.3.12.1 Fecha de siembra

Se recomienda sembrar a partir del momento en que la temperatura del suelo alcance los 7-10° C. A cinco centímetros de profundidad. En la práctica, esto significa fechas muy diferentes según la región de cultivo (Vranceanu. A. V., 1977).

2.3.12.2 Profundidad

La preparación y la humedad del terreno condicionan la profundidad óptima práctica. Aunque cuatro-cinco centímetros sería ideal, el girasol nace perfectamente tras una siembra más profunda (siete-ocho centímetros), si la temperatura es adecuada y no llueve en exceso en los días posteriores a la siembra (Vranceanu. A. V., 1977).

2.3.13 Condiciones climáticas y edáficas

2.3.13.1 Suelo

Aguilar (2010), publica que el girasol (*Helianthus annuus*) explora muy bien el terreno aprovechando los elementos nutritivos disponibles, extrayendo cantidades relativamente importantes de nitrógeno, fósforo y potasio y agotando en muchos casos suelos bien provistos. No es una planta muy exigente en cuanto a calidad del suelo se refiere. Crece bien en la mayoría de texturas, aunque prefiere terrenos arcillo-arenoso. Además, no requiere una fertilidad tan alta como otros cultivos. Si necesita, sin embargo, un buen drenaje.

Es un cultivo poco exigente en el tipo de suelo, aunque prefiere los arcillo-arenoso y ricos en materia orgánica, pero es esencial que el suelo tenga un buen

drenaje y la capa freática se encuentre a poca profundidad. El girasol es muy poco tolerante a la salinidad, y el contenido de aceite disminuye cuando esta aumenta en el suelo (Casares, 2002).

2.3.13.2 Temperatura

Es un factor muy importante en el desarrollo del girasol, adaptándose muy bien a un amplio margen de temperaturas que van desde 25-30 a 13-17°C. Si la temperatura perdida en la producción final, tanto en peso como en contenido graso. La temperatura optima del suelo para la siembra varía entre 8 y 10°C (Mora, 2000).

2.3.13.3 PH

Mora (2000), publica que el girasol (*Helianthus annuus* L) no es una planta muy sensible a variaciones del pH en el suelo, tolera suelos con pH que van desde 5.8 hasta más de 8.

2.3.13.4 Fotoperiodo y luz

Las diferencias en cuanto a la aparición de hojas, fecha de floración y a la duración de las fases de crecimiento y desarrollo son atribuidas al fotoperiodo. Durante la fase reproductiva el fotoperiodo deja de tener influencia y comienza a tener importancia la intensidad y la calidad de la luz, por tanto, un sombreado en plantas jóvenes produce un alargamiento del tallo y reduce la superficie foliar (Ortegón, 1993).

2.3.13.5 Humedad

Casares (2002), explica que durante la época de crecimiento activo y sobre todo en el proceso de formación y llenado de las semillas el girasol (*Helianthus annuus*) consume importantes cantidades de agua. El consumo de agua será máximo durante el periodo de formación del capítulo, ya que toma casi la mitad de la cantidad de agua necesaria. La secreción de néctar está influida por la humedad atmosférica durante la floración.

2.3.14 Plagas en la implantación del cultivo

Abot (1989) señala que el girasol es un cultivo muy apetecido por las hormigas. La emergencia es el momento crítico debido a que prefieren las plantas tiernas y al daño que ocasionan, ya que las plantas cortadas generalmente mueren.

Agrotis ípsilon ataca al girasol, generalmente en siembras tardías, el daño puede ser muy importante dado que la planta no tiene capacidad de recuperación (Aragón, 1989).

2.3.15 Flor de corte

La utilización del girasol como ornamental no es nueva, cuando se introdujo en Europa procedente de América, de donde es originaria, su primer uso fue el de planta ornamental en los jardines de la época. Su tamaño y la hermosura notable del capítulo determinaron que esta planta fuese muy apreciada. Durante casi doscientos cincuenta años, después de haberse traído y difundido en Europa, el girasol se cultivó solamente como planta ornamental (Vranceanu, 1977). Ya en la actualidad, el girasol se cultiva principalmente como planta industrial para obtención de aceite, si bien en los últimos años se está viendo un

aumento de su uso como flor cortada, sobre todo en grandes composiciones para decoración de escenarios, escaparates, mesas, etc. (Viorel, A. 1997)

El cultivo de esta especie como flor cortada se puede realizar tanto en invernadero como al aire libre, si bien esta última modalidad limita, en muchas zonas, las épocas en las que se puede realizar el cultivo, a la primavera y el verano (Viorel, A. 1997)

La finalidad del cultivo de girasol como flor cortada es distinta respecto al oleaginoso, el de boca o el forrajero, en los dos primeros se suele buscar plantas con capítulos grandes con una alta producción de semillas por planta, y en el forrajero además se busca un alto peso de la planta. Por el contrario, en el ornamental se busca un capítulo no demasiado grande, ya que ello impediría su uso como flor, diámetros inferiores a 7 u 8 centímetros se consideran adecuados para estos fines. La presencia de polen en las flores es un inconveniente para su uso como ornamental, ya que este al desprenderse mancha los enseres o ropas próximos a ellas, por ello, los principales cultivares ornamentales no tienen polen (Alba 1990).

2.3.16 Punto de corte.

Hill (1998) indica que la cosecha de las flores se realiza cuando estas se encuentren abiertas en una cuarta parte, y los pétalos se encuentran en posición perpendicular al disco central. Teniendo en cuenta que las flores muy maduras durarán menos en el florero.

Cortar los tallos cuando las flores están $\frac{1}{4}$ abiertas, con los pétalos de manera perpendicular al centro del disco. Para alargar la vida de florero, cortar los tallos en el momento apropiado. Cortando con flores más abiertas tendremos una vida de florero más corta. Coloque los tallos cortados en agua fresca. La flor

puede durar entre 10- 14 días, especialmente si los tallos son recortados en el agua, regularmente. Coloque las flores en una habitación fría y fuera de la luz directa del sol (Ball chile, 2011).

La muerte prematura de las flores es una causa común de pérdida de calidad y reducción de la vida en florero de muchas flores cortadas, La madurez mínima de corte para una flor determinada, es el estado de desarrollo en el cual los botones pueden abrir completamente y desplegar una vida en florero satisfactoria. Muchas flores responden bien al ser cortadas en el estadio de botón, abriendo después del proceso de almacenamiento, transporte y distribución, (Michael S. Reíd, 2009).

2.2.17 Temperatura

La respiración de las flores cortadas, parte integral del crecimiento y la senectud, genera calor como subproducto. Adicionalmente, a medida que la temperatura ambiente sube la tasa de respiración aumenta. Por ejemplo, una flor a 30° C posiblemente respire (y por lo tanto envejezca) hasta 45 veces más rápido que una flor que se encuentre a 2° C. La tasa de envejecimiento puede reducirse dramáticamente enfriando las flores. Un enfriamiento rápido acompañado de una cadena de frío estable, son por lo tanto esenciales para asegurar la calidad y una vida en florero satisfactorias de la mayoría de las flores cortadas que actualmente se comercializan, (Michael S. Reíd, 2009).

2.3.18 Postcosecha.

Los tallos deben cortarse y sostenerse en una solución comercial con un biocida o en agua acidificada. Los girasoles se benefician enormemente de la solución con un pH bajo (ácido). Los girasoles son propensos a los problemas de estrés hídrico, así que asegúrese de que los tallos permanezcan hidratados.

Después de cortar, mantener fuera de la luz directa del sol para prolongar la frescura. Almacenar a 36-41°F (2-5°C) hasta por una semana, (Hill. 1998).

Los sistemas para cosechar y comercializar las flores de corte varían con la especie floral, el productor, la zona productora y el sistema de comercialización. Todos estos factores incluyen una serie de pasos – cosecha, clasificación, elaboración de ramos, postura de capuchón, empaque, preenfriamiento y transporte – no necesariamente en este orden. Es importante seleccionar los sistemas de manejo de manera que se maximice la vida útil de las flores, objetivo que generalmente requiere un rápido pre-enfriamiento y un adecuado manejo de la temperatura a lo largo de la cadena de cosecha. Cada vez más, los productores tratan de reducir el número de pasos comprendidos en la cadena de comercialización, (Michael S. Reid, 2009)

2.3.19 Empaque y vida útil.

Hill (1998), señala que lo usual es armar ramos de 5 flores cada una colocando una malla elástica alrededor de cada capullo, de manera que se protejan los pétalos durante el transporte. Cada ramo debe ir a su vez protegido por un capuchón. Se empaca 20 ramos por caja de cartón del tipo “tabaco” o media caja, es decir 100 tallos por caja. Siempre y cuando el manejo de las flores haya sido adecuado, el consumidor podrá esperar una vida en florero de entre 6 y 12 días.

No existen grados o estándares específicos internacionales para guiar la clasificación de los girasoles. Como es lógico, deben evitarse las flores partidas, mal tratadas o dañadas por cualquier motivo, así como aquellas que presenten distorsiones o en las que se observe la presencia de una plaga o enfermedad. Sin embargo, se consideran tres categorías como:

Grado	tamaño del capitulo	Grosor del tallo	Largo de tallo
Selecto	>8,1 cm	>2,0 cm	80-90 cm
Medium	6,1 – 8,0 cm	1,1 – 1,9 cm	70 – 79 cm
Pequeño	4,5 – 6,0 cm	0,5 – 1,0 cm	60 – 69 cm

Cuadro 3. Grados de calidad del girasol.

Si las flores se empacan por si solas – no en bouquets- se deben escoger de tamaño similar, cortando los tallos a la misma altura. Cuando se requiere un almacenamiento breve, (tres días o menos). Es posible someter las flores a temperaturas entre 2,5 y 3,5°C; para periodos de más de tres días la temperatura puede bajar un poco más. Cabe anotar sin embargo que la temperatura optima de almacenamiento no se encuentran suficiente documentada en la investigación y que estos estimativos se basan en el origen de la planta, información de especies similares y observaciones generales, (Martínez, C. 2000).

III.- MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización geografía de la Comarca Lagunera

La Comarca Lagunera, región mexicana, ubicada en el centro-norte de México. Está conformada por partes de los estados de Coahuila y Durango, se localiza a 24° 22' de latitud norte y 102° 22' de longitud oeste, a una altura de 1,120 metros sobre el nivel de mar. Geográficamente la región lagunera está

formada por una enorme planicie semidesértica de clima caluroso y con alto grado de aridez.

3.1.1 Localización del experimento

El presente trabajo se llevó a cabo, en el área experimental, del Departamento de Horticultura, en las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna. Se encuentra ubicada en el periférico Raúl López Sánchez s/n, Torreón Coahuila, México.

3.1.2 Diseño experimental

Los cuatro tratamientos quedaron distribuidos en un diseño de bloques al azar con cinco repeticiones. Tres de ellos con diferentes porcentajes de inoculo de *Rizophagus intraradices* (cuadro 4) y un testigo sin tratamiento. De los cuales se realizaron dos aplicaciones en diferentes etapas del cultivo. La primera aplicación se hizo el 10 de junio de 2017. La segunda aplicación el 24 de junio de 2017. De la siguiente manera T2, 5g; T4, 12g y T3, 1 g de micorriza por planta.

Cuadro 4. Tratamientos con diferentes porcentajes del inoculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte UAAAN-UL, 2018

Tratamiento	(%) de micorriza
1	0%

2	100%
3	80%
4	60%

3.1.3 Tamaño del área experimental

El tamaño del área experimental fue de 6 m por 10 m, 40 cm. Ubicando cuatro camas de 1 m, de ancho y 10m, 40cm de largo, y 30 cm entre cama y cama.

3.1.4 Preparación del terreno

Primeramente, se limpió el área quitando las malezas. Se utilizó un rotocultor para remover el suelo de manera superficial, en la cual tiene una profundidad de 150 mm (15 cm). Pasándolo dos veces para que el suelo se removiera bien, así `proseguir a realizar las camas con más facilidad, utilizando azadones. En la cual fueron 4 camas de 1m de ancho. y 10 m de largo.

3.1.5 Acomodamiento de cintilla

El día sábado 06 de mayo de 2017. Se acomodaron las cintillas de 10 m, 40 cm de largo para cada una de las camas, para proseguir con el riego. Se dejó el riego 3 días aproximadamente, Para que estuviera bien húmedo la tierra para realizar la siembra directa de la semilla.

3.1.6 Siembra

La siembra se realizó el día 9 de mayo 2017. En este experimento la siembra fue directa, a cielo abierto. Utilizando semillas de girasol (*Helianthus annuus L.*) variedad sunbright. El suelo tenía que estar húmedo, para poder sembrar, la semilla se colocó en zigzag, a 40 cm, entre planta y planta, se sembraron a 2 cm aproximadamente de profundidad, tomando en cuenta el tamaño de semilla.

3.1.7 Riego

En este experimento se utilizó el riego por goteo. Los riegos se realizaron desde el primer día de siembra hasta que se terminó el ciclo del cultivo, aplicando la misma cantidad de agua para cada tratamiento.

3.1.8 Eliminación de malezas

La eliminación, se hacía cada vez que veíamos presencia de malezas, para la eliminación se utilizaban azadones, y rastrillos para poder levantar la maleza, en la eliminación de malezas nos ayuda para que estos no quiten los nutrientes, agua y luz, que la planta necesita, para poder desarrollarse adecuadamente.

3.1.9 Descripción de Tratamientos

Para poder agregar la primera aplicación del inoculo *Rizophagus intraradices*, era necesario suspender el riego por 4 días para que estuviera seco el suelo, y poder aplicar más fácilmente. La primera aplicación se hizo el 10 de junio de 2017. La segunda aplicación el 24 de junio de 2017. De la siguiente manera.

Cuadro 5. Tratamiento, con diferentes gramos del inoculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte UAAAN-UL, 2018.

Tratamiento	Micorriza (%)	Micorriza (g)
T1 Testigo	0% micorrizas	0g de micorriza
T2	100% micorriza	5g micorriza
T3	80% micorriza	12g micorriza
T4	60% micorriza	16g micorriza

3.1.10 Aporcado

Este consiste en colocar el suelo alrededor del tallo, para incrementar la aireación y también con el fin de favorecer la formación de mayor número de raíces y proporcionar mayor anclaje a la planta.

3.1.11 Control de plagas

Se realizaba una revisión visual a las plantas para tener el control de estas. Desde la emergencia de las plantas hasta el término del ciclo. La plaga que se presento fue la mosquita blanca y pulgón, estas plagas se combatió con un producto llamado Danapyr con una dosis de 15 ml en 15 litros de agua en la cual se aplicó en una bomba, la primera aplicación fue el 16 de junio de 2017. En la cual se hizo una segunda aplicación en la fecha 22 de junio de 2017.

3.1.12 Variables a evaluar

Para determinar las variables evaluadas se observó el desarrollo de la planta desde la siembra hasta el término del ciclo y así conocer el crecimiento del

cultivo y diferenciar el desarrollo de los tratamientos establecidos. Las variables a evaluar son las siguientes:

3.1.12.1 Altura de la planta

Para determinar la altura de la planta, se utilizó una cinta métrica partiendo de la base del tallo hasta el crecimiento apical del tallo principal, tomando datos de las repeticiones de cada tratamiento, cada 8 días. En total se realizaron 4 registros durante el ciclo.

3.1.12.2 Diámetro de la flor

Al cosechar se midió el diámetro de la flor (capítulo), con un fluxómetro. Se cosecho conforme el capítulo se iba abriendo o madurando.

3.1.12.3 Diámetro del tallo

El diámetro se midió con un fluxómetro al momento del corte de la flor. Se midió en las cinco plantas (repeticiones) de cada tratamiento.

3.1.12.4 Peso seco

Después de obtener el peso fresco, se dejó en el invernadero por 2-3 para su secado y posteriormente obtener el peso seco.

3.1.12.5 Vida de florero

Para la evaluación de la vida de florero, las flores se cortaron, colocándolos en un florero con una solución de ácido cítrico e identificándolos respectivamente y evaluando los días que permanecieron en buen estado.

3.1.13 Porcentaje de micorrización.

En este caso se colectaron las raíces de girasol (*Helianthus annuus L.*). Para esto utilizamos pala, navajas, bolsas de polietileno de 15 x 20 cm, marcador.

Tinción de raíces

1. Tomar muestras de raíces, lo más finas posible, de la planta de interés.
2. Colocarlas en bolsas de polietileno o de papel, etiquetadas con los datos correspondientes.
3. Si no se conoce la identidad de la planta, recolectar y prensar la planta muestreada de acuerdo con las técnicas botánicas comunes para secarla e identificarla, posteriormente.
4. En caso de que el objetivo sea conocer la colonización de campo, será necesario tomar muestras del suelo, al menos tres de cada ambiente, separando la hojarasca, secarlas al ambiente y separar las raíces finas de toda la muestra; de esta forma se determina el porcentaje de colonización micorrízica en el sitio de interés, aunque no pueda conocerse la especie vegetal que la presenta.

3.1.14 Tinción de raíces

Materiales

Matraz Erlenmeyer de 125 ml, vaso de precipitado de 500 ml, pipetas de 5 ml y 10 ml, baño maría, tijeras, pizeta de 500 ml, azul de tripano al 0.05%, HCl al 10%, KOH al 10%, tubos de ensayo.

Procedimiento

1. Lavar las raíces con agua de corriente, y colocarlas en los tubos de ensayo.
2. Cubrir las raíces con KOH al 10%.

3. Calentarlas en baño maría por 30 minutos.
4. Dejar las raíces por 24 horas en KOH a temperatura ambiente, enseguida enjuagarlas con abundante agua de corriente
5. Cubrir las raíces con HCl al 10%, por 10 minutos, para acelerar el proceso.
6. Escurrir el HCl y sin enjuagar las raíces, añadir la solución de azul de tripano al 0.05% por 24 horas a temperatura ambiente, por 30 a 40 minutos en baño maría.
7. Escurrir el colorante con ayuda de un tamiz o coladera. Enjuagar el exceso de colorante con agua corriente y guardar las raíces en lactoglicerol hasta su revisión.

3.1.15 Cuantificación de la colonización

La colonización micorrízica se refiere a la densidad de ocupación en la raíz por el hongo y el dato numérico que la expresa se obtiene al observar directamente las raíces.

Materiales

Raíces teñidas, portaobjetos, cubreobjetos, cajas Petri, agujas de disección, tijeras, pinzas de punta fina, alcohol polivinílico (PVLG), marcador permanente microscopio óptico.

Procedimiento

1. Colocar las raíces en una caja Petri con un poco de agua o lactoglicerol y dispersarlas.
2. Colocar tres o cuatro gotas de PVLG en la parte media del portaobjeto.
3. Tomar 10 segmentos de raíz, de 2 cm de largo de cada uno. Colocar los segmentos a lo ancho del portaobjeto, uno a lado del otro en forma paralela.
4. Colocar el cubreobjeto, evitando la producción de burbujas.

5. Etiquetar las preparaciones con los datos correspondientes, también son recomendables los portaobjetos con una zona esmerilada donde se pueda escribir.
6. Secar las preparaciones a temperatura ambiente por una semana 0 a 60°C por 24 horas.
7. Observar las preparaciones en el microscopio óptico, comenzar por uno de los extremos de la preparación, en uno de los extremos del primer segmento de raíz. A partir de ahí se debe mover la platina de manera horizontal en una línea, hacia el resto de los segmentos de la raíz. Luego mover la platina de forma vertical y detenerla en la parte media de este segmento y repetir el procedimiento nuevamente, al llegar al último segmento de raíz. De igual manera mover la platina de forma vertical y detenerla en el extremo opuesto. Al terminar de revisar la laminilla, se contará con, aproximadamente 30 campos observados. Elaborar tres preparaciones por muestra de raíces.
8. Al observar cada campo se anotó una (√) si el campo de observación se encuentra cualquiera de las estructuras fúngicas, hifas, arbusculos, vesículas y esporas.

3.1.16 Esporas

La mayoría de los HMA producen sus esporas en el suelo y su cuantificación permite estimar parte del potencial infectivo de los HMA.

Comúnmente la extracción de esporas de la matriz del suelo involucra su separación de la materia orgánica y de otros componentes, lo que se logra a través de tamizado húmedo, flotación y sedimentación: la utilidad del método varía con el tipo de suelo y el tamaño de las esporas que se desea separar.

3.1.17 Colecta del suelo

En la colecta del suelo utilizamos pala, bolsas de polietileno, marcador indeleble.

Procedimiento

1. Tomar aproximadamente 1 kg del suelo circundante a la planta, esta cantidad del suelo puede provenir, por lo menos, de cinco puntos diferentes alrededores de esta y una profundidad no mayor a 25 cm.
2. Guardar el suelo en una bolsa a temperatura ambiente.

3.1.18 Extracción de esporas

Para la extracción de esporas, necesitamos materiales: caja Petri, tubos de plástico para centrifuga de 15 ml, gradilla, pizeta de 500 ml, pipetas de 5 y 10 ml, espátula para agitar, vaso de precipitado, balanza granataria, juego de tamices (Nº 33, Nº 60 y 325).

Procedimiento

1. Mezclar perfectamente el suelo de cada muestra.
2. Tomar una muestra de 50 g y colocarla en un frasco de boca ancha. Adicionar agua corriente hasta 3 cm por debajo del borde.
3. Preparar los tamices en orden ascendente de apertura de malla (Nº33, Nº60 Y Nº325).
4. agitar la muestra del suelo por 1 minuto y dejar reposar por 3 minutos. Pasar por los tamices por lo menos tres veces.
5. Aplicar en los tubos de ensayo (8 tubos por muestra) 4.5 ml. De sacarosa al 20 % y 4.5 ml. De sacarosa al 60%. Para cada tubo. Se coloca primero la solución al 20% y luego la de 60% introduciendo completamente la pipeta con sacarosa al 60% dentro de la solución al 20 % y vaciando

lentamente, de manera que la solución más densa vaya desplazando la otra hacia arriba.

6. Desechar el material que quedo en el primer tamiz, en el segundo tamiz con la ayuda de una pizeta, se agregó el material a una caja Petri, el tercer tamiz de igual manera con la ayuda de una pizeta (con agua destilada) se vació en los tubos de ensayo para centrifugar.
7. Equilibrar los tubos de ensayo con agua destilada. Centrifugar por 3,500 rpm por tres minutos. Concentrar los sobrenadantes en el tamiz pequeño y enjuagar con abundante agua destilada en una pizeta.
8. Vaciar la muestra con la ayuda de pizeta a la caja Petri preparada. Por último, revisar en el microscopio estereoscópico. La identificación de las esporas HMA se realizó en base a las características morfológicas observadas comparando y contratando con las que aparecen en las descripciones disponibles en el sitio web de la COLECCIÓN INTERNACIONAL DE CULTIVOS de HMA (<http://inbam.wvu.edu/>). Las esporas se analizaron bajo un microscopio óptico (40x y 100x).

3.1.19 Montaje de esporas

Materiales y equipo

Esporas HMA, aguja de disección muy fina, agua destilada, PVLG (alcohol polivinilico), PVGL + reactivo de Melzer, rectángulos de papel, portaobjetos, cubreobjetos, microscopio estereoscópico, cajas Petri, pipetas Pasteur adelgazadas en la punta, bombilla de hule para la pipeta Pasteur.

Procedimiento

1. Separar las esporas extraídas del suelo.
2. Con la aguja de disección, en una parte de la caja Petri, juntar las esporas en pequeños grupos, succionar cada grupo de esporas con la pipeta Pasteur y trasladarlo a un rectángulo de papel dentro de una caja Petri.

3. Colocar una gota de PVLG en el portaobjeto, usando una aguja de disección con un poco de PVLG en su punta, colocarlas en el portaobjeto.
4. Juntar las esporas en el centro de la gota y colocar el cubre objeto, para no hacer burbujas, empezar, por un lado, de tal forma que quede inclinado sobre la gota y lentamente dejarlo caer hasta que quede por completo horizontal.
5. Etiquetar las preparaciones usando un marcador permanente.
6. Secar las preparaciones a temperatura ambiente a 60°C por 48 horas, antes de observarlas en el microscopio óptico.
7. Sellar con barniz de uñas transparente aquellas preparaciones completamente secas.

IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Valores de crecimiento

4.1.1 Altura de la planta

En el cuadro 5 se observa la dinámica de altura de la planta. En esta variable no se presentó diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre tratamientos. El tratamiento 4 fue el que presentó el mayor valor numérico de altura con 119.23 cm. Y el tratamiento que presentó menor valor numérico fue el 3 con una altura de 103.21. El promedio general de altura fue de 109.11 cm. En este parámetro el porcentaje de inóculo de micorrizas no representó diferencia significativa.

Cuadro 6. Comparación de medias en la evaluación de la altura de las plantas (cm), con diferentes porcentajes del inóculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte. UAAAN-UL, 2018.

Tratamiento	(%) de micorriza	Valores (cm)
T1	Testigo (sin micorriza)	105.00 a
T2	100% micorriza	109.00 a
T3	80% micorriza	103.21 a
T4	60% micorriza	119.23 a

Tratamiento con la misma letra son estadísticamente iguales. Tukey al 0.05

Terry (2006) señala que los microorganismos benéficos como los hongos micorrízicos arbusculares constituyen vías alternativas para la nutrición de las plantas, al incrementar su crecimiento, desarrollo y con efectos positivos sobre los rendimientos de los cultivos.

Por otra parte, Hernández-Dorrego (2000), indica que el efecto más importante que producen las micorrizas vesiculares-arbusculares en las plantas es un incremento en la absorción de nutrientes minerales del suelo, que se traduce en un mayor crecimiento y desarrollo de las plantas.

Es importante resaltar, que, pese a no determinarse diferencia significativa entre tratamientos, la altura de planta alcanzada rebasa los parámetros de calidad de acuerdo a Martínez (2000), así lo demuestran el mayor valor numérico obtenido por el tratamiento 4 (60 % micorrizas) con 119 cm y el promedio general obtenido de 109.11.

4.1.2 Diámetro de flor

La evaluación del diámetro de la flor de las plantas del girasol (*Helianthus annuus L.*). Según la prueba del Tukey, demostró que existe diferencia significativa como se observa en el cuadro 6.

Observando que el tratamiento 3 (80% micorrizas) con una medida de 18.66 cm fue el mayor diámetro de flor, mientras el menor diámetro fue el obtenido por el tratamiento 1 (testigo) con 16.00 cm. Ver cuadro 6.

Cuadro 7. Comparación de medias en la evaluación del diámetro de la flor (cm) con diferentes porcentajes del inoculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte. UAAAN-UL, 2018.

Tratamiento	(%) de micorriza	Diámetro de flor (cm)
T1	Testigo (sin micorriza)	16.00 b
T2	100% micorriza	17.00 ab
T3	80% micorriza	18.66 a
T4	60% micorriza	17.83 a

Tratamiento con la misma letra son estadísticamente iguales. Tukey al 0.05.

El girasol tiene un botón floral que se caracteriza por su color intenso y llamativo, libre de polen. Fisiológicamente el botón floral puede medir de 8 a 18 cm de diámetro. El girasol sunbright corresponden a plantas de día neutro Ball chile, (2011).

Por otra parte, Buxade, C. (2003). Menciona que la inflorescencia forma un capítulo constituido por numerosas florecillas situados en el receptáculo discoidal, este capítulo tiene un diámetro que varía entre los 10 y 40 cm, dependiendo de la variedad.

El desarrollo del capítulo floral es influenciado directamente por la cantidad de agua de riego que se le aplica al cultivo, (Soto, 2005).

4.1.3 Porcentaje de Micorrización

Los datos observados en el cuadro 7 muestran los porcentajes de las estructuras intraradicales de los hongos micorrízicos arbusculares (hifas, arbusculos y vesículas) donde se observa que no hubo diferencias significativas en los 4 tratamientos para las estructuras de hifas, vesículas y micorrización total, solo en la de arbusculos, donde el tratamiento 2 presento el menor porcentaje con 5.83%.

Cuadro 8. Resultados de las estructuras intraradicales (Hifas, Arbusculos y Vesículas) con diferentes porcentajes del inoculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte. UAAAN-UL, 2018.

Tratamiento	Porcentaje (%)			
	Hifas	Arbúsculos	Vesículas	Micorrización
T1 testigo	77.77 a	18.60 a	13.60 a	93.60 a
T2 (100%)	95.83 a	5.83 b	20.55 a	89.71 a
T3 (80%)	73.60 a	21.94 a	14.71 a	99.44 a
T4 (60%)	94.81 a	38.14 a	12.58 a	98.14 a

Tratamiento con la misma letra son estadísticamente iguales. Tukey al 0.05

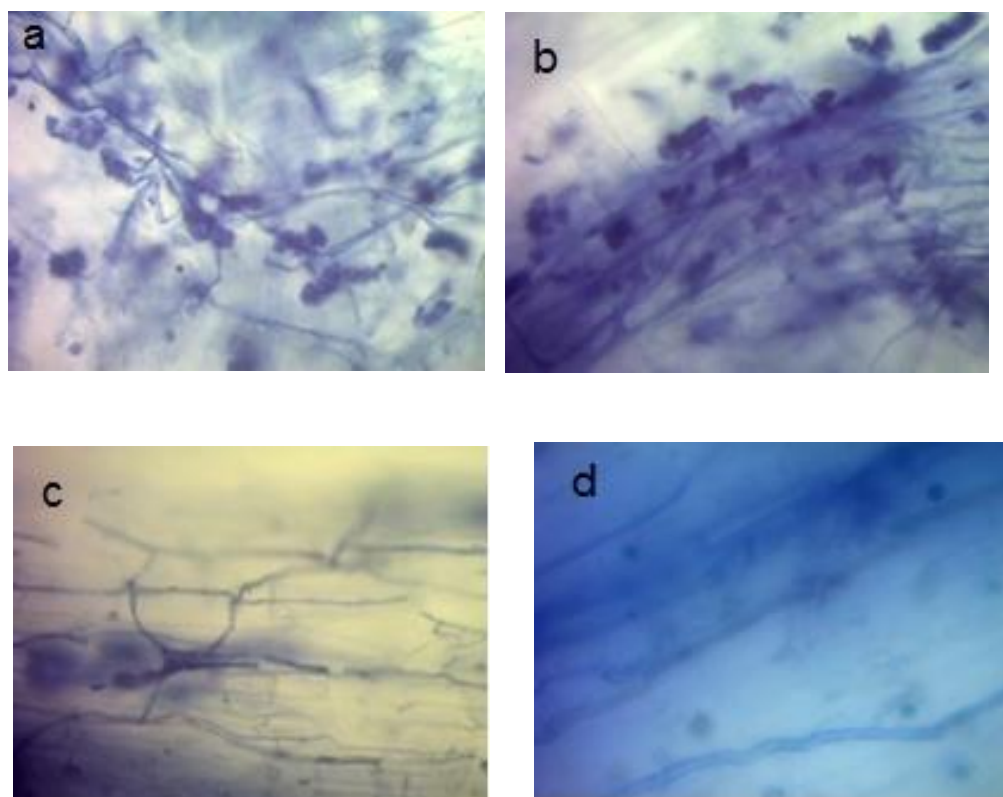
Vital, (2019) evaluó el efecto de diferentes inóculos de HMA en el crecimiento de variedades ornamentales de girasol. Se evaluaron variables de crecimiento y colonización micorrízica. Los resultados mostraron que la variedad de Girasol Simple Amarillo (GSA) y el Consorcio Cerro del Metate (CM) fue superior en variables de crecimiento respecto a los otros tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). El consorcio CM estimuló el crecimiento de GSA con respecto al girasol no inoculado en un 31%. Por otra parte, se obtuvo un rango de colonización micorrízica del 17.5 al 59.1% (CM), valores menores a los obtenidos en el presente trabajo, ya que los porcentajes de Micorrización fueron de un rango del 93.6 y el 99.4%. Lo anterior pese a que no se determinó diferencia significativa entre tratamientos para la variable porcentaje de Micorrización.

Por otra parte, Paulina A. et al., (2013), al evaluar el cultivo de girasol inoculando las semillas con micorrizas comerciales en tres muestras de suelos agrícolas de zonas con actividad minera de cobre (Cu), reporta que el porcentaje de colonización micorrízica en los tres tipos de suelos presentaron diferencias significativas. Este resultado difiere de los resultados obtenidos en el presente

trabajo, ya que no se encontró diferencia significativa en los porcentajes de Micorrización de los tratamientos evaluados; sin embargo, estos porcentajes que fluctúan entre el 93.6 y el 99.4, rebasan los porcentajes reportados por Paulina A et al., (2013), ya que el mayor valor determinado en su trabajo fue de 68%.

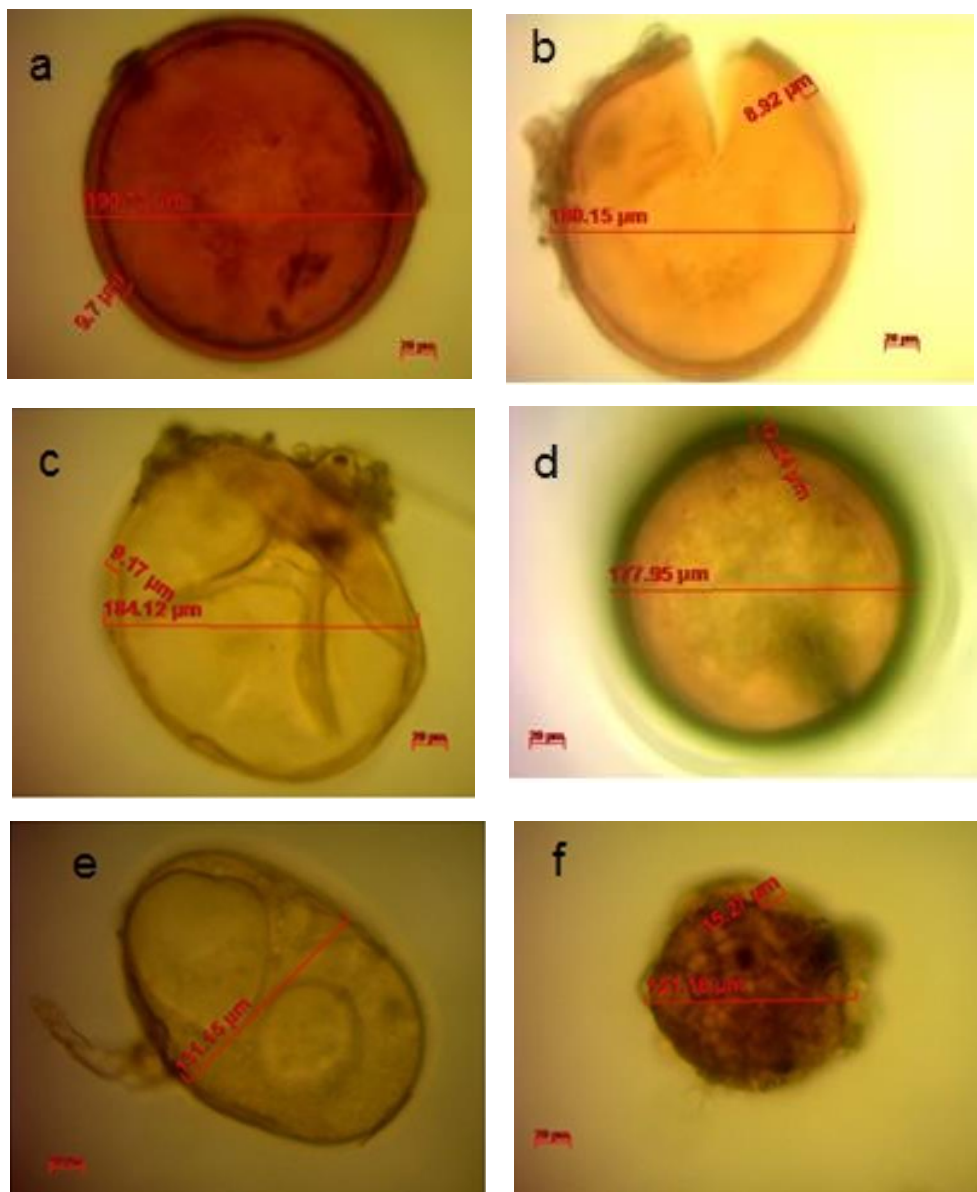
Las diferencias en porcentajes de colonización micorrizica del presente trabajo con Vital, (2019) y Castañón (2013) puede deberse a que el girasol se cultivó en campo y se pudo tener influencia de las micorrizas nativas.

Figura 6. Muestras fotográficas donde se observan las estructuras intraradicales de los hongos micorrízicos arbusculares (hifas, arbusculos, esporas). Resultado de los tratamientos evaluados. UAAAN-UL, 2018



a y b arbusculos. c, hifas, d esporas intraradicales en raíces de *Helianthus annuus* L. (Fotos de Fabiola Morales Morales).

Figura 7. Muestras fotográficas donde se observan las diferentes especies de esporas de los hongos micorrízicos arbusculares. Resultado de los tratamientos evaluados. UAAAN-UL, 2018



a y b *Funneliformis geosporum*, c *Aclaucespora*, d *Claroideoglosum*, e morfoespecie1, f *Sclerocystis sinuosum*. (Fotos de Fabiola).

4.1.4 Diámetro del tallo

La evaluación del diámetro del tallo de las plantas. Según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$), mostró que los resultados de los tratamientos son estadísticamente iguales como se observa en el cuadro 8.

El tratamiento con mayor valor numérico de diámetro de tallo fue el testigo 7.27 cm, y el menor valor numérico se observó en el tratamiento 3 con un diámetro de 6.91 cm. Obteniendo un promedio general de diámetro de tallo de 7.15 cm.

Cuadro 9. Comparación de medias en la evaluación del diámetro del tallo (cm), con diferentes porcentajes del inoculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte. UAAA-UL, 2018.

Tratamiento	(%) de micorriza	Diámetro de tallo (cm)
T1	Testigo (sin micorriza)	7.27 a
T2	100% micorriza	7.20 a
T3	80% micorriza	6.91 a
T4	60% micorriza	7.25 a

Tratamiento con la misma letra son estadísticamente iguales. Tukey al 0.05

Vidalie, (1993), menciona que el diámetro del tallo del girasol también se ve afectado por el tipo de variedad, esto es que existen variedades más altas las cuales desarrollan un diámetro más grande.

La longitud del tallo de variedades de girasol varía de 50 cm, a más de 500 cm, y el diámetro de 1 cm, a alrededor de 10 cm (Knowles, 1978).

Kline (2009), menciona que las plantas requieren de tres nutrientes principales para tener una buena calidad: nitrógeno que promueve un follaje sano, fosforo que promueve las flores y potasio que promueve raíces fuertes y el vigor total.

4.1.5 Vida de floreo

La evaluación de vida de floreo de girasol (*Helianthus annuus L.*), en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$), muestra que no hay diferencia significativa entre tratamientos, como se observa en el cuadro 9.

La vida de florero que se presente en los tratamientos evaluados vario de 7.12 a 7.37 días y presentó un promedio general de 7.21.

Cuadro 10. Comparación de medias en la evaluación de vida de florero. Con diferentes porcentajes del inoculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte. UAAA-UL, 2018.

Tratamiento	(%) de micorriza	Vida de floreo (días)
T1	Testigo (sin micorriza)	7.12 a
T2	100% micorriza	7.37 a
T3	80% micorriza	7.25 a
T4	60% micorriza	7.12 a

Tratamiento con la misma letra son estadísticamente iguales. Tukey al 0.05

Hill (1998) indica que la cosecha de las flores se realiza cuando estas se encuentren abiertas en una cuarta parte, y los pétalos se encuentran en posición

perpendicular al disco central. Teniendo en cuenta que las flores muy maduras duraran menos en el florero.

Díaz, (2003) Coloque los tallos cortados en agua fresca. La flor puede durar entre 10- 14 días, especialmente si los tallos son recortados en el agua, regularmente.

La tasa de envejecimiento puede reducirse dramáticamente enfriando las flores. Un enfriamiento rápido acompañado de una cadena de frío estable, son por lo tanto esenciales para asegurar la calidad y una vida en florero satisfactorias de la mayoría de las flores cortadas, (Michael S. Reid, 2009).

El objetivo era obtener datos para determinar si la micorriza influye en la vida de florero, en este caso de acuerdo al análisis estadístico no se determinó diferencia significativa entre tratamientos y la evaluación de la vida de florero se realizó utilizando agua más un acidificante (ácido cítrico) y el promedio general de vida de florero fue de 7.21.

4.1.6 Determinación de biomasa

4.1.6.1 Peso seco

La evaluación de las variables del peso seco (Raíz, Tallo, Hojas, Flor) en el cultivo de girasol (*Helianthus annuus L.*). Según la prueba de Tukey, demostró que los tratamientos son estadísticamente iguales y no existe diferencia significativa.

El tratamiento 3 (80% micorriza), con un peso de 656.00 g, resulto ser el valor numérico más alto y el menor valor lo obtuvo el tratamiento 4 (60% micorriza) con un peso de 452.0 g. como se puede observar en el cuadro 10.

Cuadro 11. Comparación de medias en la evaluación del peso seco (Raíz, Tallo, Hojas y flor) en gramos. Con diferentes porcentajes del inoculo de *Rizophagus intraradices* en girasol (*Helianthus annuus L.*) de corte. UAAAN-UL, 2018.

Tratamiento	(%) de micorriza	Peso seco de la planta (g)
T1	Testigo (sin micorriza)	653.00 a
T2	100% micorriza	534.00 a
T3	80% micorriza	656.00 a
T4	60% micorriza	452.00 a

Tratamiento con la misma letra son estadísticamente iguales. Tukey al 0.05

Durante el desarrollo del trabajo no se realizaron aportaciones de fertilizante químico, las plantas crecieron solo con lo que las micorrizas pudieron aportar de nutrimento, este pudo ser el motivo por el cual no se determinó diferencia estadística significativa entre tratamientos para la variable de biomasa, ya que como lo señala Escalante (1992), la producción de biomasa en girasol se incrementa en respuesta al nitrógeno

La producción de biomasa de la planta de girasol, está directamente relacionada con el área foliar que desarrolle el cultivo, teniendo como recursos el agua, la luz y los nutrimentos del suelo que intervienen en sus procesos fisiológicos, Vega et al. (2001).

VI.- CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados del análisis estadístico, la variable que presento diferencia significativa, entre los tratamientos fue: diámetro de flor. El mayor diámetro de flor correspondió al tratamiento 3 (80% de micorriza) con un diámetro de 18.66 cm.

Para las variables Altura de planta, Diámetro del tallo, Vida de florero, peso seco y porcentaje de micorrización de acuerdo al análisis estadístico, no presentaron diferencia significativa entre tratamientos. Es importante señalar que para la variable altura de planta, no se encontró diferencia significativa entre tratamientos, pero se obtuvo una longitud de tallos de acuerdo a las normas de calidad del girasol, teniendo un promedio general de 109.11

VII.- RECOMENDACIONES

Debido que el estudio se realizó a cielo abierto, fue evidente que la micorriza que presentaron las plantas no fue únicamente de *Rizophagus intraradices*. Debido a que cuando se evaluó el porcentaje de micorriza, no se observaron esporas dentro de la raíz típica de esta especie micorrízica.

Se sugiere la realización de otro experimento en maceta. Con sustratos esterilizados para asegurarse, de esta manera para que el hongo presente sea inoculado.

VI.- LITERATURA CITADA

- Abbott, L, K. y Robson, A, D. 1991. Infectivity and effectiveness of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: Effect of inoculum type. Australian journal of agricultural research page 631-639
- Aguilar, J. 2001, el cultivo de girasol (*Helianthus annuus*) para flor cortada. Artículo publicado en la revista flormarket. Editorial verdimedia SL. Año 11, N° 2, pág. 55-61.
- Aguilar, C. (2010). Consejería de agricultura, agua y medio ambiente. Plaza Juan XXIII 430.071. Murcia España, pág. 50.
- Agrios, G. 2002. Fitopatología. Academic press inc. México, D.F pág. 838
- Alba, A. Llanos, M. 1990. El cultivo de girasol. Ediciones mundi-prensa.
- Aguilera, G, L; Olalde Portugal, Víctor; Arriaga, M. Rubí; Contreras Alonso, Rogelio. (2007). Micorrizas arbusculares. Universidad autónoma del estado de México, Toluca, México. Ciencia ergo. Vol.14 núm. 3, pág. 300-306
- Aragón, J. 1989. Orugas cortadoras, en: Producción de girasol. [Ed.] O Saconi. Buenos Aires, AACREA. Cuaderno de Actualización Técnica N° 40. pág. 81-85.
- Ahemad M, Kibret M (2014) Mecanismos y aplicaciones de las rizobacterias promotoras del crecimiento de las plantas: perspectiva actual. Revista de la Universidad Rey Saud-Ciencia 26: 1-20
- Ávila, M, J., 2009. Manual para el cultivo del girasol. Instituto nacional de investigaciones agrícolas centro de investigaciones agrícolas del estado portuguesa. Ed. 1. Pág. 11-14.

- Azcón, A, C., Jaizme, V, M y Calvet, C. 2002. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to the control of soil-borne plant pathogens. In Mycorrhizal technology in agricultura. Pág. 187=197.
- Ball chile (2011). Guía de cultivos sunflower sunbright girasoles, Helianthus, sunflower Helianthus annuus. www.sakataornamental.com
- Bailón. 2002. Obtención de girasol (Helianthus annuus L.) compactos para maceta, mediante el uso de retardadores químicos. Tesis de licenciatura uaaan torreón, Coahuila México.
- Bardi L, Malusà E (2012) Sequías y estrés nutricional en la planta: alivia el papel de los microorganismos rizosféricos. estrés abiótico: una nueva investigación. Nova Science Publishers Inc., Hauppauge, pp. 1-57 [Google Scholar](#)
- Benito, A, M.; Guadalupe, E. F.; Alejandro, R, O.; Rene, G, M.; Rosario, B, Y. 2017. Evaluación de híbridos de girasol (Helianthus annuus L.) en régimen de temporal en el valle del mezquital hidalgo. <http://www.upfim.edu.mx/investigacion/doc/libros/GirasolHelianthus.pdf>
- Bolan, N, S, y Abbott, L, K. 1983. Seasonal variation in infectivity of vesicular Arbuscular Micorrhizal fungi in relation to plant response to Applied Phosphorus.
- Bledsoe, C, S. 1992. Physiological ecology of ectomycorrhizae: implications for field application. Mycorrhizal functioning: an integrative plant fungal process. Ed. Michael f. Allen page. 424-437
- Calero, E. 1977. El cultivo de girasol en el ecuador. Editorial mundi-prensa.
- Camarena, G, G. 2012. Interacción planta-hongos micorrizicos arbusculares. Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente, vol. 18, número 3, pág. 409-421

- Casares, C. 2002. El girasol y sus subproductos en la alimentación.
- Colinas, L, M, T. 2003. Importancia de los estudios pos-cosecha de plantas ornamentales nativas de México. Plantas nativas de México con potencial ornamental, análisis y perspectiva. Universidad autónoma Chapingo. Pág. 175-179.
- Corona, N, V; Chimal, H, A; Companella, P, S; Hernández, G, A; 1993. Catálogo de plantas nativas de la república mexicana con uso ornamental. Primer simposio Nacional sobre las plantas nativas de México. Memorias, de Puebla. México. pág. 32-43.
- Corradi, N. y Bonfante, P. 2012. "The arbuscular mycorrhizal symbiosis: origin and evolution of a beneficial plant infection." PLoS Pathog 8: e1002600
- De la Riva, E. 2002. Cultivo de girasol. Ediciones mundi-prensa.
- Espinosa, V, D, D; González, J; Plasencia, P y García, E, R. 2004. Reducción de la incidencia de *Phytophthora capsici* Leo en el sistema radical de plántulas de chile pre-micorrizadas con *Glomus intraradices*. Terra latinoamericana pag. 317-326.
- Gaur V (2010) Biofertilizante: necesidad de sostenibilidad. J Adv Dev 1: [8Google Scholar](#)
- González, C, M; Gutiérrez, C, M, C; Wright, S. 2004. Hongos micorrizicos arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad. Terra latinoamericana. Sociedad mexicana de la ciencia del suelo, A.C. Chapingo, México. Vol. 22, N° 4.pag. 507-514.
- Hernández, 2001. Herbario medicinal. Editorial mexicana unidos. 9° edición México
- Harley, J; Smith, S. (1983). Mycorrhizal symbiosis. Academic press. London

- Herrmann L, Lesueur D (2013) Retos de la formulación y calidad de los biofertilizantes para una inoculación exitosa. *Appl Microbiol Biotechnol* 97 (20).
- Hill, M. (1998). Cultivo de girasol para corte. S/E japon. Editorial, detalles culturales.
- Honrubia, M. 2009. Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años
- Jany J, L; Pawlowska T, E, 2010. Multinucleate spores contribute to evolutionary longevity of asexual Glomeromycota. *The American Naturalist*. pág. 424-435.
- Malusa E, Vassilev N (2014) Una contribución para establecer un marco legal para los biofertilizantes. *Appl Microbiol Biotechnol* 98 (15)
- Martínez, C. (2000). Manual de cultivo de girasol ornamental GLOECKNER, ficha técnica.
- Marschner, H. y Dell, B. 1994. "Nutrient Uptake in Mycorrhizal Symbiosis", en Robson, D. A.; K. L. Abbott; N. Malajezuk (Eds.), *Management of mycorrhizae in Agriculture, Horticulture and Forestry*. Kluwer Academic Publishers pp. 89 -102
- Mazid M, Khan TA (2015) El futuro de los bio-fertilizantes en la agricultura india: una visión general. *Revista Internacional de Investigación Agrícola y Alimentaria* 3 (3): 10-23.
- Michael S. Reid. (2009). Poscosecha de las flores cortadas. Manejo y recomendaciones. Universidad de California, Davis C.A 95616. EEUU.
- Mora, M, A. 2000. Caracterización de genotipos de girasol (*Helianthus annuus* L.) por potencial en forraje.

- Nakano, A; Kazushi T; Kimura, M. 2001. "Effect of Host Shoot Clipping on Carbon and Nitrogen Sources for Arbuscular Mycorrhizal Fungi", Mycorrhiza.
- Ojeda, L; Furrázola, E; Hernández, C. 2014. Micorrizas arbusculares en leguminosas de la empresa pecuaria, el tablón, cuba pastos y forrajes. Vol. 37. N° 4. Pág. 392-398.
- Ortegón, M, A, S. 1993. El girasol. Ed. Trillas, México
- Parniske, M. 2008. Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. Nature Reviews Microbiology pág. 763-775.
- Paulina A. Castañón-Silva, Michael A. Venegas-Urrutia, María G. Lobos-Valenzuela, Hernán J. Gaete-Olivares. (2013). influencia de micorrizas arbusculares *glomus* spp. en el crecimiento y acumulación de cobre en girasol *Helianthus annuus* L. Depto. Biología y Ciencias Ambientales, 2Depto. Química y Bioquímica, 3Centro de Investigación y Gestión de Recursos Naturales CIGREN, Facultad de Ciencias, Universidad de Valparaíso. Av. Gran Bretaña 1111, Playa Ancha, Valparaíso, Chile
- Reyes, C, J, L. y Cano R, P. 2000. Manual de polinización apícola.
- Richardson, K, A; currah, R, S; Hambleton, S. 1993. Basidiomycetes endophytes from the roots of neotropical epiphytic orchidaceae. Lindleyana. Page. 127-137
- Sánchez, C; Caballero, D; Cupull, R; González, C; Urquiaga, S, y Rivera, R. 2009. Los abonos verdes y la inoculación micorrizica de plántulas de *coffea* arábica sobre suelos cambisoles gleyicos. Cultivos tropicales, vol. 30 N°. pág. 25-30
- Sánchez, J. 2001. Producción de oleaginosas y textiles. México-producción. pág. 35.
- Safir, G, R. 1987. Ecophysiology of mycorrhizal plants.

- Sieverding, E. 1991. Vesicular-Arbuscular Mycorrhiza Management in Tropical Agro Systems. GTZ. Eschborn, Germany
- Smith, S, E; Read, D, J. 2008. Mycorrhizal Symbiosis. Academic press, London, UK, pag.607.
- Smith, S, E. y Jakobsen I. 2000. Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*. *New Phytologist* 147:357-366.
- Taboada, S, M. y Oliver, G, R. 2004. Cultivos alternativos en México. Editorial AGT. Editor, S.A. México. Pág. 56-72.
- Tapia, J. 2003. Identificación de hongos micorrícicos arbusculares aislados en suelos salinos y su eficiencia en plantas de lechuga (*Lactuca sativa*), Tesis de Doctorado Universidad de Colima. México.
- Terry, E, L, A. y Díaz, M, M. 2006. Biofertilizantes y productos bioactivos, alternativas para la asociación maíz-tomate, en el periodo temprano de siembra. *Cultivos tropicales*. Vol. 27. N°2. Pág. 5-11.
- Tisserant, E; Kohler, A; Dozolme, S, P; Balestrini R; Benabdellah, K. 2012. The transcriptome of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*, reveals functional tradeoffs in an obligate symbiont new.
- Torretta, J, P.; Medan, D; Roig, A, A; Montaldo, N, H. 2010. Visitantes florales diurnos del girasol (*Helianthus annuus*, Asterales: Asteraceae), en la argentina. *Revista de la sociedad entomológica argentina*. Vol. 69. N° 1-2. pág. 17-32.
- Vassey J, K.;2003. Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal como biofertilizantes. *Plant soil* 255 (2): 571-586.
- Vranceanu, A, V. 1977. El girasol. Ed. Mundi-prensa. Madrid.
- Viorel, A. 1997. El girasol. 2^{da} edición, España, España. Editorial mundi-prensa.

Vital-Vilchis I; Quiñones-Aguilar E.E; Hernández-Cuevas L.V; Rincón-Enríquez G. (2019). Crecimiento de girasol ornamental en maceta a cielo abierto por efecto de hongos micorrízicos arbusculares. Laboratorio de Fitopatología de Biotecnología Vegetal, Centro de Investigación y asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco A.C. Camino Arenero 1227, El Bajío del Arenal, Zapopan, Jalisco, México, C.P. 45019.