

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE INGENIERÍA**



**Efecto de la dosis de inóculo micorrízico sobre el
trigo (*Triticum aestivum* L.) var. Pavón F-76 bajo
invernadero.**

Por:

ERIC SANROMÁN CRUZ

TESIS

**Presentada como requisito parcial para obtener el título
de:**

INGENIERO AGRÓNOMO EN SUELOS

**Buenvista, Saltillo, Coahuila, México
Enero del 2000.**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO
NARRO
DIVISIÓN DE INGENIERÍA
DEPARTAMENTO DE SUELOS**

**Efecto de la dosis de inóculo micorrízico sobre el trigo
(*Triticum aestivum* L.) var. Pavón F-76 bajo invernadero.**

Por:

ERIC SANROMÁN CRUZ

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

INGENIERO AGRÓNOMO EN SUELOS

**Aprobada
Presidente del jurado**

MC. Blanca A. Valdivia Urdiales

Sinodal

Sinodal

Dr. Edmundo Peña Cervantes

MC. Luis M. Lasso Mendoza

**MC. Jesús Valenzuela García
Coordinador de la División de Ingeniería**

**Buenavista, Saltillo, Coahuila
Enero del 2000.**

AGRADECIMIENTOS

*A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por haberme abierto las puertas y darme los conocimientos adquiridos para formarme como profesionalista y poder llevar en alto su nombre, **LA NARRO**.*

A mis asesores:

- *MC. Blanca A. Valdivia Urdiales, por haberme dado la oportunidad de iniciarme en la tarea de la investigación, por haberme transmitido sus conocimientos, por su comprensión, apoyo, consejos, orientaciones, y sugerencias en la realización de este trabajo, por todo ello y más.*
- *MC. Luis M. Lasso Mendoza, por su valiosa asesoría en los análisis de laboratorio y destacada participación en la realización de este trabajo y por la confianza depositada en mi.*
- *Dr. Edmundo Peña Cervantes, por sus orientaciones, observaciones, aportaciones y sugerencias para la realización de este manuscrito.*
- *A todo el personal del Departamento de Suelos por haberme brindado su apoyo en el lapso de mi carrera y la realización de mi trabajo.*
- *A Laura María Durón Ochoa, laboratorista del Depto. de Horticultura de la misma Universidad, por todo su apoyo.*
- *A mis compañeros de la especialidad de **Suelos**: Luz María, Yisa, Lupita, Carlos, Guillermo, Luciano, Juan, Camilo, Javier, Sergio, Ruben, Pedro, Abel, Miguel, Omar, Genaro, Rosalba, José Alfredo y Cervando.*
- *A mis compañeros de la exsección de **tronco comun** (Novena sección): Subelda, Luz Bertha, Rosa, Raymundo, Edilberto, Pablo H., Antonio, Plutarco, Germán, Pablo F., Juventino, Jesús y Miguel Angel.*
- *A unas grandes amigas: Maribel H. y Martha H. por brindarme su amistad, nunca las olvidaré.*
- *A mis compañeros de cuarto: Baltazar y Ramiro.*
- *Y a todos los compañeros con que compartí mi estancia en la **NARRO**.*

DEDICATORIAS

- *A Dios nuestro señor por darme el don de vivir y pertenecer a este mundo maravilloso.*
- *Con mucho cariño, respeto y admiración a mis padres:*

Alejandro SanRomán de la Cruz.

Evencia Cruz Barrios

Por su confianza, apoyo moral y económico, por su comprensión y amor en los momentos más difíciles de mi vida. Por el ejemplo, dedicación, sacrificios y consejos que me han encaminado a la formación de mi carrera, por eso y más.

ÍNDICE DE CONTENIDO

Pag.	
ÍNDICE DE CUADROS	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
INTRODUCCIÓN.....	1
REVISIÓN DE LITERATURA	4
1. Trigo.....	4
1.1. Origen y clasificación taxonómica	4
1.2. Necesidades de suelo	5
1.3. Siembra	5
1.4. Fertilización	5
2. Nutrición mineral en la planta.....	6
2.1. Importancia del nitrógeno en la planta.....	7
2.2. Formas de nitrógeno aprovechables por la planta	8
2.3. Importancia del fósforo en la planta	9
2.4. El fósforo en los suelos	9
2.5. Efectos contaminantes e inhibitorios atribuidos a los fertilizantes	11
3. Importancia y funciones de la materia orgánica	13
4. Potencial de hidrógeno (pH)	16
5. Micorrizas	17

5.1.	Clasificación de micorrizas.....	18
5.2.	Morfología de la endomicorriza vesículo-arbuscular (EVA)	21
5.3.	Principales fuentes de inóculo de la EVA	23
5.4.	Estadios de colonización de la EVA	24
5.5.	Taxonomía de la EVA	26
5.6.	Factores que afectan la formación y desarrollo de la EVA	27
6.	Inoculación con endomicorriza vesículo – arbuscular (EVA).....	30
7.	Malezas.....	32
7.1	<i>Gualda (Reseda luteola)</i>	32
8.	Suelos calcáreos.....	33
9.	Materiales y métodos	35
1.	Localización del sitio experimental	35
2.	Producción del inóculo micorrízico (<i>Glomus sp.</i>)	35
2.1.	Recolección de la maleza	35
2.2.	Propagación de la micorriza	36
2.3.	Inoculación y siembra de las semillas de zacate	36
2.4.	Tinción de raíces de zacate.....	37
2.5.	Determinación del por ciento de infección total en la raíz de Zacate inglés.....	38
2.6.	Preparación del inoculante.....	38
3.	Inoculación de trigo.....	39
3.1	Preparación de las unidades experimentales.....	39
3.2	Inoculación de las semillas de trigo.....	41
4.	Siembra	42
5.	Riegos y fertilización.....	42
6.	Tinción de la raíz de trigo.....	43
7.	Cosecha.....	43
8.	Variables evaluadas.....	44
9.	Análisis químico del vástago y el grano.....	44
9.1.	Determinación de nitrógeno.....	44
9.2.	Determinación de fósforo.....	45
10.	Diseño experimental y análisis estadístico.....	45
	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	47
	CONCLUSIONES	65

RESUMEN	66
LITERATURA CITADA.....	68
SECCIÓN DE FOTOGRAFIAS.....	79
APÉNDICE.....	82

INDICE DE FIGURAS

	Pag.
Figura 4.1. Efecto de la dosis de inoculación micorrízica (<i>Glomus sp.</i>) sobre el porcentaje de fósforo en vástago de trigo var. Pavón F-76 bajo invernadero con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.....	49
Figura 4.2. Efecto de la dosis de inoculación micorrízica (<i>Glomus sp.</i>) sobre el porcentaje de nitrógeno en vástago de trigo var. Pavón F-76 bajo invernadero con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.....	51
Figura 4.3. Efecto de la dosis de inoculación micorrízica (<i>Glomus sp.</i>) sobre el peso seco de vástago de trigo var. Pavón F-76	

bajo invernadero con dos dosis de fertilización nitrogenada y fósforada.....	53
Figura 4.4. Efecto de la dosis de inoculación micorrízica (<i>Glomus sp.</i>) sobre el por ciento de fósforo en grano de trigo var. Pavón F-76, bajo invernadero con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.....	56
Figura 4.5. Efecto de la dosis de inoculación micorrízica (<i>Glomus sp.</i>) sobre el por ciento de nitrógeno en grano, bajo invernadero con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.....	58
Figura 4.6. Efecto de la dosis de inoculación micorrízica (<i>Glomus sp.</i>) sobre el rendimiento de trigo var. Pavón F-76, bajo invernadero con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.....	60

INDICE DE CUADROS

Pag.	
Cuadro 2.1 Especies del genero <i>Glomus</i>	27
Cuadro 3.1 Principales características físicas y químicas del suelo utilizado en la presente investigación.....	40
Cuadro 3.2 Distribución de tratamientos utilizados en la presente Investigación.....	43

Cuadro 4.1 Resultados del efecto de la dosis de inóculo micorrízico en la cantidad de N, P, M. O. y pH en el suelo al final de la investigación.....	62
Cuadro A1. Análisis de varianza para la variable por ciento de fósforo en vástago de trigo var. Pavón F-76.....	83
Cuadro A2. Distribución de medias para la variable por ciento de fósforo en vástago de trigo var. Pavón F-76.....	83
Cuadro A3. Análisis de varianza para la variable por ciento de nitrógeno en vástago de trigo var. Pavón F-76.....	84
Cuadro A4. Distribución de medias para la variable por ciento de nitrógeno en vástago de trigo var. Pavón F-76.....	84
Cuadro A5. Análisis de varianza para la variable peso seco de vástago de trigo var. Pavón F-76.....	85
Cuadro A6. Distribución de medias para la variable peso seco de vástago de trigo var. Pavón F-76.....	85
Cuadro A7. Análisis de varianza para la variable por ciento de fósforo en grano de trigo var. Pavón F-76.....	86
Cuadro A8. Distribución de medias para la variable por ciento de fósforo en grano de trigo var. F-76.....	86
Cuadro A9. Análisis de varianza para la variable por ciento de nitrógeno en grano var. Pavón F-76.....	87
Cuadro A10. Distribución de medias para la variable por ciento de nitrógeno en trigo var. Pavón F-76.....	87
Cuadro A11. Análisis de varianza para la variable rendimiento de trigo var. Pavón F-76.....	88
Cuadro A12 Análisis distribución de medias para la variable rendimiento de trigo var. Pavón F-76.....	88

INTRODUCCIÓN

La alimentación es uno de los principales problemas a los que se enfrenta el mundo actual, agravado por el acelerado crecimiento demográfico, sobre todo en países en vías de desarrollo. La investigación agrícola se presenta como una alternativa para solucionar esta problemática ya que su objetivo es incrementar el rendimiento y el contenido proteico de algunos principales cultivos como son las gramíneas (trigo, maíz, avena, etc.), además de buscar que éstos sean cada vez más eficientes en condiciones climáticas y edáficas adversas.

El trigo es uno de los cultivos más extendidos en el mundo. En Coahuila, se cultiva el trigo ya que las condiciones ecológicas lo permiten. En este Estado, el trigo es el segundo cereal más consumido después del maíz y tiene un rendimiento promedio de 2.5 t/ha; su superficie sembrada a nivel estatal es de 11,190 ha (SAGAR, 1996).

Los suelos de dicha región, se caracterizan por altas concentraciones de carbonatos que dificultan la absorción radical y retienen algunos nutrimentos como el fósforo y el nitrógeno, por lo que la planta sólo aprovecha del ocho al diez por ciento del fertilizante fosforado y el resto es inmovilizado en el suelo. Por otra parte el trigo sólo utiliza una cuarta o tercera parte del nitrógeno aplicado al suelo y lo demás se pierde por volatilización o lixiviación en forma de nitratos contaminando los mantos acuíferos.

Por lo anterior se puede decir que lograr un incremento en la eficiencia del trigo en la absorción de nitrógeno y fósforo pueden incidir directamente en la producción y en una reducción de la contaminación del ambiente.

En los últimos años se ha observado que la inoculación de plantas con hongos micorrízicos pueden aumentar la absorción radical de estos nutrimentos debido a cambios en la rizósfera, como la disminución de pH, alta actividad de

ectoenzimas e incremento del volumen de suelo explorado por las raíces, lo cual aumenta el crecimiento vegetal.

Las micorrizas resultan de la asociación entre ciertos hongos benéficos del suelo y las raíces de algunas plantas. Existen diferentes tipos de esta simbiosis mutualista, entre los que destacan la endomicorriza vesículo-arbuscular (EVA) producida por hongos del orden Glomales. La infección micorrízica es un proceso de múltiples pasos en la que diferentes acciones moleculares desencadenan una serie de eventos de reconocimiento entre el hospedero y el simbiote. La planta provee al hongo de compuestos carbonados que usa para su crecimiento y almacenaje y éste, a su vez, beneficia a la planta al aumentar la capacidad de absorción de nutrientes, en especial de fósforo del suelo y su movilización a las raíces, lo que trae como consecuencia una mejor adaptación de las plantas a ambientes edáficos restringidos en elementos nutritivos y humedad.

La estrategia fijada en la presente investigación es la utilización de diferentes dosis de inóculo endomicorrízico del género *Glomus sp.*, en semillas de trigo cultivado en suelos calcáreos aplicando dos niveles de fertilización nitrogenada y fosforada. La finalidad de este trabajo es seleccionar la

combinación de dosis de inóculo y de fertilizante nitrogenado y fosforado que contribuya al mejor crecimiento de trigo.

REVISIÓN DE LITERATURA

TRIGO

Origen y clasificación taxonómica

De acuerdo con estudios realizados por Mangelsdorf, el trigo es originario de la región que comprende el Cáucaso, Turquía e Irak (Robles, 1978). Los españoles introdujeron a México el cultivo de trigo a principios de 1520, poco después de su llegada, encontrando que se adaptaba bien a las condiciones climáticas y edáficas de nuestro país (Robles, 1990; Terra Nova, 1995).

Según Robles (1978), la clasificación botánica del trigo es la siguiente:

ClaseMonocotiledoneae
Orden Graminales
Familia..... Poaceae o Gramineae
Tribu Triticieae
Subtribu Triticinae
Género *Triticum*
Especie *aestivum*

Necesidades de suelo para el cultivo de trigo

El cultivo de trigo es medio tolerante a suelos salinos pero su rendimiento es afectado cuando la conductividad eléctrica es mayor de 6 mmhos/cm. el pH óptimo para el cultivo es de 6.5 a 7.0 pero tolera de 5.5 a 8.0, el trigo obtiene sus mejores rendimientos en suelos arcillo - limosos o arcillosos (Robles, 1978)

Siembra

Se debe efectuar la siembra a una profundidad de tres a seis veces el tamaño de la semilla dependiendo del tipo de suelo. La siembra en suelos arcillosos y pesados debe hacerse en seco, pero habrá que regar inmediatamente después (Robles, 1978).

Fertilización

La dosis de fertilización es muy variada para cada región agrícola debido a que cada una tiene diferentes limitaciones en cuanto a fertilidad del suelo, aunque es preferible dividir la aplicación del nitrógeno. La primera mitad se aplica a la siembra y el resto antes del segundo riego de auxilio, el fósforo se aplica al momento de la siembra (Colín, 1992). En el caso de trigo cultivado en Coahuila, la dosis recomendada es 120- 80-60 (INEGI,1998).

Boman *et al.* (1995), mencionan que la influencia de la fertilización nitrogenada sobre la cosecha de grano ha sido mínima pero en la cosecha de forraje ha tenido un significativo impacto, por lo que se concluye que la aplicación de urea o nitrato de amonio en diferentes etapas de desarrollo de trigo son igualmente efectivas como fuente de nitrógeno.

NUTRICIÓN MINERAL EN LA PLANTA

Tanto las plantas como los animales y seres humanos, requieren alimentos para su crecimiento y desarrollo. Este alimento está compuesto de ciertos elementos químicos, a menudo referidos como elementos alimenticios de las plantas (Ortiz y Ortiz, 1984).

Los elementos diferentes al C, H y O son llamados nutrimentos minerales y son obtenidos por las plantas del suelo por varios mecanismos. Los elementos N, P y K han sido clasificados como nutrimentos mayores; el Ca, Mg y S como elementos secundarios y los nutrimentos minerales restantes como microelementos (Tisdale y Nelson, 1975).

Cuando se habla de fertilización, se hace alusión a tres macronutrimentos esenciales para el crecimiento y desarrollo de la planta (Bidwell, 1979; Donahue, 1992), es decir N,P,K, de los cuales, los dos primeros suelen ser los más demandantes por un cultivo, puesto que normalmente el

potasio no representa problemas de disponibilidad en el suelo (Domínguez, 1989).

Importancia del nitrógeno en la planta

No se podría concebir la vida sin este elemento, todos los procesos vitales están asociados a la existencia de un plasma funcional que representa al nitrógeno como constituyente característico. Además de ello el nitrógeno se encuentra presente en gran número de compuestos de singular importancia fisiológica dentro del metabolismo vegetal, tales como la clorofila, las nucleótidas, los fosfátidos, los alcaloides, así como múltiples enzimas, hormonas y vitaminas (Jacob y Von Wexkull, 1973).

Según Ortiz y Ortiz (1984), el papel del nitrógeno puede ser considerado como estructural y metabólico ya que es:

- Constituyente esencial de los seres vivos.
- Forma parte de las proteínas y clorofila.
- Imparte un color verde oscuro a las plantas.
- Promueve el desarrollo rápido en la primer etapa.
- Aumenta el contenido de proteínas en los cultivos alimenticios y forrajeros.

El nitrógeno hace posible el buen desarrollo de la planta de trigo, esencialmente en el logro de buenos rendimientos ya que permite que la planta

tome color verde oscuro característico, mejora el peso y la calidad del grano del cereal, lo cual hace que tenga buena aceptación dentro de la industria harinera. En el suelo, el nitrógeno ayuda a la rápida desintegración de residuos vegetales y regula en la planta la utilización de otros elementos (SEP, 1997; Hanson *et al.*, 1982).

Formas de nitrógeno aprovechables por la planta

El suelo contiene una proporción relativamente grande de nitrógeno no disponible (orgánico) y una pequeña proporción de nitrógeno disponible (inorgánico), el nitrógeno orgánico representa el 97 al 98 por ciento de N total en el suelo. El nitrógeno inorgánico representa sólo entre el 2 a 3 por ciento (Garman, 1995).

Las plantas absorben el nitrógeno en forma de iones amonio (NH_4^+) y nitrato (NO_3^-), los cuales son utilizados con igual facilidad, la diferencia estriba en que todo el nitrato se encuentra disuelto en la solución del suelo. Por el contrario, si el suelo tiene mucha arcilla o humus, gran cantidad de amonio se encontrará como catión en la fase de cambio. Por esta razón, los nitratos son los de más rápida acción, esto puede ser importante, porque los iones amonio añadidos al suelo se oxidan rápidamente a nitratos (Palacios, 1982).

Importancia del fósforo en la planta

El fósforo es uno de los macronutrientes más importantes para la nutrición de las plantas debido a la diversidad de funciones y procesos en que interviene, incluyendo actividades metabólicas. La función principal del fósforo se encuentra en numerosas reacciones de transferencia de energía, que son efectuadas por varias reacciones de fosforilación y desfosforilación. Estas reacciones ocurren generalmente cuando se unen los fosfatos para formar otros compuestos y en el rompimiento de esqueletos de compuestos fosfatados. Según Tisdale y Nelson (1982), el fósforo tiende a concentrarse en tejidos jóvenes con crecimiento activo y en semillas de plantas. Así, plantas deficientes de fósforo, presentan poco crecimiento vegetativo, el sistema radicular es limitado, los tallos son delgados y la formación de frutos y semillas es reducida, además de disminuir el rendimiento y la calidad del grano.

Según Epstein (1972) y Mengel y Kirby (1979), la cantidad de fósforo en las plantas varía desde 0.05 por ciento hasta 1.0 por ciento, con un promedio entre 0.2 y 0.4 por ciento. Sin embargo, Lorenz y Maynard (1980), indican que el contenido de fósforo como fosfatos cambia con la edad de la planta.

El Fósforo en los suelos

El fósforo se encuentra en los suelos tanto en forma orgánica como inorgánica. Hay varios grupos de fósforo orgánico en los suelos, los principales

son: fosfolípidos, ácidos nucleicos y fosfatos de inositol (Ortega, 1978; Tisdale y Nelson, 1982).

El contenido de fósforo orgánico en los suelos se considera como una reserva de fósforo inorgánico para las plantas. La fuente original de fósforo en los suelos es generalmente la apatita ($\text{Ca}_{10}(\text{PO}_4)_6\text{F}_2$) y es constituyente común de rocas ígneas, metamórficas y sedimentarias. Cuando la apatita se intemperiza, el P liberado en forma soluble, en un suelo alcalino puede reaccionar en la superficie de los carbonatos o puede reaccionar con calcio soluble o intercambiable para formar hidroxiapatitas ($\text{Ca}_{10}(\text{PO}_4)_6\text{OH}_2$). Las formas de fósforo inorgánico en el suelo pueden resumirse de la siguiente manera para suelos alcalinos: fluorapatita, hidroxiapatita, fosfatos de hierro (Fe) o aluminio (Al), si el material basal contiene estos minerales (Cajuste, 1977).

El fósforo es absorbido por las raíces de las plantas en sus formas H_2PO_4^- (ortofosfato primario) y $\text{HPO}_4^{=}$ (ortofosfato secundario), siendo el ortofosfato primario la forma más aprovechable por las plantas (Mengel y Kirby, 1979). Sin embargo, la forma predominante en suelos alcalinos es $\text{HPO}_4^{=}$.

Según Ortiz y Ortiz (1980), la fijación es el proceso por el cual ciertos elementos químicos esenciales son convertidos de formas solubles intercambiables a formas menos solubles o no intercambiables. En suelos calcáreos alcalinos los iones fosfato parecen ser precipitados como fosfatos de calcio y magnesio relativamente insolubles, también el fósforo es fijado por

partículas coloidales de arcilla al remplazar al silicato o al hidroxilo de la micela, pero es más rápidamente fijado en suelos con textura fina.

Los factores suelo y planta afectan la disponibilidad del fósforo, destacando de entre ellos la cantidad total de fósforo difundido a las raíces, la concentración de fósforo en la solución del suelo y la densidad del sistema radicular. Khasawneh *et al.* (1980), destacan que el contenido de fósforo en la solución y la capacidad buffer de los iones fosfato son factores muy importantes. Además, indican que la distribución de P en el perfil del suelo, la distribución y desarrollo de raíces en el perfil del mismo, así como la existencia de micorrizas, afectan la disponibilidad de P para las plantas.

La concentración de las formas inorgánicas (H_2PO_4 y HPO_4) en la solución del suelo es el factor más importante para que la planta absorba el fósforo que se encuentra en el suelo (Tisdale y Nelson, 1975). Sauchelli (1965) y Larsen (1967), mencionan que las plantas generalmente recuperan de 20 a 30 por ciento de los fertilizantes fosfatados aplicados en el primer año en y que esta cantidad decrece con los años posteriores.

Efectos contaminantes atribuidos a los fertilizantes.

La noción de que los fertilizantes químicos son inherentemente dañinos para el suelo y los cultivos ha creado confusión, aunque es cierto que el exceso de ciertos fertilizantes adicionados al suelo provocan problemas de

contaminación. El nitrógeno y el fósforo son nutrimentos comúnmente relacionados con el deterioro ambiental. Cuando el nitrógeno en su forma nítrica se encuentra en el agua para consumo animal o humano, se transforma en un peligro potencial si sus concentraciones son suficientemente elevadas. El fósforo, por su parte, estimula el crecimiento de algas en lagos y ríos. El potasio no ha sido relacionado con algún efecto dañino en el medio ambiente. De los tres elementos mencionados, particularmente los dos primeros son los nutrimentos que con mayor cantidad requiere la planta, es por eso que el uso excesivo de estos fertilizantes en suelos pobres o con problemas de retención de elementos como el fósforo en suelos calcáreos, puede causar contaminación (Etchevers, 1991).

Los fertilizantes también pueden dañar a los microorganismos del suelo. La micorrización en condiciones de elevada fertilidad de N y P reduce sus efectos benéficos sobre el crecimiento de la planta hospedera debido a que disminuye la colonización e infección de la raíz. Frías-Hernández *et al.* (1988), al inocular zacate ballico (*Lolium multiflorum*) con *Glomus fasciculatum* y aplicar una fertilización nitrofosfatada, observaron mayores porcentajes de infección micorrízica en raíces de plantas que recibieron una fertilización fosforada media (00-60-00), en comparación con plantas fertilizadas con nitrógeno (100-00-00), nitrógeno y fósforo (100-60-00) y no fertilizadas.

Como tendencia general, se aprecia que los niveles extremos (altos y bajos) de fertilización fosforada inhiben la colonización (Betlenfalvay, 1992),

mientras que los niveles intermedios la incrementa y aumenta la incorporación de este elemento en la planta (Olalde *et al.*, 1994).

Respecto al nitrógeno, este nutrimento puede suprimir o incrementar la colonización micorrízica (Azcón y Barea, 1992). Las formas amoniacales, en especial, producen estas respuestas (Chambers *et al.*, 1980); la naturaleza del efecto depende del nivel de fertilización empleado. Según Menge (1983), comúnmente es recomendable usar concentraciones entre 25 y 75 ppm de N-NO₃ diluido en agua. Azcón *et al.* (1978), reportaron que la adición de 40, 80 y 120 mg de NO₃/kg de suelo, incrementaron el porcentaje de colonización de *Glomus mosseae* en maíz pero, niveles mayores lo redujeron. Karow y Lindsey (1985), encontraron que la inoculación de alfalfa con *Glomus mosseae* aumentó significativamente el porcentaje de micorrización de esta planta cuando el contenido de nitrógeno en el suelo varió de 0.6 a 31 ppm. La intensidad del efecto está influenciado por el balance de fósforo y nitrógeno, la fuente de nitrógeno y el pH de la rizosfera (Sylvia y Neal, 1990; Li *et al.*, 1991).

IMPORTANCIA Y FUNCIONES DE LA MATERIA ORGÁNICA.

Los principales elementos constitutivos de la materia orgánica son el carbono, hidrógeno, oxígeno y nitrógeno. Esta proviene de la síntesis de los organismos vivos que combinan los distintos elementos en su funcionamiento metabólico y catabólico. La materia orgánica proviene de los residuos vegetales y animales. Los restos vegetales derivan tanto de los cultivos como de las

plantas nativas y de los llamados abonos naturales: los restos de animales muertos. También proveen de materia orgánica al suelo los diferentes microorganismos (Ortíz, 1987).

La materia orgánica se descompone en dos formas generales que son la mineralización y la humificación, que son procesos de naturaleza bioquímica.

(1) Mineralización, esta se presenta después de la destrucción mecánica de los restos de vegetales y animales, produciéndose el ataque de microorganismos (Bacterias, hongos, protozoarios, etc) lo cual produce cambios químicos en ella. Degradando los carbohidratos solubles, el almidón, las pectinas y las proteínas. Las bacterias degradan la celulosa perdiéndose la estructura química de los restos quedando sólo la lignina, la cual se descompone más lentamente. De esta descomposición se forman compuestos de formación química más simple como son CO_2 , H_2O , NH_3 , PO_4 , SO_4 , etc.

(2) Humificación. Es un proceso de descomposición de los microorganismos, es una síntesis o resíntesis de los productos de la mineralización, transformándolos en nuevos complejos orgánicos que se caracterizan por su mayor estabilidad, como los ácidos húmicos, y compuestos orgánicos coloidales de color oscuro (Fassbender, 1987; Rodríguez, 1989).

Factores que influyen sobre la mineralización y humificación. Se pueden dividir en factores internos y externos , los internos están relacionados con los restos de animales y vegetales que se mineralizan y humifican, los factores

externos se vinculan con las características del medio en el cual ocurren estos procesos.

La materia orgánica desempeña diversas funciones en el suelo; en las cuales están las siguientes:

1. Reducir el impacto de las gotas de lluvia.
2. Favorecer la infiltración lenta del agua.
3. Producir sustancias y aglutinantes microbianos que ayudan a estabilizar la estructura del suelo.
4. Suministrar alimento para los organismos del suelo.
5. Reducir las pérdidas de suelo por la erosión eólica.
6. Retener agua aprovechable para el desarrollo de las plantas.
7. Favorecer la capacidad amortiguadora de los suelos atenuando los cambios químicos rápidos cuando se agregan los fertilizantes y/o caliza.
8. Liberar ácidos orgánicos durante la descomposición para disolver minerales y hacerlos más accesibles para el desarrollo de las plantas.
9. Facilitar la absorción de fósforo debido a que durante la descomposición libera citratos, oxalatos, tartratos y lactatos, los cuales se combinan más fácilmente con el Fe, Al y P (Ortíz, 1987).

POTENCIAL DE HIDROGENO (pH).

El pH es el logaritmo negativo de la división de uno entre la concentración de iones hidrógeno existentes en la suspensión acuosa del mismo (Cepeda, 1983).

Millar (1964), indica que la reacción del suelo debe considerarse en los estudios de la productividad, porque la estructura del suelo, la solubilidad de los minerales y la disponibilidad de los nutrimentos, la actividad de los microorganismos y la absorción de iones por la planta depende de las condiciones que acompañan a las distintas reacciones del suelo.

Fassbender (1975), menciona que el pH influye sobre las propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos incluyendo la disponibilidad de H^+ y OH^- , toxicidad de Al^{+3} y Mg^{+2} , formas de adsorción de fósforo, organismos del suelo, textura del suelo, mineralización de materia orgánica, velocidad de amonificación, mineralización de compuestos sulfatados y fosfatados; todos estos procesos son proporcionales al pH y ocurren en su mejor forma bajo condiciones de pH neutro.

Lindsay (1979), destaca al pH como uno de los parámetros más importantes que afectan la disponibilidad de ortofosfato primario ($H_2PO_4^-$) ya que éste se encuentra a pH entre 2.3 y 7.2, dominando a pH entre 3.8 y 6.0, y es la forma de fósforo más aprovechable por las plantas.

Alexander (1980), indica que uno de los factores más importantes del suelo es el pH, ya que determina los microorganismos involucrados en diferentes procesos como son el ciclo del carbono, descomposición de la materia orgánica, descomposición de celulosa, mineralización, nitrificación, desnitrificación y muchos procesos más; además menciona que cada bacteria, hongo y actinomiceto tiene un pH óptimo para su crecimiento y un intervalo fuera del cual la proliferación celular no se efectúa.

El efecto del pH del suelo depende en gran medida de la adaptabilidad del hospedante y el endófito. Al igual que en las plantas, existe evidencia de que algunas especies fúngicas pueden desarrollarse en un rango amplio de potenciales de hidrógeno en la solución del suelo, mientras que otras pueden requerir condiciones específicas (Menge, 1984). Abbott y Robson (1985), evaluaron el efecto de diferentes valores de pH del suelo sobre dos cepas de hongos endomicorrízicos VA inoculados con *Trifolium subterraneum* y detectaron que *Glomus fasciculatum* colonizó extensamente su sistema radical en un rango de pH de 5.3 a 7.5, cuando *Glomus sp* (WUM16) sólo pudo hacerlo en el pH más alto, lo cual estuvo asociado con la inhabilidad de sus hifas para dispersarse en el suelo en condiciones de acidez.

MICORRIZAS

Frank, citado por Harley y Smith (1983), acuñó el término micorriza en 1885 para describir un fenómeno común en las raíces de ciertos árboles de los

bosques templados de norteamérica, en el cual estos órganos diferían morfológicamente de otras raíces cuando se encontraban asociadas a hongos del suelo; de ahí el nombre latino que significa raíz fungosa.

Más de 90 por ciento de las especies vegetales viven asociadas en forma de simbiosis con ciertos hongos del suelo, dando lugar a la denominada micorriza. Tradicionalmente se reconocen cinco grupos de micorrizas en base a criterios morfológicos, anatómicos y sistemáticos tanto de las plantas como de los hongos (Lynch, 1990), tales grupos son: ectomicorrizas, micorrizas de Ericales, micorrizas de Orchidaceae, ectoendomicorrizas y micorrizas arbusculares también llamadas endomicorrizas.

Las micorrizas son asociaciones simbióticas mutualistas de diversos tipos, que se establecen entre un hongo del suelo y las raíces de una planta. Hay una gran diversidad de asociaciones entre hongos y el sistema radical de los vegetales, ya que cuando se establece la interacción, los hongos por lo general modifican la morfología de la raíz y desarrollan nuevas estructuras que caracterizan a los diferentes tipos de micorrizas (Harley y Smith, 1983).

Clasificación de micorrizas

Ectomicorrizas. También se conocen como micorrizas de capa, puesto que una de sus características distintivas es la presencia de la red de Harting, una trama de hifas que se extiende sobre la corteza de la raíz. Los hongos

implicados en tales asociaciones son principalmente basidiomicetos aunque también se encuentran ascomicetos formando la simbiosis, por lo común esta asociación se presenta en árboles leñosos de las familias Pinaceae y Fagaceae (Harley y Smith, 1983).

Micorrizas de Ericales. Ocurren solamente en este orden de angiospermas y presentan algunas características de ectomicorrizas y endomicorrizas. Se clasifican en tres subgrupos dependiendo del tipo de sistema radical de la planta hospedera: i) Ericoide, ii) Arbutoide, y iii) Monotropoide, que se presentan en plantas como *Rhododendron* (Ericaceae), *Arbutus* y *Arctostaphylos* (Ericaceae) y *Monotropa* (Monotropaceae) respectivamente (Lynch, 1990; Jackson y Mason, 1984).

Micorrizas de Orchidaceae. Existe una dependencia casi absoluta de la planta hospedera sobre el hongo que la coloniza. La colonización ocurre desde el estadio de semilla, que en una buena parte de las orquídeas la semilla es muy pequeña y tiene pobres reservas endógenas de nutrientes. Contra lo que comúnmente ocurre en otros tipos de micorrizas, el mayor flujo de nutrientes se dirige desde el hongo hacia la plántula, que requiere de este aporte por un largo periodo hasta que fotosíntetiza la planta normalmente y pueda cubrir su demanda (Harley y Smith, 1983).

Otro tipo de simbiosis raíz-hongo es la ectoendomicorriza, que comparte características con las ectomicorrizas pero también presentan alto grado de

penetración intracelular, en la ectoendomicorriza el manto de hifas recubre la raíz de la planta puede estar muy reducido o aún ausente, la red de Harting está bien desarrollada pero las hifas penetran en las células corticales de la raíz del hospedero sin formar estructuras especializadas esta simbiosis es sólo aplicable para la familia de las pináceas (Lynch, 1990).

Endomicorriza vesículo - arbuscular (EVA)

Es el tipo de asociación hongo-raíz más extendido en la naturaleza (Trappe, 1987). Esta forma de simbiosis se establece entre hongos de la familia Endogonaceae y una alta diversidad de especies vegetales y que permite a muchas plantas crecer en suelos infértiles, absorber fósforo y otros nutrientes poco móviles en forma más eficiente que en la condición no micorrizada (Gerdemann, 1975; Mosse, 1981; Barea y Azcón - Aguilar, 1983; Ferrera - Cerrato, 1987).

De la gran diversidad de especies vegetales que forman la simbiosis EVA, sólo 125 especies de hongos son capaces de inducirlas (Morton, 1988). Todas pertenecen a la familia Endogonaceae de la clase Zigomicetos y se agrupan en seis géneros (*Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Glomus* y *Sclerocytis*) (Walker, 1987). Se consideran a los hongos VA como simbiosis fisiológicamente obligados puesto que completan su ciclo de vida sólo cuando están asociados a la planta, no habiéndose logrado aún que lo hagan en cultivo puro (Siqueira, 1987).

Morfología de la endomicorriza V-A

La endomicorriza V-A se caracteriza por la presencia de una extensa red de micelio en el suelo unida al sistema radical de las plantas hospederas. El micelio externo tiene estructura dimórfica, con hifas de pared gruesa (20 - 30 μm de diámetro) y a menudo con protuberancias, de las que ramifican hifas finas (2-7 μm de diámetro), de pared delgada y efímeras, las cuales se tornan septadas antes de morir (Hayman, 1978). Rhodes y Gerdemann (1975) determinaron, mediante ^{32}P , que el micelio puede extenderse en el suelo hasta una distancia a siete cm de la raíz.

Las estructuras fúngicas intrarradicales con las que cuenta el hongo son las hifas, arbuscúlos y vesículas que se distribuyen en el tejido parenquimatoso y no invaden los haces vasculares.

Las hifas del interior de la raíz se ubican inter o intracelularmente; su forma puede ser lineal, curvada o irregular (Kinden y Brown, 1975a). Las hifas que invaden el interior de las células son separadas del citoplasma por plasmalema sintetizado de *novo* y por una zona compacta de apariencia similar a la pared celular cortical (Cox y Sanders, 1974).

Los arbusculos son estructuras altamente ramificadas, típicamente intracelulares, que se localizan en las células cercanas al cilindro vascular y cuya función es la transferencia de nutrimentos desde y hacia el hospedante (Carling y Brown, 1982; Marx *et al.*, 1982; Gianinazzi *et al.*, 1983). Son formados a partir de una hifa inter o intracelular, mediante ramificaciones dicotómicas sucesivas hasta formar series de ramas cortas bifurcadas, de diámetro menor a $1\mu\text{m}$ (Kinden y Brown, 1975b). Durante su desarrollo y madurez son separados del citoplasma hospedante por material de apariencia similar al de la pared celular vegetal, los arbusculos maduros ocupan gran parte del volumen celular. Los arbusculos pueden formarse a partir del segundo día de iniciada la infección y permanecer viables de cuatro a quince días (Bevege y Bowen, 1975; Mosse, 1981).

Las vesículas son estructuras de forma ovalada a esférica, cuya función más probable es la de almacén de nutrimentos, pueden formarse inter o intracelularmente, en su juventud contienen citoplasma homogéneo y su pared es delgada y estratificada (Ferrera-Cerrato, 1983); con su maduración los materiales lipídicos coalescen gradualmente y el protoplasma se torna denso (Kinden y Brown, 1975b).

Arroyo *et al.* (1998), evaluaron la colonización micorrízica arbuscular y vesicular en un estudio con maíz, obteniendo que el por ciento de colonización micorrízica arbuscular es más alto que el vesicular en las etapas de desarrollo

de la planta de maíz, debido a que durante el crecimiento las plantas de maíz requieren de la transferencia de metabolitos y nutrimentos, principal función de los arbusculos (Guzman et al., 1990). Durante la madurez aumentó el por ciento de colonización micorrízica vesicular y la arbuscular disminuyó, hecho que se atribuye a la reducción metabólica de la planta (Guerrero, 1981), por lo tanto, decae la formación de arbusculos y aumenta la de las vesículas, pues su principal función es almacenar lipidos que el hongo utiliza durante situaciones de estrés, en este caso para sobrevivir en la etapa final de la planta y poder infectar a otra raíz.

Principales fuentes de inóculo de la EVA.

En un suelo las fuentes de inóculo del hongo son las esporas y las raíces previamente colonizadas (micorrizas) de plantas coexistentes o fragmentos de las preexistentes (Daniels, 1984; Hayman, 1982). Las esporas de la endomicorriza V-A son de tamaño grande (20 a 500 μm) y su forma puede ser globosa, elíptica, ovoide, reniforme, claviforme o irregular. Algunas especies forman esporocarpos mientras que otras forman esporas solas, ya sea en el interior o en el exterior de la raíz (Schenck y Smith, 1982). Las esporas extrarradicales son producidas por las hifas gruesas del micelio externo. Se ha encontrado (Tommerup y Abbott, 1981), que las hifas contenidas en unos fragmentos de raíz que habían sido mantenidos durante seis meses en un suelo seco retenían su infectividad, pero se acepta que los fragmentos de raíz

micorrizada son un inóculo más infectivo que las esporas, aunque éstas, por su capacidad de sobrevivencia incluso en condiciones adversas son las principales responsables de perpetuar la MVA (Daniels, 1984; Hayman, 1982).

Los propágulos, en general, sobreviven en el suelo y cuando las condiciones son favorables las esporas germinan y los micelios se estimulan. Se sabe que las esporas disponen de la información genética y de las capacidades biosintéticas necesarias para germinar e iniciar el desarrollo del micelio (Siqueira *et al.*, 1985), por lo que la totalidad de las esporas pueden germinar en ausencia de la planta y sin adicionar sustancias minerales ni orgánicas (Azcón, 1987; Azcón-Aguilar *et al.*, 1988; Siqueira, 1987).

La abundancia de propágulos de hongos EVA puede variar con los periodos de crecimiento de las plantas, con el tipo de suelo y con el hospedero. Gavito y Varela (1993), encontraron una variación en el número de esporas en un cultivo de maíz, aumentando en la temporada seca (14-18 % humedad) y disminuyendo en la lluviosa (60-68 % humedad), encontrándose los representantes de los géneros *Glomus* y *Acaulospora*.

Estadios de colonización del hongo VA.

Germinación de la espora

Al presentarse condiciones favorables las esporas germinan, el micelio

se desarrolla de forma radial y coloniza una región esférica de suelo alrededor de la espora, los tubos de germinación crecen inicialmente a expensas de las reservas del propágulo, y no muestran tendencia direccional hacia la raíz (Sanders y Sheikh, 1983). Se acepta que el micelio llega a la rizosfera erráticamente (Barea, 1986; Bécard y Fortin, 1988) y después es estimulado por los exudados radicales presentes en dicha zona (Elías y Safir, 1987; Glenn, *et al*; 1988). En el caso de provenir de esporas, la “estimulación rizosférica” provoca una ramificación de las hifas que da lugar a la formación de una estructura de pre-colonización en forma de abanico (Mosse y Hepper, 1975), a partir de la cual se iniciará la colonización propiamente dicha. Se ha postulado que, además de los sustratos de origen vegetal, los microorganismos rizosféricos pueden estar también implicados en la estimulación del micelio (Azcón-Aguilar y Barea, 1985; Barea, 1986).

Los micelios procedentes de fragmentos de micorriza no dan lugar a la estructura de pre-infección (Powell, 1976), una vez establecido el contacto hongo-raíz se produce un crecimiento acelerado del micelio, lo que indica un intercambio de compuestos químicos en las primeras horas del inicio del proceso de micorrización.

Inicio de la colonización de la raíz.

El potencial de inóculo afecta considerablemente la colonización micorrízica durante los primeros treinta días de desarrollo de la planta, el tiempo

de infección se correlaciona negativamente con el potencial de inóculo. El genotipo del hospedante ejerce controles importantes sobre la cantidad y el patrón de colonización por los hongos micorrízicos V-A (Menge, 1983).

En general, se acepta que los primeros puntos de entrada de la hifa se forman preferentemente en las regiones situadas entre los 0.5 y 1.5 cm del extremo de raíces laterales jóvenes (Harley y Smith, 1983), pero la situación no está totalmente definida ya que se ha encontrado inicio de colonización en otras zonas, lo que implica que la colonización puede ocurrir en regiones de la raíz con distintos niveles de organización citológica.

Taxonomía de la endomicorriza VA

Los hongos que forman la endomicorriza vesículo – arbuscular con las raíces de las plantas son miembros de la clase Zigomicotina, orden Endogonales, familia Endogonaceae (Barea y Stewart, 1991).

Morton (1988), clasificó aproximadamente 150 especies de las que solamente se listan los seis géneros que forman la endomicorriza vesículo – arbuscular: *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Sclerocystis*, y *Scutellospora*.

Género *Glomus*

Presenta clamidosporas que nacen terminalmente en un hifa (rara vez dos) simple o indiferenciada. Se encuentra en el suelo libre o formando esporocarpos. El contenido de la espora, en la madurez, se separa de la hifa mediante un septo o está ocluido por una pared de la espora a medida que ésta engruesa, la espora es redonda y no presenta rugosidades. Existen más de veinte especies de *Glomus* aunque en la actualidad sólo se utilizan cinco, aproximadamente como inóculos de cultivos agrícolas (Cuadro 2.1).

Cuadro 2.1: Especies del género *Glomus*.

<i>G. brasilianum</i>	<i>G. caledonium</i>	<i>G. claroideum</i>	<i>G. clarum</i>	<i>G. constrictum</i>
<i>G. coronatum</i>	<i>G. diaphanum</i>	<i>G. eburneum</i>	<i>G. etunicatum</i>	<i>G. fistulosum</i>
<i>G. fragilistratum</i>	<i>G. geosporum</i>	<i>G. gerdemannii</i>	<i>G. intraradices</i>	<i>G. lamellosum</i>
<i>G. leptotichum</i>	<i>G. luteum</i>	<i>G. macrocarpum</i>	<i>G. manihotis</i>	<i>G. mosseae</i>
<i>G. occultum</i>	<i>G. sinuosum</i>	<i>G. spurcum</i>	<i>G. tortuosum</i>	<i>G. trimurales</i>
<i>G. viscosum</i>				

Factores ambientales que afectan la formación y desarrollo de las endomicorrizas vesículo - arbusculares (EVA).

Diversos factores ambientales pueden afectar el ciclo de vida de los hongos EVA, tanto en las fases de precolonización, como en las de la colonización del sistema radical o de esporulación del hongo. A continuación se describen algunos de los factores más importantes.

Factores propios del hongo. Tanto a nivel de especie, como de ecotipos dentro de una especie, existe una gran variabilidad en la capacitación de germinación, de colonización, tanto del suelo rizosférico como de la raíz, así como del micelio externo (Hepper *et al.* 1988; Rosendahl *et al.* 1989). La micorrización por un mismo endofito puede variar marcadamente al cambiar la especie o variedad de planta en que se establece. Las características del sistema radical y la fisiología del hospedante son determinantes en los niveles de micorrización, un factor tan simple como la edad de la raíz puede determinar la presencia o ausencia de infección (Menge, 1983).

Factores propios de la planta. Hay que tener en cuenta el hecho de que la planta controla el desarrollo de cada hongo dentro de la raíz y por lo tanto, el nivel máximo de micorrización que puede establecerse en cada situación concreta (Hackman y Angle, 1987), de acuerdo a la cantidad y calidad de los exudados radicales y cambios en la permeabilidad de las membranas, lo cual está condicionada, a su vez, por la disponibilidad de P necesario para la síntesis de los componentes fosfolípidos de la misma (Ratnayake *et al.*, 1987).

En caso de deficiencia, la capacidad de la membrana para evitar pérdidas disminuye y, además, son menos activos los procesos que requieren transferencia de energía, liberándose al medio, en forma de exudados, los productos no requeridos con fines biosintéticos, produciéndose un aumento de la exudación y del nivel de micorrización. En este sentido, en cultivares de trigo que diferían en su nivel de susceptibilidad a la colonización VA, se encontró una

correlación positiva entre los niveles de micorrización y la concentración de azúcares en los exudados de los distintos cultivares (Azcón y Ocampo, 1981). Estudios posteriores dan más importancia a la exudación a los espacios intercelulares que a la exudación radical considerada globalmente (Scannerini y Bonfante-Fasolo, 1983; Schwab *et al.*, 1984). Otros trabajos sugieren que es la calidad de los exudados, más que la cantidad, la responsable de la estimulación de los hongos VA en presencia de raíces hospedadoras (Elías y Safir, 1987).

Factores no-biológicos. El pH, salinidad, materia orgánica, metales pesados, potencial del agua, etc., influyen en la formación de la simbiosis micorrízica (Mosse, *et al.* 1981).

Fertilizantes químicos. El efecto es normalmente negativo en los abonos con P o N sobre la endomicorriza vesículo - arbuscular (Amijee, *et al.* 1986; Thompson, *et al.* 1986).

Microorganismos del suelo. La microbiota general del suelo, los microorganismos implicados en los ciclos de los nutrientes (fosfobacterias, *Rizobium*, *Azospirillum*, *Frankia*, *Azotobacter...*), los microorganismos patógenos de las plantas, etc., interaccionan con los hongos VA y afectan la formación de la simbiosis (Barea y Azcón-Aguilar, 1982; Azcón-Aguilar, *et al.* 1984).

Fotosíntesis. Cualquier factor que afecte la fotosíntesis va a tener influencia sobre la formación de EVA y este efecto va a estar mediado, obviamente, a través de la planta (Harley y Smith, 1983; Harris *et al.*, 1985).

INOCULACIÓN CON ENDOMICORRIZA VESÍCULO-ARBUSCULAR (EVA).

La inoculación en cultivos de importancia agronómica como gramíneas, leguminosas, hortalizas, etc. con diferentes microorganismos ha sido materia de estudio desde finales del siglo pasado. Ha habido un impacto positivo sobre el rendimiento de grano en trigo y otros cereales como maíz y sorgo (Okon, 1985), sin embargo, su utilización a gran escala con fines comerciales se ha visto limitada por la imposibilidad de propagar las endomicorrizas *in vitro* y los trabajos realizados con este propósito no han producido los resultados esperados (Hepper, 1983; Carr *et al.*, 1985).

Debido a la naturaleza biotrófica obligada de los hongos endomicorrízicos VA, el método para su propagación es la inoculación de hospedantes cultivados en suelo fumigado o esterilizado, para ello se utilizan segmentos de raíz previamente infectados, esporas solas o suelo con esporas y otros propágulos. Torres-Aquino *et al.* (1992), inocularon plántulas de naranja agrio con 3 g de raíz de cebolla colonizada con más del 70 por ciento y suelo que contenía aproximadamente 1800 esporas por planta; las cepas utilizadas fueron *Glomus sp.* (Zac-19) y *Glomus etunicatum*. Guzmán-Plazola *et al.* (1992)

inocularon plantas de maíz utilizando 1 g de raíces micorrizadas de cebolla más 600 esporas contenidas en suelo por planta (tres semillas de maíz aproximadamente), la cepa utilizada fue *Glomus sp* Zac-3. Tales procedimientos, además de hacer difícil la obtención de cultivos libres de otros microorganismos, tienen la desventaja de que en condiciones de campo se requieran de 440 a 3400 kg de suelo-inóculo por hectárea para inocular cultivos como gramíneas, cebolla etc. Quintero y Ferrera-Cerrato (1992), utilizaron 43 g de inóculo micorrízico en un sistema de policultivo (maíz, frijol y haba), dando un total de 1500 kg/ha de inóculo de raíces micorrizadas de alfalfa. Estas cantidades resultan imprácticas en la mayoría de los sistemas de producción comerciales (Menge, 1985).

Un punto que casi no se ha manejado para esta problemática son las dosis de inóculo óptimas que ayuden al mejor crecimiento de la planta. Aguilar *et al.* (1997), en un estudio con diferentes dosis de inóculo (2,4,6,8,10,12, y 14 g) en plantas de papaya, concluyeron que era factible utilizar 2 g de inóculo para tener los mismos resultados que utilizando 14 g de inóculo, la cepa utilizada en el trabajo fue *Glomus sp.* Zac-19. Botello *et al.* (1992), en un trabajo similar con naranjo agrio (*Citrus aurantium* L.), manejaron diferentes dosis de inóculo (1,10,25 y 50 g.) por planta con diferentes cepas (*Glomus fasciculatum*, *G. vesiforme* y *G. intrarradix*), obteniendo que la dosis mínima de inóculo (1 g) puede ser empleada para obtener beneficios de la simbiosis endomicorrízica similares a los observados aplicando dosis elevadas (50 g).

MALEZAS NATIVAS

Las malezas son habitantes comunes de las áreas de cultivo y de terrenos abandonados, muchos factores contribuyen a la ocurrencia común de un cultivo con ciertas malezas; entre éstos se encuentran la similitud de tamaño de semillas, tiempo de madurez y germinación. Las malezas compiten con las plantas cultivadas debido a: (1) el alto porcentaje de germinación de sus semillas bajo condiciones adversas, (2) el rápido desarrollo de las plantas y (3) un extensivo sistema radical teniendo tanto de raíces superficiales como profundas (Crafts, 1975; Villarreal, 1983).

En el presente trabajo se utilizó una maleza asociada al trigo como fuente de inóculo micorrizico. A continuación, se describen brevemente las características principales de la maleza de la cual se aisló la EVA utilizada.

Gualda (*Reseda luteola* L.) Familia *Resedaceae*.

Es una planta de tallos erectos, glabros poco ramificados, de savia acuosa, amarillenta y llega a crecer hasta 1 metro de altura. Sus hojas son alternas y céciles y están dispuestas en una roseta basal de 4 a 15 cm de largo y 1 a 1.5 cm de ancho, con el borde ondulado. Las flores están dispuestas en racimos densos de 20 a 40 cm de largo en las ramas terminales, tienen 4

sépalos, 4 pétalos, blanco – amarillentos, de 2 a 5 mm de largo, muy desiguales en tamaño, con 20 a 30 estambres. El fruto es una cápsula abierta, trilocular, de 4 a 6 mm de diámetro, verde, que contiene semillas globosas, de color oscuro y de 1mm de largo. Es considerada como una hierba anual o bianual, con una floración durante los meses de septiembre a mayo (Villarreal, 1983).

SUELOS CALCÁREOS

Miller *et al* (1972) y León (1984), describen que un suelo calcáreo contiene carbonato de calcio (CaCO_3), que es un compuesto relativamente insoluble. La mayor disociación del hidróxido de calcio y la producción de OH^- en relación con la producción de H^+ a partir del ácido carbónico débil provoca un efecto alcalino. Como resultado de esta disociación, el pH de los suelos calcáreos varía por lo general de 7 a 8.3.

Rodríguez y Gavande (1967), reportan que en zonas áridas los suelos se caracterizan por su poca capacidad de retención de agua, poca materia orgánica y deficiencia de nutrimentos. Además, las condiciones de baja precipitación, alta evaporación y relativamente pequeños lavados de suelo, tienden a favorecer la formación de compuestos de calcio y fósforo. Los problemas físicos que presentan los suelos alcalinos se originan de la dispersión de los coloides del suelo que forman costras y bloquean los poros. Este proceso reduce la permeabilidad del suelo y dificulta el crecimiento de las plantas. Desde el aspecto químico, uno de los problemas principales de estos

suelos es la deficiencia de hierro, la reducida disponibilidad de fósforo, potasio y de la mayoría de los micronutrientes (Cepeda, 1983).

Rodríguez (1982), indica que en los suelos calcáreos el fósforo se encuentra en baja disponibilidad, ya que el carbonato de calcio favorece la inmovilización del ión fosfato aplicado como fertilizante, haciéndolo inaprovechable para las plantas durante algún tiempo o definitivamente. De acuerdo a Barrow (1974), en este tipo de suelos el fósforo soluble aplicado permanece moderadamente disponible durante un corto periodo de tiempo, el cual depende de las características físicas, químicas y biológicas del suelo.

Giskin *et al.* (1972) y Sprat *et al.* (1980), señalan que en suelos calcáreos la eficiencia del uso del fertilizante fosfatado aplicado en la siembra decrece cuando el fertilizante residual fosfatado se ha acumulado como resultado de intensas aplicaciones durante varios años. Cualquiera que sea la causa de la inmovilización del fósforo en el suelo calcáreo, Mahtab (1972), indica que afecta la disponibilidad y, consecuentemente, su aprovechamiento por la planta; por ello la fertilización del fósforo es esencial para renovar la disponibilidad del elemento en la solución del suelo.

Azcón y Barea (1992), estudiaron tres tipos de suelos calcáreos utilizando como planta la alfalfa; a los suelos se les suministró cantidades crecientes de fosfato soluble e inóculo de micorriza (V-A.). El inóculo fue tan efectivo como la fertilización en cuanto a la absorción de N, P y K, disminuyó la cantidad de Ca en los suelos y redujo la absorción de Mg.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización del sitio experimental

El experimento se estableció en el invernadero de alta tecnología (Snoopy 2000) de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), la cual se localiza a 25° 23' latitud norte, 101° 00' longitud oeste y altitud de 1743 msnm (CETENAL, 1976). La temperatura promedio del invernadero fue de 25 °C durante el día y 19 °C durante la noche, con una humedad relativa de 75 por ciento, aproximadamente.

Producción del inóculo micorrízico (*Glomus sp.*)

Recolección de la maleza.

La fuente de inóculo micorrízico utilizado en esta investigación fue la maleza *Reseda luteola* (Gualda), asociada al cultivo de trigo y localizada en el área de influencia de la UAAAN.

La maleza se recolectó, procurando no dañar el sistema radical, se colocó dentro de bolsas de polietileno negro. Las plantas se transportaron al laboratorio de Microbiología del Departamento de Suelos de la UAAAN donde

se separó la raíz de la parte aérea. La raíz se secó a temperatura ambiente durante 10 días, se molió en un mortero y se guardó en bolsas de papel para su posterior uso.

Propagación de la micorriza.

Para llevar a cabo este proceso se utilizaron 100 kg de suelo extraído de un predio de la UAAAN. El suelo se cubrió con polietileno negro y fue sometido a la acción de bromuro de metilo durante 12 hrs para eliminar microorganismos que pudieran competir con el hongo. El suelo tratado se utilizó para llenar macetas de unicel de 2 kg de capacidad; el suelo se reposó durante un día para después sembrar semillas de zacate “inglés” (*Lolium perene* L. o ray grass).

Inoculación y siembra de la semilla de zacate.

Para inocular la semilla de zacate se utilizó como inóculo la raíz molida de gualda. El procedimiento consistió en aplicar un adherente (sacarosa al 10 %) a la semilla que después se mezcló con 0.9 g de inóculo por 3 g de semilla. Las semillas se sembraron en el suelo tratado con bromuro de metilo y se regaron periódicamente para mantener el suelo con humedad suficiente para el crecimiento del zacate “inglés”.

Tinción de raíces de zacate.

Para proceder con la tinción de raíces de zacate, se hizo un muestreo al azar de las macetas, se extrajeron las raíces y se colocaron en frascos de vidrio con agua destilada con la finalidad de evitar su deshidratación. Las raíces se trasladaron al laboratorio, donde se eliminó el suelo adherido a las mismas con agua de la llave, y se tiñeron según el procedimiento de Phillips y Hayman (1975), que se explica a continuación.

Clareo. Se colocaron las raíces libres de suelo en cápsulas esterilizables y se cubrieron con KOH al 10% para después calentarlas durante 10 minutos a 10 libras de presión. Después se retiró el KOH y las raíces se enjuagaron con agua destilada.

Blanqueo. Se agregó suficiente H_2O_2 al 10% para cubrir las raíces durante tres minutos; pasado este tiempo se eliminó el H_2O_2 y se enjuagaron las raíces con agua destilada.

Acidificación. Las raíces se cubrieron con HCl al 10% durante tres minutos, se eliminó el ácido y sin enjuagar las raíces, se procedió a la coloración.

Coloración. Las raíces se cubrieron con la solución colorante (azul de tripano 0.1% en lactoglicerol) y se calentaron por 10 minutos a 5 libras de presión. Se eliminó el colorante y se enjuagaron las raíces con lactoglicerol limpio. Así

preparadas, las raíces se guardaron en refrigeración hasta su observación microscópica.

Determinación del por ciento de infección total en la raíz de zacate “inglés”.

Para evaluar el por ciento de colonización del zacate inoculado, se colocaron 10 segmentos, de raíces previamente teñidos, de una misma longitud en un portaobjetos, se cubrieron con el cubreobjetos y se observaron al microscopio con un campo óptico de 40 x. Se asignó el valor de uno a los segmentos que contenían hifas, vesículas y/o arbusculos, independientemente de la intensidad de la micorrización (Ferrera-Cerrato, 1993) para la evaluación total.

Se obtuvo el por ciento de colonización endomicorrízica total se obtiene mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de Colonización total} = \frac{\text{número de segmentos colonizados}}{\text{número de segmentos totales}} \times 100 \quad (1)$$

Preparación del inoculante.

Después de determinar el por ciento de micorrización, se procedió a separar las raíces de zacate de la parte aérea y se lavaron con agua de la llave

para eliminar el suelo y la materia orgánica. Las raíces se dejaron secar a temperatura ambiente durante 12 días, se molieron en un molino eléctrico y se guardaron en bolsas de papel hasta su uso.

Inoculación en trigo

Una vez propagada la micorriza y después de preparar el inóculo, se procedió a la inoculación de trigo con diferentes niveles de inóculo para determinar su efecto en la planta.

Preparación de las unidades experimentales.

Se prepararon 16 tratamientos con cuatro repeticiones, dando como resultado 64 unidades experimentales (Cuadro 3.2).

Las unidades experimentales fueron macetas de polietileno negro con cinco kg de suelo en cada una. El suelo que se utilizó fue extraído de un predio de la UAAAN; es un suelo claro, debido al contenido de carbonatos de calcio, de textura migajón arcilloso, que se encuentra sobre un estrato calcáreo, duro y continuo denominado petrocálcico. Este suelo es de origen sedimentario derivado de rocas calizas y, de acuerdo a su formación, es de origen aluvial por escurrimiento. Según la FAO (Foth, 1985), es un suelo xerosol háplico, con las mismas características físicas y químicas (Cuadro 3.1) que el que se utilizó para la propagación de la micorriza en el zacate “inglés”.

Cuadro 3.1. Características físicas y químicas del suelo utilizado en la presente investigación.

Características	Método de obtención	Valor obtenido
Nitrógeno total	Kjeldahl	0.11 %
Fósforo extraíble	Olsen	71.5 mg/kg
Materia orgánica	Walkley/Black	2.20 %
Carbonatos totales	HCl 1N	31.35 %
PH	Potenciómetro	8.2
Textura	Hidrómetro de Bouyoucos	Migajón-arcilloso
Densidad aparente	Probeta	1.25 g/cm ³
Conductividad eléctrica	Puente de Wheastone	2.34 Ds/m
Capacidad de intercambio catiónico (C.I.C.).	Acetato de amonio	30.6 Meq/100g

Departamento de Suelos de la UAAAN, 1998.

Después de analizar el suelo, se procedió a hacer un conteo de esporas por el método de tamizado húmedo y decantación (Gerdemman y Nicolson, 1963), el cual consiste en los siguientes pasos.

1. Se pesaron 40 g de una muestra de suelo y se mezclaron con agua en un vaso de precipitado de 1000 ml, agitando vigorosamente por 30 segundos; se dejó reposar por 30 segundos.
2. Se colocaron tamices en orden descendente de apertura de malla (50, 100 y 200) y se decantó el sobrenadante sobre los tamices.
3. Los pasos 1, 2 y 3 se repitieron dos veces con el suelo que quedó en el fondo del vaso.

4. Después, se recogió el suelo retenido en los tamices de 100 y 200 y se colocó en diferentes vasos de precipitado.
5. El contenido de los vasos se vació en tubos de centrifuga de 10 ml y se centrifugó por tres minutos a 2500 rpm.
6. Se descartó el sobrenadante y los tubos se llenaron con solución de sacarosa al 40 por ciento, se agitó vigorosamente y se centrifugó nuevamente por 15 segundos a 2500 rpm.
7. El sobrenadante se vertió en un tamiz de número 325 y se lavó con agua para eliminar la sacarosa.
8. Se depositó el material retenido por el tamiz número 325 en un papel filtro, previamente cuadrículado (0.5 cm²), y se cuantificó en un estereoscopio.

Los resultados se expresan en número de esporas encontradas en el papel filtro por gramo de suelo.

Inoculación de la semilla de trigo.

Se cubrieron semillas de trigo variedad Pavón F-76 con adherente (sacarosa al 10%), se agregó el inóculo y se mezcló homogéneamente con la semilla. Se utilizaron cuatro niveles de inóculo 0, 0.1, 0.2 y 0.4 g con cuatro repeticiones (Cuadro 3.2).

Siembra de trigo

Se sembraron 10 semillas inoculadas de trigo en cada unidad experimental. Después de que emergieron las plántulas, se hizo un clareo, dejando dos plantas por cada unidad experimental.

Riegos y fertilización

Los riegos se aplicaron cada vez que el cultivo lo requirió de acuerdo a las condiciones de temperatura y humedad prevalentes en el invernadero, de tal manera que el agua no fuera un factor limitante para el desarrollo del cultivo.

Para la fertilización, se tomó como base la dosis recomendada para la región 120-80-60 (SAGAR, 1996), modificando los niveles de nitrógeno y fósforo quedando los tratamientos como se muestra en el Cuadro 3.2. Los fertilizantes comerciales utilizados fueron urea (46% de nitrógeno) y superfosfato triple (46% de P_2O_5). La aplicación de los fertilizantes se dividió en dos partes iguales, la primera aplicación se realizó a los quince días después de la emergencia y la segunda después de haberse iniciado el amacollamiento.

Cuadro 3.2. Distribución de tratamientos utilizados en la presente investigación.

Tratamiento	N (kg/ha)	P ₂ O ₅ (kg/ha)	Inóculo (g)
1	60	40	0
2	60	80	0
3	120	40	0
4	120	80	0
5	60	40	0.1
6	60	80	0.1
7	120	40	0.1
8	120	80	0.1
9	60	40	0.2
10	60	80	0.2
11	120	40	0.2
12	120	80	0.2
13	60	40	0.4
14	60	80	0.4
15	120	40	0.4
16	120	80	0.4

Tinción de la raíz de trigo al inicio del amacollamiento

Cuando se inició el amacollamiento, se tomó una planta de cada unidad experimental, procurando sacar completa la raíz, para hacer tinciones como se describió en la sección de propagación de la micorriza en zacate “inglés”.

Cosecha

Cuando el trigo alcanzó la madurez fisiológica, se realizó la cosecha manualmente. Se separó el suelo de la planta y ambas porciones se trasladaron al laboratorio de Microbiología del Departamento de Suelos, en el cual se seco

a temperatura ambiente la planta y el suelo. Después se separó el grano del vástago y se molio cada parte en un molino eléctrico. Las porciones molidas, así como el suelo seco, se guardaron en bolsas para su posterior análisis y evaluación de variables.

Variables evaluadas

Se determinó el por ciento de colonización micorrízica en zacate y en trigo al inicio del amacollamiento, y a la madurez fisiológica, se evaluó el por ciento de P y N y el peso seco en vástago y en grano. Así mismo se determinó el contenido de P disponible, el por ciento de N, contenido de materia orgánica, pH y la cantidad de esporas en el suelo post cosecha.

Análisis químico del vástago y el grano

Determinación de nitrógeno

La determinación de nitrógeno en vástago y en grano se llevó a cabo por el método micro – Kjeldhal en los laboratorios de Ciencias Básicas de la UAAAN. Este método se basa en la conversión de nitrógeno orgánico a nitrógeno mineral (amonificación) mediante el calentamiento prolongado con ácido sulfúrico (digestión). Posteriormente, el nitrógeno se destiló en forma de amonio mediante la acción de hidróxido de sodio y se recogió en una solución de ácido bórico, la cual se valoró por titulación con ácido sulfúrico para conocer

la cantidad de nitrógeno total en la muestra.

Determinación de fósforo

La determinación de fósforo en grano y vástago se realizó en el laboratorio de Microbiología del Departamento de Suelos, utilizando el método Olsen modificado como se explica.

Se pesó un gramo de muestra molida de grano o vástago y se colocó en un crisol para su calcinación en una mufla durante una hora a 600°C. Se dejó enfriar la muestra y se agregaron 2 ml de ácido clorhídrico concentrado que se mezcló con una varilla de vidrio. La mezcla se aforó a 100 ml con agua destilada, se agitó y se dejó reposar hasta que las cenizas se precipitaron. Se tomó una alícuota de 5 ml y se pasaron a un matraz de aforación de 50 ml, se le agregaron 5 ml de una solución colorante y se aforó a 50 ml con agua destilada. Se agitó la mezcla con el fin de homogeneizar la solución y se determinó la absorbancia en el fotospectrómetro del Laboratorio de Servicios Generales del Departamento de Suelos, utilizando una longitud de onda de 660. Se utilizaron los valores de absorbancia para calcular el por ciento de fósforo.

Diseño experimental y análisis estadístico

Las unidades experimentales se distribuyeron en el invernadero en un diseño completamente al azar. Los datos obtenidos se sometieron a un análisis

factorial de 2 (niveles de N) x 2 (niveles de P) x 4 (dosis de inóculo) con cuatro repeticiones lo que da un total de 64 unidades experimentales. Se realizó un análisis de varianza (ANVA) y una prueba de medias por Diferencia Mínima Significativa (DMS $P < 0.05$) con el paquete estadístico de la UANL.

El modelo estadístico usado para esta investigación se ajusta a la formula:

$$Y_{ijkl} = \mu + A_i + B_j + C_k + (AB)_{ij} + (AC)_{ik} + (BC)_{jk} + (ABC)_{ijk} + E_{ijkl} \quad (2)$$

Y_{ijkl} = Valor observado.

μ = Efecto verdadero de la media general.

A_i = Efecto del i-esimo nivel de nitrógeno.

B_j = Efecto del j-esimo nivel de fósforo.

C_k = Efecto del k-esimo nivel de inoculación.

$(AB)_{ij}$ = Interacción del i-esimo nivel de nitrógeno por el k-esimo nivel de fósforo.

$(AC)_{ik}$ = Interacción del i-esimo nivel de nitrógeno por el k-esimo nivel de inoculación.

$(BC)_{jk}$ = Interacción del j-esimo nivel de fósforo por el k-esimo nivel de inoculación.

$(ABC)_{ijk}$ = Interacción del i-esimo nivel de nitrógeno por el j-esimo nivel de fósforo por el k-esimo nivel de inoculación.

E_{ijkl} = Efecto verdadero del error experimental.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Por ciento de infección radical en zacate inglés.

Utilizando la fórmula (1) citada en el apartado de materiales y métodos, se determinó el por ciento de colonización total, dando como resultado un 80 por ciento de infección en zacate inglés. Esta planta resultó ser un buen hospedero para el hongo *Glomus sp.* aislado de gualda, ya que presentó un alto por ciento de colonización radical y el peso seco de la raíz por maceta aumentó 4 g comparado con el peso seco de la raíz de zacate no inoculado. Este resultado difiere de lo observado por Powell (1979) y Quiñones y Azcón (1991), quienes mencionan que no hay respuesta de esta especie vegetal (zacate) a la inoculación con hongos endomicorrízicos, aunque Menge (1983), reporta que el zacate inoculado con micorrizas presenta mayor materia seca que el zacate no inoculado.

Por ciento de infección radical en trigo al inicio del amacollamiento.

El trigo con cualquier nivel de inóculo micorrízico obtuvo un por ciento de infección mayor que el trigo sin inocular, lo cual indica que es necesario aplicar una dosis de hongos superior a la que se encuentra en el suelo para obtener un efecto benéfico (Cuadro 4.1) como el relacionado con el peso seco de vástago y

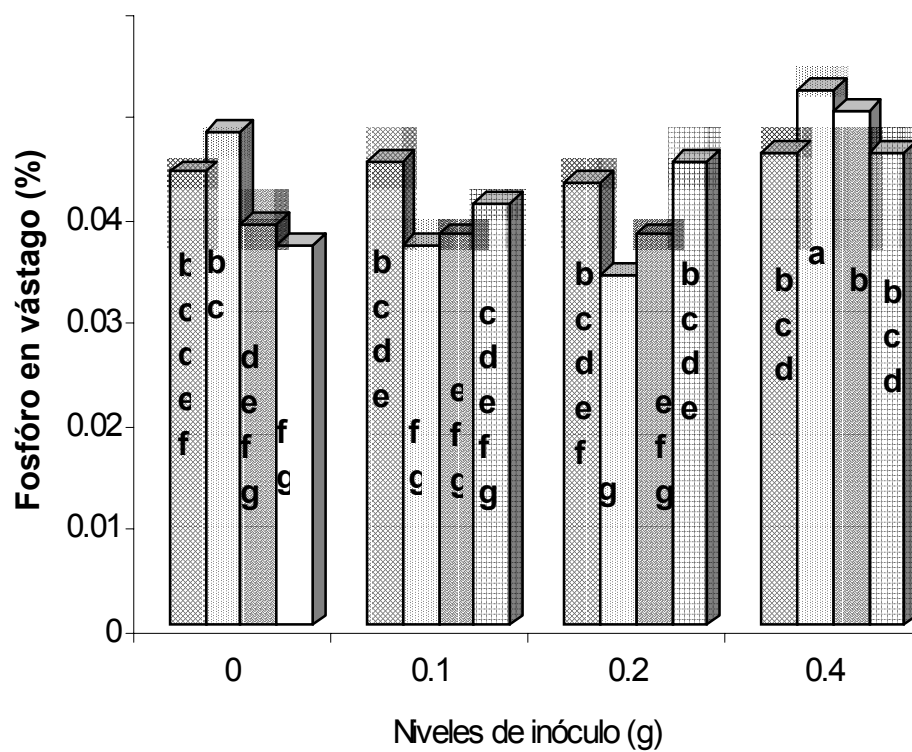
el rendimiento. Betlhenfalvay *et al.* (1982), mencionan que el empleo de la micorriza arbuscular en algunas gramíneas ha dado buenos resultados en el crecimiento y producción, pues cuando el hongo se encuentra presente en las raíces se incrementa la concentración de fósforo en la planta.

Efecto de la inoculación en vástago y grano de trigo

Por ciento de fósforo en vástago de trigo.

En la Figura 4.1, se muestran los resultados del efecto del nivel de inóculo micorrízico (*Glomus sp.*) en el por ciento de fósforo en vástago de trigo con dos niveles de fertilización nitrogenada y fosforada.

En general, no se observó diferencia estadística ($P < 0.05$) en el contenido de fósforo en vástago en el trigo inoculado y el no inoculado a diferentes dosis de fertilización nitrogenada y fosforada, lo que indica que la cantidad de inóculo no tuvo efecto sobre la absorción radical de fósforo. Sin embargo, el trigo con 0.4 g de inóculo micorrízico y fertilizado con 120-40 alcanzó un por ciento de fósforo en vástago superior a los demás tratamientos. Esta respuesta sugiere que la combinación de inóculo y fertilizante utilizada es la adecuada para incrementar la absorción radical de fósforo, debido a que se presentó una mayor micorrización que mejoró el transporte de fósforo del suelo hacia la planta (Barea y Azcón-Aguilar, 1983; Ferrera-Cerrato, 1987).



60 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha

120 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha

60 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha

120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha

Control relativo (sin inocular 120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha)

Letras iguales muestran igualdad estadística (DMS < 0.05).

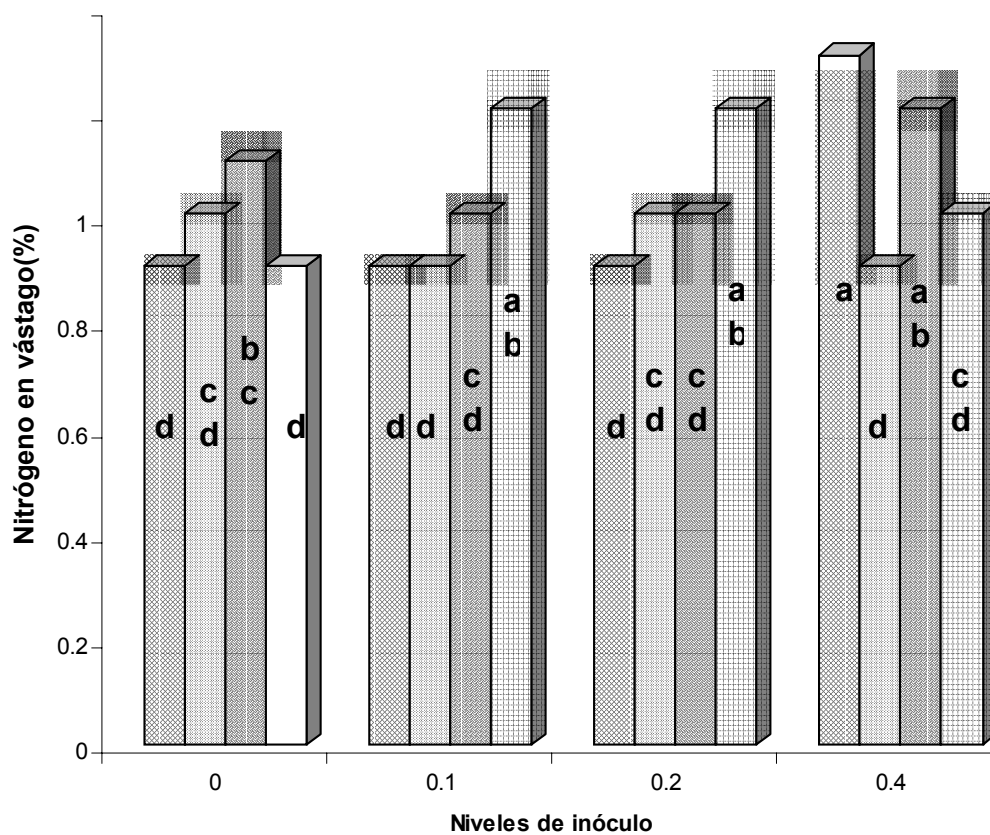
Figura 4.1. Efecto del nivel de inoculación micorrízica (*Glomus sp.*) sobre el porcentaje de fósforo en vástago de trigo var. Pavón F-76 bajo invernadero a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.






Hayman (1978), menciona que las micorrizas incrementan el fósforo en la planta mediante un mecanismo de naturaleza física ya que las hifas exploran el suelo más eficientemente que los pelos radicales. Gaonker *et al.* (1993), observaron resultados similares a esta investigación, en un experimento ellos sembraron tres variedades de trigo (DWR-39, BWR-163 y DWR-187) inoculadas con *Glomus fasciculatum* y sembradas en macetas y reportaron que las tres variedades presentaron concentraciones más altas de fósforo que el trigo sin inocular.

Contenido de nitrógeno en vástago.

En la Figura 4.2 se muestra el efecto del nivel de inoculación micorrízica (*Glomus sp.*) en el por ciento de nitrógeno en vástago de trigo con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

El trigo sin inocular, presentó un incremento en el contenido de nitrógeno en vástago conforme se aumento la dosis de fertilización, excepto el trigo usado como control relativo (sin inocular y con una dosis 120-80 de fertilización). Esto muestra que las micorrizas nativas beneficiaron a la planta con cualquier dosis de fertilización, excepto la dosis 120-80 que inhibió la absorción radical y/o traslocación del N.



-  60 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha
-  120 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha
-  60 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha
-  120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha
-  Control relativo (sin inocular, 120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha).

letras iguales muestran igualdad estadística (DMS < 0.05)

Figura 4.2. Efecto del nivel de inoculación micorrízica (*Glomus sp.*) sobre el por

ciento de nitrógeno en vástago de trigo var. Pavón F-76 bajo invernadero a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

Se observó una relación positiva entre los niveles 0.1 y 0.2 g de inóculo y la fertilización, ya que cuando esta se incrementó, aumentó el por ciento de nitrógeno en vástago con respecto al trigo usado como control relativo.

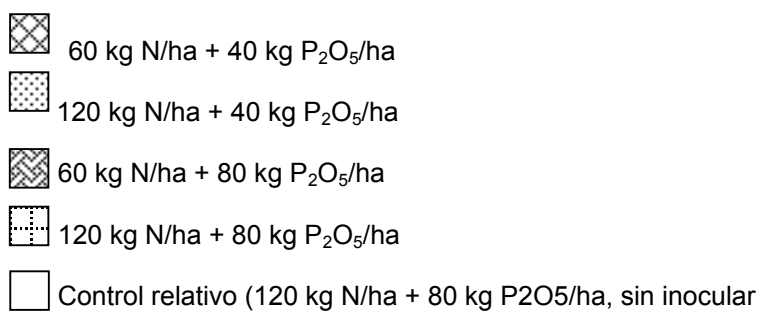
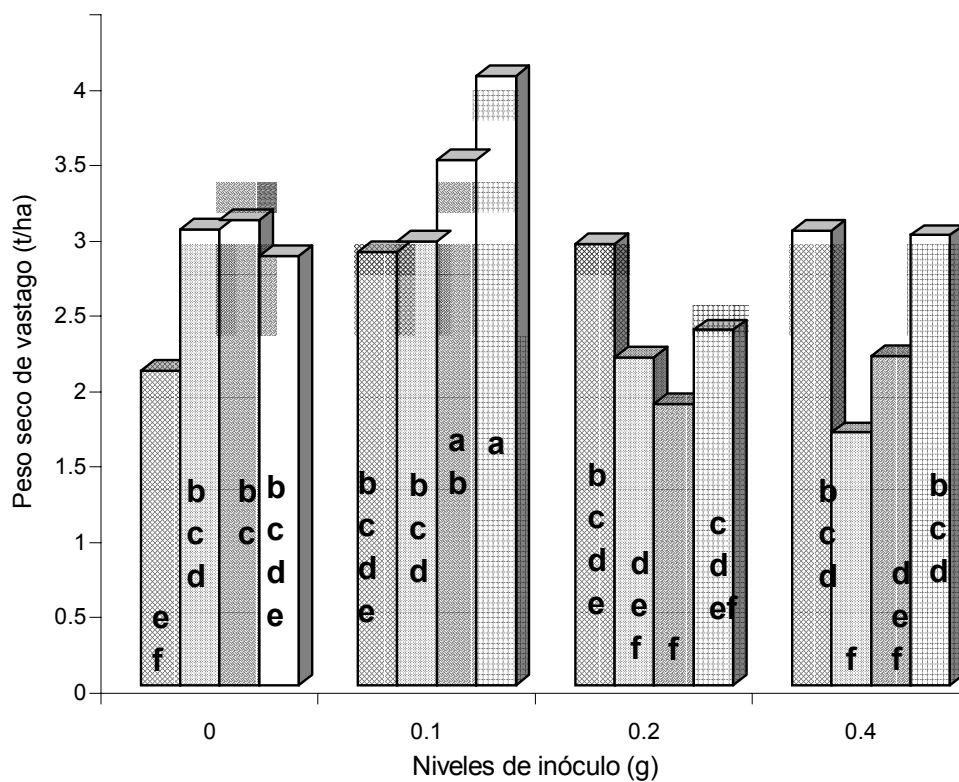
El trigo inoculado con 0.4 g de EVA y fertilizado con 60-40, presentó un contenido de nitrógeno en vástago 44 por ciento mayor que el trigo control relativo, debido a que la micorriza aumento la absorción radical de nitrógeno. Sin embargo al incrementar la dosis de fertilización, el trigo inoculado con 0.4 g de EVA, disminuyó el por ciento de nitrógeno en vástago, debido posiblemente a que se inhibió el efecto de la micorriza (Azcón *et al.*, 1982), incrementando su demanda de fotosintatos y reduciendo su aportación de nutrimentos.

Peso seco de vástago de trigo.

En la Figura 4.3 se muestran los resultados del efecto del nivel de inóculo micorrízico sobre el peso seco de vástago de trigo con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

El trigo sin inocular y con la fertilización 120-40 ó 60-80, presentó un peso seco de vástago estadísticamente ($P < 0.05$) igual al trigo utilizado como control relativo. Esto se debe a que los hongos micorrízicos nativos causaron una colonización suficiente (Cuadro 4.1) para incrementar el peso seco de vástago a estas dosis de fertilización. Sin embargo, la actividad micorrízica fue

inhibida por la dosis 120-80, que coincide con lo reportado por Bethlenfalvay



letras iguales muestran igualdad estadística (DMS < 0.05).

Figura 4.3. Efecto del nivel de inóculo micorrízico (*Glomus sp.*) en el peso seco del vástago de trigo variedad Pavón F-76 bajo invernadero a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

(1992), que menciona que a niveles altos de fertilización se reduce el beneficio micorrízico y con niveles bajos o intermedios se incrementa.

El trigo inoculado con 0.1 g de EVA, presentó un incremento en el peso seco de vástago directamente proporcional al aumento de la dosis de fertilización nitrogenada y fosforada. Tanto la fertilización 60-80 como la 120-80, en combinación con este nivel de inóculo, causaron un peso seco de vástago superior al trigo usado como control relativo. Al parecer, esta combinación de nivel de inóculo y dosis de fertilización, causó un efecto positivo en el peso seco de vástago debido a una mayor colonización micorrízica e incremento del número de esporas (Cuadro 4.1), lo cual es una evidencia del crecimiento del hongo dentro y fuera de la raíz. Este comportamiento micorrízico aumentó la zona de exploración y absorción radical de nutrimentos y, consecuentemente, mejoró el crecimiento de la planta (Azis y Sylvia, 1991).

Por otra parte, el trigo inoculado con 0.2 g de EVA presentó una disminución de peso seco de vástago conforme se incrementó la dosis de fertilización. Esta respuesta se atribuye a que las altas dosis de fertilización incrementaron la colonización micorrízica y el número de esporas (Cuadro 4.1) causando un desequilibrio nutricional entre el hongo y la planta. Este efecto incrementó la demanda de fotosintatos del hongo y disminuyó los nutrimentos de la planta, ocasionando un menor peso seco de vástago (Janos, 1980).

El trigo inoculado con 0.4 g de EVA, presentó una tendencia similar al trigo inoculado con 0.2 g, es decir, la fertilización con 60-40 ó con 120-80 causó un peso seco de vástago ($P < 0.05$) igual al trigo control relativo. Esto sugiere que el nivel de inóculo incrementó la infección micorrízica dentro de la raíz pero redujo el desarrollo de las hifas externas y el número de esporas en el suelo (Cuadro 4.1), disminuyendo la absorción y translocación de nutrientes a la planta por el hongo.

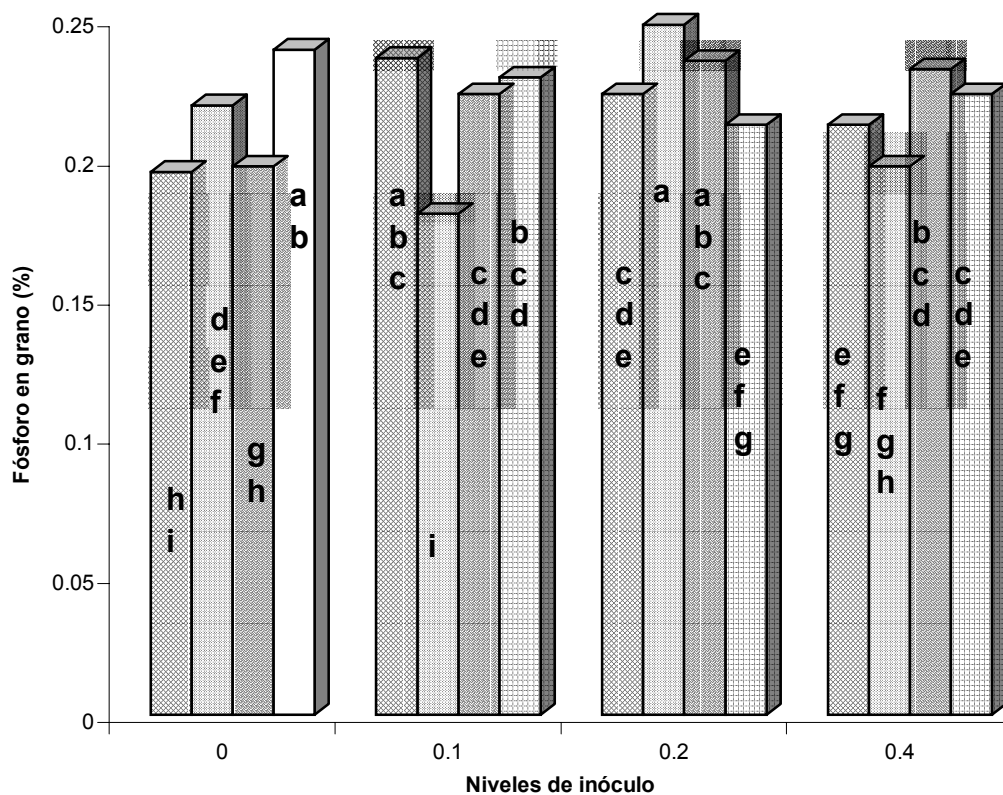
Por ciento de fósforo en grano.






En la Figura 4.4 se muestra el efecto del nivel de *Glomus sp.* sobre el por ciento de fósforo en grano a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

El trigo usado como control relativo presentó un contenido de fósforo en grano estadísticamente igual a los demás tratamientos ($P < 0.05$) lo que indica que las micorrizas nativas, así como el nivel de inóculo utilizado originaron una respuesta similar en el trigo independientemente de la dosis de fertilización (Barea *et al.*, 1984).

Solo el trigo con 0.2 g de EVA y fertilizado con 120-40 logro un contenido de fósforo en grano cuatro por ciento mayor que el trigo control relativo, lo que

se puede atribuir a una mayor colonización micorrízica que incremento la absorción radical de fósforo (Gavito y varela, 1983).



-  60 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha
-  120 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha
-  60 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha
-  120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha
-  Control relativo (120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha).

letras iguales muestran igualdad estadística (DMS < 0.05).

Figura 4.4. Efecto del nivel de inoculación micorrízica (*Glomus sp.*) sobre el por ciento de fósforo en grano de trigo var. Pavón F-76 bajo invernadero a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

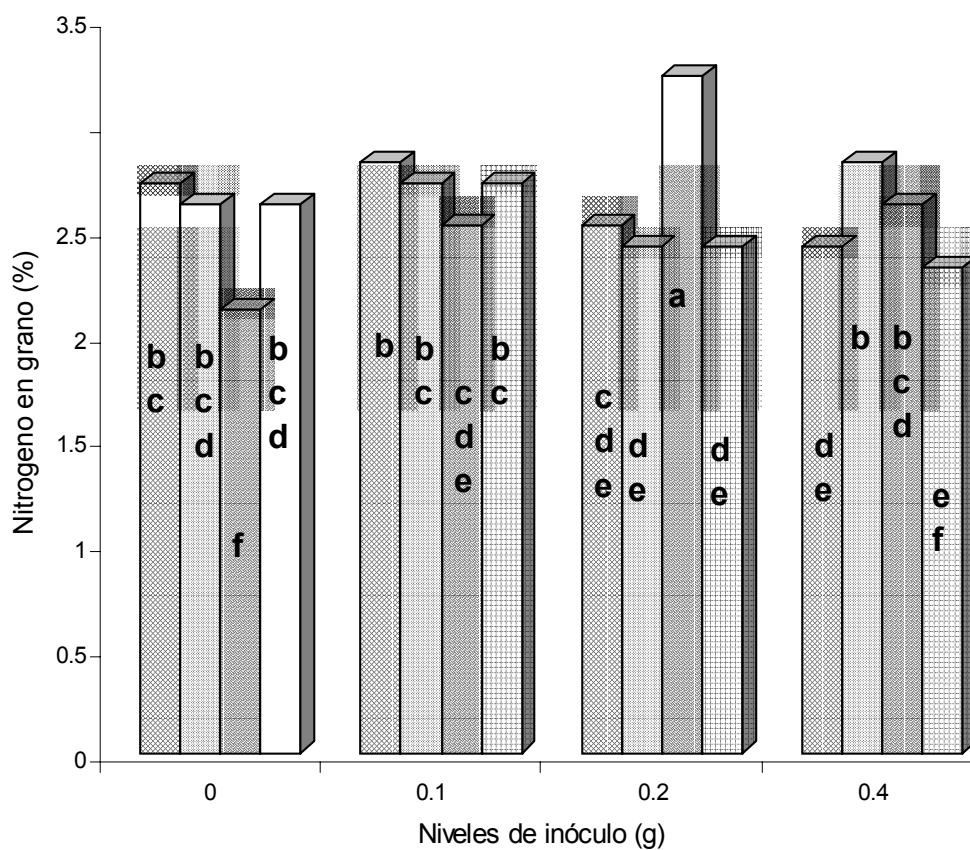
Por ciento de nitrógeno en grano.





En la Figura 4.5 se muestra los resultados obtenidos del nivel de inóculo micorrízico (*Glomus sp.*) en el por ciento de nitrógeno en grano de trigo, con dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

El contenido de nitrógeno en grano en el trigo sin inocular y fertilizado con 60-80 fue inferior al trigo control relativo aunque el nitrógeno en vástago fue superior al mismo control (figura 4.2). Esto se puede atribuir a que el nitrógeno absorbido no se trasloco del vástago al grano.

Las plantas inoculadas con cualquier nivel de inóculo, alcanzaron un por ciento estadísticamente igual ($P < 0.05$) al trigo usado como control relativo (cuadro A10, tratamientos 4-16); solo el trigo inoculado con 0.2 g de EVA y fertilizado con 60-80 presentó un contenido de nitrógeno 23 por ciento mayor que el mismo control relativo (Cuadro A10, tratamientos 4 y 11). Estos resultados sugieren que la dosis de fertilización 60-80 pudo haber contribuido un mejor efecto del nivel de inoculación (Barea *et al.*, 1987). Pradhan y Mohar (1996), también observaron al inocular cebada, arroz, sorgo y trigo con

micorrizas vesículo-arbusculares (*Glomus fasciculatum*), se incremento el contenido de N a concentraciones significativamente mayores que en los cultivos no inoculados.



-  60 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha
-  120 kg N/ha + 40 kg P₂O₅/ha
-  60 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha
-  120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha

Control relativo (sin inocular, 120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha).

letras iguales muestran igualdad estadística (DMS < 0.05)

Figura 4.5. Efecto del nivel de inoculación micorrízica (*Glomus sp.*) sobre el porcentaje de nitrógeno en grano de trigo var. Pavón F-76 bajo invernadero a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

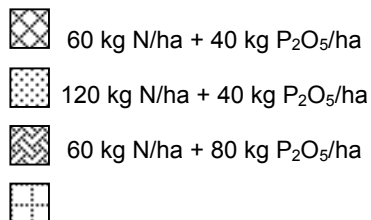
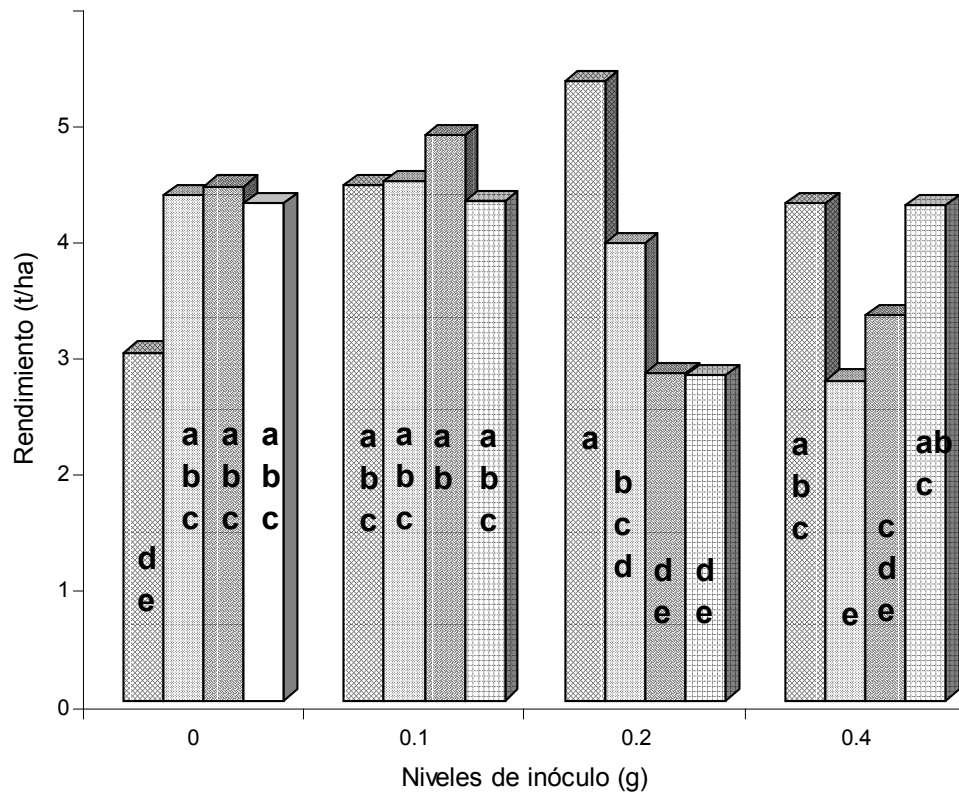
Rendimiento de trigo.

En la Figura 4.6 se muestran los resultados del efecto del nivel de inoculación en el rendimiento de trigo a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

El trigo sin inocular y fertilizado con 60-40 presentó un rendimiento inferior al trigo sin inocular y con las otras dosis de fertilización. Esto muestra que la fertilización 60-40 no fue suficiente para que se manifestara el efecto de las EVA nativas ya que el porcentaje de infección radical no se estableció al inicio del amacollamiento de la planta y solo se observó después (Cuadro 4.1).

El trigo sin inocular y con 120-40 o con 60-80 de fertilización presentó un rendimiento igual al trigo control relativo, lo que se atribuyen a que estos tratamientos presentaron un efecto positivo de las micorrizas aunque el porcentaje de infección micorrízica fue inferior al control relativo.

El trigo inoculado con 0.1 g de EVA y con cualquiera de las dosis de fertilización, obtuvo un rendimiento estadísticamente igual o superior ($P < 0.05$) al trigo control, lo que indica que este nivel de inóculo es suficiente para obtener una respuesta similar la trigo sin inocular y con 100 por ciento de nitrógeno y fósforo.



120 Kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha

Control Relativo (sin inocular, 120 kg N/ha + 80 kg P₂O₅/ha)

Letras iguales muestran igualdad estadística (DMS < 0.05).

Figura 4.6. Efecto del nivel de inoculación micorrízica (*Glomus sp.*) sobre el rendimiento de trigo var. Pavón F-76 bajo invernadero a dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada.

El trigo inoculado con 0.2 g de EVA y fertilizado con 60-40, alcanzó el mayor rendimiento debido a una elevada infección micorrízica y número de esporas (Cuadro 4.1), indicando que hubo un crecimiento interno y externo de las hifas del hongo que incrementó la absorción de fósforo radical y otros elementos como N, K, Zn, etc. (Bonafante-Fasolo, 1984). Comparable a lo reportado por Mehrotra y Bajjal (1994) que observaron incrementos en el rendimiento de trigo inoculado con *Glomus sp.* y fertilizado con dosis medias de urea y superfosfato triple con respecto a las plantas no inoculadas. Además, reportaron mayor porcentaje de colonización, comprobándose que las dosis intermedias de fertilización junto con la inoculación de EVA, producen efectos positivos en el cultivo de trigo.

Cuando el trigo inoculado con 0.2 g de EVA se fertilizó con 120-40, 60-80 ó 120-80 presentó una disminución de rendimiento, con respecto al trigo usado como control relativo, de 8, 44 y 45 por ciento, respectivamente. Esta tendencia también se presentó el trigo con 0.4 g de EVA, cuyo rendimiento fue estadísticamente igual o menor al trigo control relativo. Esta respuesta sugiere

que estas dosis de fertilización, en combinación con 0.2 y 0.4 g. de EVA, inhiben el efecto benéfico de *Glomus sp.* Porque reducen el número de esporas aunque el porcentaje de infección micorrízica se mantiene alto (cuadro 4.1). Smith y Smith (1996), mencionan que cuando una planta micorrizada recibe un abastecimiento suficiente de elementos nutritivos, el hongo sólo demanda fotosintatos o exudados radicales y no beneficia al hospedero, lo que provoca una disminución en el crecimiento y rendimiento de la planta.

Análisis del suelo después de la cosecha de trigo inoculado

En el Cuadro 4.1 Se muestran los resultados de análisis de algunas características químicas y biológicas del suelo después de la cosecha de trigo.

Cuadro 4.1. Análisis del suelo después de la cosecha de trigo inoculado.

Inóculo (g)	Fertilización kg/ha	pH	M. O. (%)	N (%)	P (ppm)	% de infección	N° de esporas
0	--	8.2	2.20	0.110	71.5	--	74
0	60N + 40P ₂ O ₅	7.3	1.87	0.093	100.62	0	60
0	60N + 80P ₂ O ₅	7.5	1.93	0.096	106.27	10	80
0	120N + 40P ₂ O ₅	7.5	1.91	0.095	70.27	10	95
0	120N + 80P ₂ O ₅	7.5	2.20	0.110	97.50	20	82
0.1	60N + 40P ₂ O ₅	7.3	2.10	0.105	95.85	20	196
0.1	60N + 80P ₂ O ₅	7.5	1.83	0.091	82.50	20	180
0.1	120N + 40P ₂ O ₅	7.6	1.89	0.094	88.47	30	250
0.1	120N + 80P ₂ O ₅	7.6	1.78	0.089	85.85	25	220
0.2	60N + 40P ₂ O ₅	7.5	1.85	0.092	74.87	40	273

0.2	60N + 80P ₂ O ₅	7.6	1.61	0.080	85.17	30	195
0.2	120N + 40P ₂ O ₅	7.6	1.83	0.091	116.82	30	215
0.2	120N + 80P ₂ O ₅	7.5	1.95	0.097	106.37	40	165
0.4	60N + 40P ₂ O ₅	7.5	1.86	0.093	102.82	20	135
0.4	60N + 80P ₂ O ₅	7.5	1.69	0.084	98.95	30	140
0.4	120N + 40P ₂ O ₅	7.4	1.83	0.091	105.80	40	142
0.4	120N + 80P ₂ O ₅	7.6	1.81	0.090	101.87	30	180

Tratamiento 0 = Suelo al inicio de la investigación.

Se observó que el pH del suelo disminuyó en todos los tratamientos, lo cual se atribuye al riego aplicado al cultivo ya que éstos fueron más frecuentes que en campo, provocando un lavado de bases y un descenso en el pH (Buckman, 1983). Otro factor muy importante fue la descomposición de la materia orgánica por los microorganismos del suelo dando lugar a la formación de ácidos orgánicos que aumentaron la capacidad de intercambio de cationes, disminuyendo el porcentaje de saturación de bases y por lo tanto el pH (Cepeda, 1991).

La cantidad de materia orgánica del suelo se redujo, ya que ésta siguió el proceso de descomposición como se menciono anteriormente y no se agrego materia orgánica en el transcurso del experimento.

Con respecto al contenido de nitrógeno en el suelo, se observó una ligera disminución debido a que se mantuvo un equilibrio entre el nitrógeno consumido

por la planta y el aportado por el fertilizante y por la descomposición microbiana de la materia orgánica (Fassbender, 1987).

El contenido de fósforo aprovechable se incrementó en todos los tratamientos debido a la aplicación del fertilizante fosforado y la descomposición de la materia orgánica que liberó ácidos orgánicos (carbonico, carboxílico, fenólicos, nítricos, etc.) que actuaron como disolventes suplementarios para la liberación del fósforo del suelo (Bear, 1958; Foth, 1992). Además, la materia orgánica proporciona fósforo como fosfatos orgánicos (fosfolípidos, fosfoproteínas) y ácidos nucleicos (Fassbender, 1987).

Numero de esporas

El comportamiento del número de esporas estuvo influido por los niveles de inóculo y fertilización ya que en las plantas no inoculadas conforme se aumento la dosis de fertilización se incremento el número de esporas, esta tendencia se presentó en el nivel de inóculo 0.1 g de EVA, al agregar 0.2 g de EVA con la dosis de fertilización 60-40 se obtuvo el número de esporas más alto, pero al seguir aumentando la dosis de fertilización y el nivel de inóculo se redujo el número de esporas. Estos resultados sugieren que condiciones de baja fertilidad (N y P) parecen haber sido un factor importante en la producción de esporas de *Glomus sp.* (Simpson y Daft 1990; Dhillon y Amporpan, 1992). Así como se podría sugerir que a niveles altos de inóculo (0.4 g de EVA) ya no es necesaria la fertilización para la producción ya que esta es afectada por ella.

CONCLUSIONES

Después de analizar los resultados del efecto del nivel de inóculo micorrízico sobre las variables evaluadas en trigo, se concluye lo siguiente:

1. El zacate inglés (*Lolium perene*) es un buen hospedero del hongo endomicorrízico (*Glomus sp.*).

2. El trigo inoculado presentó una infección micorrízica mayor al trigo sin inocular.
3. El trigo inoculado con 0.1 y 0.2 g de *Glomus sp.* obtuvo un peso seco de vástago y rendimiento mayor que el trigo inoculado con 0.4 g.
4. Se obtuvieron 2 tratamientos de inóculo micorrízico y dosis de fertilización.
 - ❖ Para el peso seco de vástago, la mejor combinación fue 0.1 g de inóculo y una fertilización 120-80.
 - ❖ Para rendimiento, la mejor combinación fue 0.2 g de inóculo y 60-40 de fertilización.
5. La hipótesis fue rechazada parcialmente, puesto que al incrementar el nivel de inóculo micorrízico se incrementó el peso seco de vástago y rendimiento de trigo hasta 0.2 g de inóculo y al incrementar el nivel a 0.4 g se disminuye.

RESUMEN

El propósito de este trabajo fue analizar el efecto del nivel de inóculo endomicorrízico (*Glomus sp.*) y dos dosis de fertilización nitrogenada y fosforada sobre el peso de vástago y rendimiento de trigo. El estudio se realizó en invernadero y se evaluó el contenido de fósforo y nitrógeno en vástago y

grano y el peso seco de vástago y rendimiento. Así mismo, se analizó el suelo al inicio y final del experimento.

Se utilizó una endomorriza vesículo – arbuscular (EVA) nativa de la región, la cual fue extraída de la maleza gualda (*Reseda luteola* L.) y propagada en zacate inglés (*Lolium perene* L.). El trigo se inoculó con cuatro niveles de EVA (0, 0.1, 0.2 y 0.4 g.) y se fertilizó con dos dosis de nitrógeno (60 y 120 kg/ha) y dos de fósforo (40 y 80 kg/ha), utilizando como fertilizantes la urea (N) y el superfosfato triple (P).

En el contenido de fósforo y nitrógeno en vástago y grano no hubo variación entre el trigo inoculado y el sin inocular, siendo igualmente efectiva la cantidad de inóculo que se aplicó como la cantidad de micorrizas nativas que se encontraban en el suelo.

El mejor tratamiento en el peso seco de vástago fue el trigo inoculado con 0.1 g de *Glomus sp.* y fertilizado con 120-80. En cuanto al rendimiento, el mejor tratamiento se obtuvo con el nivel 0.2 g de EVA y fertilizado con 60-40.

El análisis de suelo mostró una reducción de pH, contenido de nitrógeno y materia orgánica y un incremento de fósforo en todos los tratamientos.

Las micorrizas tienen un gran futuro en los cultivos agrícolas ya que éstas disminuyen la dosis de fertilización y se obtienen rendimientos mayores en los cultivos, como se logró en esta investigación.

OBJETIVOS

1. Evaluar el efecto de la cantidad de inóculo del hongo micorrízico *Glomus sp* sobre el peso seco de vástago y rendimiento de trigo (*Triticum aestivum L.*) variedad Pavón F-76.
2. Determinar el nivel óptimo de inóculo micorrízico y dosis de fertilización que incremente el peso seco de vástago y rendimiento de trigo.

HIPÓTESIS

A mayor incremento del nivel de inóculo de *Glomus sp* mayor peso seco de vástago y rendimiento de trigo.

LITERATURA CITADA

- Abbott, L. K. y A. D. Robson. 1985. The effect of soil pH on the formation on mycorrhizas by two species of *Glomus*. *Austr. Jour. Soil Res.* 23: 253-261.
- Aguilar, Q. E. E., D. Trejo-Aguilar y M. A. Escalona-Aguilar. 1997. Dinamica en crecimiento de papaya (*Carica papaya* L.) en vivero con cantidades crecientes de inoculación endomicorrízica. *Avances Tecnológicos de la Micorriza VA.* Facultad de Ciencias Agrícolas Universidad Veracruzana, Xalapa, Veracruz, México. pp. 85-94.
- Alexander, M. 1980. *Introducción a la microbiología de suelo*, 2 ed. AGT. México. 491p.
- Amijee, F., Stribley, D. P. y Tinker, P. B. 1986. The development of endomycorrhizal root systems. VI. The relationship between development of infection, and intensity of infection in young leek roots. *New Phytol.* 102: 293-301.
- Arroyo, V. A., Martínez G. M. y Jesús Sánchez M. 1998. Efecto de las micorrizas vesículo-arbusculares (VA) en cultivos de maíz en dos sitios del estado de México. En: *Avances de la investigación micorrízica en México.* Universidad Veracruzana. Xalapa, Veracruz. pag. 201-215.
- Azcón, R., Azcón-Aguilar, C. y Barea, J. M. 1978. Effects of plant hormones present in bacterial cultures on the formation and responses to VA endomycorrhizas. *New Phytol.* 80: 359-364.
- Azcón, R. Gómez-Ortega, M. y Barea, J. M. 1982. Comparative effects of foliar or soil-applied nitrate on vesicular arbuscular mycorrhizal infection in maize. *New Phytologist* 92: 553-559.

- Azcón, R. y Ocampo, J. A. 1981. Factors affecting the vesicular-arbuscular infection and mycorrhizal dependency of thirteen wheat cultivars. *New Phytol.* 87: 677-685.
- Azcón, R. y Barea, J. M. 1992. Effect of mycorrhizae V-A of decrease adquisition of Ca lucern in soil calcareous. *Fertilizer and Biology in soil.* 13: 3. P. 155-156.
- Azcón, R. 1987. Germination and hyphal growth of *Glomus mosseae* in vitro: Effects of rhizosphere bacteria and cell-free culture media, *Soil Biol. Biochem.*, 19: 417-419.
- Azcón-Aguilar, C., Barea, J. M. y Roldán-Fajardo, B. E. 1984. Avances recientes en el estudio de las micorrizas V-A. II. Factores que afectan su formación y función y aplicaciones prácticas en agricultura. *Anal. Edafol. Agrobiol.*, 43: 943-958.
- Azcón-Aguilar, C., y Barea, J. M. 1985. Effect of soil microorganisms on formation of vesicular-arbuscular mycorrhizas, *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 84: 536-537.
- Azcón-Aguilar, C.; Díaz-Rodríguez, R. M., y Barea, J. M. 1988. Effect of free-living fungi on the germination of *G. mosseae* on soil extract. En: *Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae*. Gianinazzi-Pearson, V., y Gianinazzi, S. (eds.), IRA, Paris, pp. 515-520.
- Aziz, T. y Sylvia, D. M. 1991. The symbiotic association between vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and *Leucaena leucophala*, *Leucaena. Res. Reports.* 12: 111-118.
- Barea, J. M. 1986. Importance of hormones and root exudates in mycorrhizal phenomena. En: *Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae*. Gianinazzi-Pearson, V. y Gianinazzi, S. (eds.), INRA, Paris, 177-187.
- Barea, J. M. y Stewart, B. A. 1991. V-A Mycorrhizae and soil fertility. *Advances in Soil Science* 15: 3-40 p.
- Barea, J. M. y Azcón-Aguilar, C. 1982. Interactions between mycorrhizal fungi and soil microorganims. En: *Les micorrhizes: Biologie te Utilisation*, Gianinazzi, S. y Gianinazzi-Pearson, V. (eds.), INRA, Paris, pp. 181-193
- Barea, J. M. y Azcón-Aguilar, C. 1983. Mycorrhizas and their significance in nodulating nitrogen - fixing plants. *advances in Agronomy* 36: 1- 54, 35-57.

- Barea, J. M., Azcón-Aguilar, C. y Roldan-Fajardo, B. 1984. Avances recientes en el estudio de la micorriza VA. I. Formación, funcionamiento y efectos en nutrición vegetal. *Anales de Edafología y Agrobiología* 1: 660-667.
- Barea, J. M., Azcón-Aguilar, C. y Azcón, R. 1987. Vesicular-arbuscular mycorrhiza improve both symbiotic N₂ fixation and N uptake from soil as assessed with a ¹⁵N technique under field conditions. *New Phytologist* 106: 717-725.
- Barrow, N. J. 1974. The slow reactions between soil and anions: Effects of time, temperature and water content of a soil on the decrease in effectiveness of phosphate for plant growth. *Soil sci.* 118:6:380 - 386.
- Bear, Firman E. 1958. *Suelos y Fertilizantes*. Ediciones Omega. Barcelona, España. pag. 193-280.
- Becard, G. y Fortin, J. A. 1988. Early events of vesicular-arbuscular mycorrhiza formation on Ri T-DNA transformed roots, *New Phytol.*, 108: 211-218.
- Bethlenfalvai, J. M. 1992. Micorrhyzae and crop productivity. En: *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. American Society of Agronomy. Crop Science Society of America. USA.
- Bevege, D. Y. y Bowen, G. D. 1975. Endogone strain and host plant differences in development of vesicular-arbuscular mycorrhizas. En: F. E. Sanders, B. Mosse y P. B. Tinker (Eds.). *Endomycorrhizas*. Academic Press. Londres. pp. 77-86.
- Bidwell, R. G. 1979. *Fisiología Vegetal*. 1ª edición. Editorial A. G. T. México D. F. p. 207.
- Boman, R. K., Westerman, W. R. y Joola, M. 1995. Time of nitrogen application: Effects on winter wheat and Residual Soil Nitrate. *Sci. Soc. AM. J.* 59: 1364-1369.
- Bonafante-Fasolo, P. 1984. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. En: *VA mycorrhizae*. C. D. Powell and D. J. Bagyaraj (eds) C. R. C. Press. p. 5-33.
- Botello, G. J., Ferrera-Cerrato R. y González-Chávez, M. C. 1993. Respuesta de *Citrus aurantium* L. a la inoculación con hongos endomicorrízicos arbusculares utilizando diferentes niveles de inóculo. *Terra Vol. II* Número 2. pag. 178-183.
- Buckman, Harry, O. *Naturaleza y propiedades de los suelos*. Edit. Montaner y Simón S.A. Barcelona, España. pag. 34-378.

- Cajuste, L. J. 1977. Química de suelos con un enfoque agrícola. Colegio de postgraduados. Rama de suelos. Chapingo México.
- Carling, D. E. y Brown, M. F. 1982. Anatomy and physiology of vesicular-arbuscular and nonmycorrhizal roots. *Phytopathology* 72:1108-1114.
- Carr, G. R., M. A. Hinkley, F. Le Tacon, C. M. Hepper, M. G. K. Jones y E. Thomas. 1985. Improved hyphal growth of two species of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in the presence of suspension-cultured plant cells. *New Phytologist* 101: 417-426.
- Cepeda, D. J. M. 1983. Química de suelos. UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coah. México. 173 p.
- Colín, R. M. 1992. Apuntes de Cultivos Básicos (notas de trigo); Departamento de Fitomejoramiento, Programa de cereales pequeños. UAAAN, Buenavista, Saltillo, Coahuila; México.
- Comisión de Estudios del territorio Nacional (CETENAL). 1976. Saltillo. Carta topográfica. G14C33. Escala 1:50,000. Color: varios. Secretaria de la presidencia. México. p 1.
- Cox, G. y Sanders, F. E. 1974. Ultrastructure of the host fungus interface in a vesicular-arbuscular mycorrhiza. *New Phytologist* 73:901-912.
- Clarkson, D. T. 1985. Factors affecting mineral nutrient acquisition by plants *Annv. Rev. Plant. Physol.* 36: 77-115.
- Crafts, A. S. 1975. *Modern Weed Control*. University of California Press. Ltd London. England.
- Chambers, C. A., Smith, S. E. y Smith F. A. 1980. Effects of ammonium and nitrate ions on mycorrhizal infection, nodulation and growth of *Trifolium subterraneum*. *New phylogist.* 85: 57-63.
- Daniels, B. A. 1984. Ecology of VA mycorrhizal fungi. En: VA Mycorrhiza. Powell, C. Ll., y Bagyaraj, D. J. (eds.), CRC Press, Boca Raton, Florida, pp. 35-46.
- Dhillon, S. S. y Ampornpan, L. 1992. The influence of inorganic nutrient fertilization on the growth, nutrient composition and vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization of pretransplant rice (*Oryza sativa* L.) plants. *Biology and fertility of soil.* 13: 85-91.
- Domínguez, V. A. 1989. Tratado de fertilización. 2^a edición. Ediciones Mundiprensa. España.

- Donahue, L. R. 1992. Introducción a los suelos y al crecimiento de las plantas. Editorial Dossat, S. A. Madrid, España.
- Elías, S. S., y Safir, G. R. 1987. Hyphal elongation of *Glomus fasciculatum* in response to root exudates, Appl. Environm. Microbiol., 53: 1928-1933
- Epstein, E. 1972. Mineral Nutrition of plants: Principles and prespectives. John Wiley y Sons. Inc. New York.
- Etchevers, B. J. D. 1991. Papel de los Fertilizantes en la Agricultura Sostenible. Presentada en el Primer Simposio Nacional de Agricultura Sostenible. C.P. Montecillo, Edo. De México. Pag. 293-301.
- Fasbender, H. W. 1975. Química de suelos. Con énfasis en suelos de América Latina. IICA. San José, Costa Rica. 422 p.
- Fasbender, H. W. 1987. Química de suelos. Con énfasis en suelos de América Latina. San José, Costa Rica. 200-233.
- Ferrera-Cerrato, R. 1983. La micorriza vesículo-arbuscular en los diferentes agro-ecosistemas. Symposium sobre la sequía y su impacto en la agricultura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.
- Ferrera-Cerrato, R. 1987. La endomicorriza VA en la producción agrícola, frutícola y forestal. Rev. Méx. Fitopatología 5: 150 - 158.
- Foth, D. H. 1985. Fundamentos de la ciencia del suelo. Compañía editorial Continental S. A. De C. V. México.
- Frías – Fernández J. T., Olalde – Portugal V., Schvenin P. F. y Aguilera G. L. I. 1997. Efecto de la micorriza vesículo-arbuscular y la fertilización nitrofosfatada en el comportamiento agronómico de zacate ballico (*Lolium multiflorum*) en condiciones de invernadero. Avances tecnológicos de la micorriza VA. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad Veracruzana. Xalapa, Veracruz, México. pp. 189-200.
- Gaonker, S. B. N. 1993. Rhizosphere microflora, growth and yield of wheat is influenced by inoculation of *Glomus fasciculatum* in conjunction with organic amendmets. En: Journal of Agricultural, Sciences. University of Agricultural Sciences, Dharwad, Karnataka, India. 6: 4, 371-377.
- Garman, H. W. 1995. Manual de fertilizantes N. P. F. I. Editorial Limusa, S. A. de C. V. Grupo Noriega Editores México.
- Gavito P., M. E. y Varela, L. 1983. Seasonal dynamics of mycorrhizae. En: VA mycorrhizae. C. D. Powell and D. J. Bagyaraj (eds). C. R. C. Press. p. 5-

33.

- Gavito P. M. E. y Varela, L. 1993. Seasonal dynamics of micorrhizal associations in maize fields under low input agriculture. *Agric. Ecosist. Environ.* 45: 275-282.
- Gerdemann, J. W. 1975. Vesicular - arbuscular mycorrhizae. en: J. G. Torrey y D. T. Clarkson (Eds). *The development and function of root.* Academic Press. New York. pp. 575 - 591.
- Gerdemann, J. H. y Nicolson T. H. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans Br. Mycol. Soc.* 46: 235-244.
- Gianinazzi, S., Dexheimer, J., Gianinazzi-Pearson, V. y Marx, C. 1983. Role of the host arbuscle interface in the VA mycorrhizal symbiosis: ultracytological studies of processes involved in phosphate and carbohydrate exchange. *Plant and Soil* 71:211-215.
- Giskin, M., Hagin, J. y Kafkafi, V. 1972. Crop response to phosphate fertilization and to residual phosphate levels: I. Field Experiments; II. Evaluation of residual phosphorus availability by chemical and plants tests in greenhouse; III. Greenhouse experiment. *Agronomy Journal.* 64: 588-597.
- Glenn, M. G., Chew, F. S. y Willians, P. H. 1988. Influence of glucosinolate content of *Brassica* (Cruciferae) roots on growth of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi, *New Phytol.*, 110: 217-225.
- Guerrero G., A. 1981. *Cultivos herbáceos extensivos.* 2ª. Ed. Editorial Mundi-Prensa, México.
- Guzmán-Plazola, R. A., Ferrera-Cerrato, R. y Bethlenfalvay, G. 1992. Efecto de la disrupción mecánica del suelo durante las labores de cultivo, sobre la eficiencia de la simbiosis micorrízica en maíz. *Memorias del XXV Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo.* Tovar S., J. L. y R. Quintero L. (eds.). Acapulco, Guerrero, México. pag. 228.
- Hackman, J. R. y Angle, J. S. 1987. Variation between soybean cultivars in vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi colonization. *Agron. J.* 79: 428-430.
- Hanson, H., Borlaug N. E. y Anderson R. G. 1982. *Trigo en el tercer mundo.* Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. Publicado West View, E. U. A.
- Harley, J.I. y S.E. Smith, 1983. *Mycorrhizal symbiosis.* Academic Press Inc., London, UK.

- Harris, D., Pacovsky, R. S. y Paul, E. A. 1985. Carbon economy of soybean-Rizobium-*Glomus* associations. *New Phytol.* 101: 427-440.
- Hayman, D. S. 1978. Endomycorrhizae. En. Y. R. Dommerges y S. V. Krupa (Eds.). *Interaction between non - patogenic soil microorganisms and plants.* Elsevier Scientific Publishing Co. Asmterdam. pp. 401 - 442.
- Hayman, D. S. 1982. Practical aspects of vesicular-arbuscular mycorrhiza. En. *Advances un Agricultural Microbiology.* Subba Rao, N. S. (de.), IBH Publ., New Delhi, pp. 73-325.
- Hepper, C. M., Azcón-Aguilar, C., Rosendahl, S. y Sen, R. (1988). Competition between three species of *Glomus* used as spatially separated introduced and indigenous mycorrhizal inocula for leek (*Allium porrum* L.), *New Phytol.* 101: 685-693.
- Hepper, C. M. 1983. Limited independent growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 80: 487-490.
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática, DR. 1998. *El Sector Agropecuario en el Estado de Coahuila.* ISBN 970-13-1678-9. Edificio sede Av. Héroe de Nacozari Num. 2301 Sur Fracc. Jardines del Parque, CP 20270 Aguascalientes.
- Janos, D. P. 1980. Vesicular-arbuscular mycorrhizae affect lowland tropical rain forest plant growth. *Ecology* 61(1):151-162.
- Jacob, A. y H. Von Wexkull. 1973. *El desarrollo fisiológico y el rendimiento de cosechas.* Escuela nacional de agricultura Chapingo, México. pp 231 - 238.
- Jackson, R. M. y P. A. Mason, 1984. *Mycorrhiza.* The institute of Biology's Studies in Biology No. 159 Camelot Press L. T. D., Southamton, UK.
- Karow, J. y Lindsey, D. 1985. N, P, K, VAM infection, and growth response of alfalfa. *Proceedings of the Sixth North American Conference on Mycorrhizae.* Bend, Oregon. U. S. A. p. 390.
- Khasawneh, F. E., E. C. Sample y E. J. Kamprat. 1980. *The role of Phosphorus in Agriculture.* Published by American Society of Agronomy. Crop Science Society of America. Soil Science Society of America. Madison, Wisconsin.
- Kinden, D. A. y Brown, M. F. 1975a. Electron microscopy of vesicular - arbuscular mycorrhizae of yellow poplar. Y. *Characterization of endophytic structures by scanning electron stereoscopy.* *Canadian Journal of Microbiology* 21:939-993.

- Kinden, D. A. y Brown, M. F. 1975b. Electron microscopy of vesicular-arbuscular mycorrhizae of yellow poplar. III. Host endophyte interactions during arbuscular deterioration. *Canadian Journal Microbiology* 22:64-75
- Larsen, S. 1967. Soil phosphorus. *Adv. Agron.* 19: 151-210.
- Li, X. L., George, E. y Marschner, H. 1991. Phosphorus depletion and pH decrease at the root soil and hypha-soil interfaces of VA, mycorrhizal white clover fertilized with ammonium. *New Phytol.* 119: 397.
- Lindsay, W. L.. 1979. *Chemical Equilibria in Soils.* John Wiley and Sons. New York.
- León, A. R. 1984. Nueva edafología. Regiones tropicales y áreas templadas de México. GACETA. México. 339 p.
- Lorenz, O. A. y Maynard, D. N. 1980. *Knotts Handbook for vegetable growers. Second Edition.* Wiley Inter Science. Davis, California.
- Lynch, J. M., 1990. *The rhizosphere.* John Wiley y Sons, New York, USA.
- Mahtab, S. K. et al. 1972. Phosphorus diffusion in soils: II The effect on phosphorus uptake by plants. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 36: 57-57.
- Marx, C., Dexheimer, J., Gianinazzi-Pearsón, V. y Gianinazzi, S. 1982. Enzymatic studies on the metabolism of vesicular-arbuscular mycorrhizas. IV. Ultracytoenzymological evidence (ATPase) for active transfer processes in the host-arbuscule interface. *New Phytologist* 90:37-43.
- Menge, J. A.. 1983. Utilization of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in agriculture. *Can. J. Bpt.* 61: 1015-1024.
- Menge, J. A. 1984. 1984. Inoculum production. En: C. L. Powell y D. J. Bagyaraj (Eds.) *VA mycorrhizae.* CRC Press. Florida. pp. 187-203.
- Menge, J. A. 1985. Developing widescale VA mycorrhizal inoculations: Is it practical or necessary?. *Proceedings of the Sixth North American Conference on Mycorrhizae.* Bend, Oregon. E. U. pp. 80-82.
- Mengel, K. y E. A. Kirby, 1979. *Principles of plant nutrition. Second Edition.* Editor Internacional Potash Institute. Werblafen Ber/Switzerland.
- Menhrota, V. y Bajjal, U. 1994. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhiza on the growth and nutrition of sunflower plant at different levels of added N and P fertilizer. *Biological Sciences* 64: 3 pag. 299-304.

- Millar, C. E. 1964. Fertilidad de suelos SALVAT. España. 477.
- Miller, C. E., L. H. Turk y H. D. Foth. 1972. Fundamentos de la ciencia del suelo. 5 de. CECOSA. México. 527 p.
- Morton, J. B. 1988. Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: Classification, nomenclature, and identification, Mycotaxon, 32: 267-324.
- Mosse, B. 1997. Plant growth responses to vesicular-arbuscular. Responses of Stylosantes and maize to inoculation in unsterile soil.
- Mosse, B. 1981. Vesicular - arbuscular mycorrhiza research for tropical agriculture. Hawaii Inst. Trop. Agric. and Human Resources. Univ. of Hawaii. Res. Bull. 194. 82 p.
- Mosse, B., y Hepper, C. M. 1975. Vesicular-arbuscular mycorrhizal infections in root organ cultures, Physiol. Plant Pathol., 5: 215-223.
- Mosse, B., Stribley, D. P. y Le Tacon, F. 1981. Ecology of mycorrhizae and mycorrhizal fungi. Adv. Microb. Ecol. 5:137-210.
- Okon, Y. 1985. *Azospirillum* as potential inoculant for agriculture. Trends in Biotechnology 3: 223-228.
- Olalde P. V., Frías-Hernández, J. T., Aguilera G., L. I. Y Alvarado B., M. J. 1994. Efecto de la endomicorriza vesículo-arbuscular en la fijación biológica de nitrógeno en frijol aplicando diferentes niveles de fósforo. Terra 12(3): 323-328.
- Ortega, T. E. 1978. Química de Suelos. Univesridad Autónoma de Chapingo. Departamento de Suelos. PATENA. A. C. Chapingo, México.
- Ortíz, V. B y C. A. Ortiz, 1980. Edafología. Tercera edición. Universidad Autónoma de Chapingo. Departamento de Suelos. Chapingo, México.
- Ortíz, V. B. y S. C. A. Ortiz. 1984. Edafologia; U.A.CH.; 4a edición, México.
- Ortíz, V. B. 1987. Edafología. Universidad Autónoma Chapingo (UACH). México. Pags. 117-133.
- Palacios, P. A. 1982. Determinación de la dosis óptima económica de la fertilización nitrogenada y fosfatada bajo diferentes numeros de riegos para trigo de ciclo intermedio en la región de Coahuila. Tesis. Licenciatura. Depto. Suelos UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

- Phillips y Hayman, D. S. 1970. Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection, Trans. Br. Mycol. Soc., vol. 55, págs. 158 – 161.
- Powell, C. L. 1976. Development of mycorrhizal infections from *Endogone* spores and infected roots segments, Trans. Br. Mycol. Soc., 66: 439-445.
- Powell, C. L. 1979. Inoculation of white clover and rye grass seed with mycorrhizal fungo. New Phytol. 83: 81-85.
- Pradhan, S. y Mohar, J. 1996. Inoculation of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in cereal crops. Advances in Plant Sciences. 9: 2. Pag. 245-248.
- Quintero, R. M. y Ferrera-Cerrato R. 1992. La endomicorriza vésiculo-arbuscular en la recuperación de tepetates. primer ciclo. Memorias del XXV Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Tovar S., J. L. y R. Quintero L. (eds.). Acapulco, Guerrero, México. pag. 230.
- Ratnayake, R. T., Leonard, R. T. y Menge, J. A. 1987. Root exudation in relation to supply of phosphorus and its possible relevance to mycorrhizal infection. New Phytol. 81: 543-552.
- Robles, S. R. 1978. Producción de granos y forrajes; De. Limusa; 2a Edicion.; México.
- Robles, S. R. 1990. Producción de granos y forrajes. 5ª edición. Editorial Limusa S. A. de C. V. México.
- Rodríguez, S. F. 1989. Fertilizantes y Nutrición Vegetal. A. G. T. Editor. México.
- Rhodes, L H. y Gerdemann, J. W. 1975. Phosphate uptake zones of mycorrhizal and non - mycirrhizal onions. New Phytologist 75: 555 - 561.
- Rodríguez G., F. y S. A. Gavande. 1967. Evaluación de características edáficas, hidrológicas y climáticas con fines de producción de algunos cultivos de zonas áridas. Monografía técnico - científica. UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 2(7): 562 - 623.
- Rodríguez S., F. 1982. Fertilizantes. Nutrición Vegetal. AGT. México. 157 p.
- Rosendahl, S., Sen, R., Hepper, C. M. y Azcón-Aguilar, C. 1989. Quantification of three vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus spp.*) in roots of leek (*Allium porrum*) on the basis of activity of diagnostic enzymes after polyacrylamide gel electrophoresis. New Phytol. 81: 543-552.
- SAGAR. 1996. Informe oficial, mayo.

- Sanders, F. E., y Sheikh, N. A. 1983. The development of vesicular- arbuscular mycorrhizal infection in plant root systems, *Plant Soil*, 71: 223-246.
- Sauchelli, V. 1965. Phosphates in agriculture. Reinhold Publishing Corporation, New York.
- Scannerini, S. y Bonafante-Fasolo, P. 1983. Comparative ultrastructural analysis of mycorrhizal associations. *Can. J. Bot.* 61: 917-943.
- Schenk, N. C. y Smith, G. S. 1982. Additional new and reported species of endomycorrhizal fungi (Endogonaceae) from Florida. *Mycología*. 74: 77-92.
- Schwab, S. M., Leonard, R. T. y Menge, J. A. 1984. Quantitative and qualitative comparison of root exudates of mycorrhizal and nonmycorrhizal plant species. *Can. J. Bot.* 62: 1227-1231.
- Secretaria de Educación Pública. 1997. Manuales para la educación agropecuaria. Editorial trillas México D. F. Pp. 9-36.
- Simpson, D. y Daft, M. J. 1990. Interactions between water stress and different mycorrhizal inoculation on plant growth and mycorrhizal development in maize and sorghum. *Plant and soil*. 121: 179-186.
- Siqueira, J. O. 1987. Cultura axénica e monoxénica dos fungus micorrízicos vesículo - arbusculares, II Reunião Brasileira sobre Micorrizas, São Paulo, pp. 44.
- Siqueira, J. O.; Sylvia, D. M.; Gibson, J., y Hubbell, D. H. 1985. Spores, germination, and germ tubes of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi, *Can. J. Microbiol.*, 31: 965-972.
- Smith, F. A. y Smith, S. E. 1996. Mutualism y parasitism: diversity in function and structure in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Advances in Botanical Research*. 22: 1-43.
- Sprat, E. D., Warder, F. G., Bailey, L. D. y Read, D. W. 1980. Measurement of fertilizer phosphorus residues and its utilization. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 44: 1200-1204.
- Sylvia D. M. y Neal, H. 1990. Nitrogen affects the phosphorus response of VA mycorrhiza. *New Phytol.* 115: 303-310.
- Terra Nova, 1995. Enciclopedia Agropecuaria. Producción Agrícola. Tomo 1. Ed. Panamericana S. A. Santa Fé de Bogota, Colombia.

- Tisdale S. L. y W. L. Nelson. 1975. Fertility y Fertilizer. 3rd de. Edit Uthea. España
- Tisdale, S. L. y W. L. Nelson, 1982. Fertilidad de suelos y fertilizantes. Primera edición en Español. Editorial Uthea. México.
- Tommerup, Y. C., y Abbott, L. K. 1981. Prolonged survival and viability of V-A mycorrhizal hyphae after root death, Soil Biol. Biochem., 13: 431-433.
- Torres-Aquino, M., Ferrera-Cerrato, R., Tirado, T. J. L., Gonzalez-Chávez, M. C. y Santizo, R. J. A. 1992. Respuesta de la simbiosis naranjo agrío-hongo endomicorrízico al suministro de fósforo. Memorias del XXV congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Tovar S., J. L. y R. Quintero L. (eds.). Acapulco, Guerrero, México. pag. 225
- Thompson, B. D., Robson, A. D. y Abbott, L. K. 1986. Effects of phosphorus on the formation of mycorrhizas by *Gigaspora calospora* and *Glomus fasciculatum* in relation to root carbohydrates. New Phytol. 103: 751-765.
- Trappe, J. M. 1987. Phylogenetic and ecologic aspects of mycotrophy in angiosperms from an evolutionary stand point. pp. 5-25 in: G. R. Safir. Ecophysiology of VA mycorrhizal plants. CRC. Press Inc. Boca Raton, Florida USA.
- Villarreal Q. José A. 1983 Malezas de Buenavista Coahuila. UAAAN pag. 108.

APÉNDICE

Cuadro A1. Análisis de varianza para la variable fósforo en vástago de trigo var. Pavón F-76, inoculado con *Glomus sp*

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F		
					0.05	–	0.01
Factor A	1	0.000625	0.000625	22.8324	4.048	**	7.218
Factor B	1	0.000676	0.000676	24.6957	4.048	**	7.218
Factor C	3	0.000570	0.000190	6.9411	2.808	**	4.238
A x B	1	0.001089	0.001089	39.7799	4.048	**	7.218
A x C	3	0.000341	0.000114	4.1519	2.808	*	4.238

B x C	3	0.000510	0.000170	6.2097	2.808	**	4.238
A x B x C	3	0.002009	0.000670	24.4636	2.808	**	4.238
Error	48	0.001314	0.000027				
Total	63	0.007134					

CV = 11.823914 %; Factor A = Nitrógeno; Factor B = Fósforo; Factor C = Inoculación.

** (altamente significativo); * (significativo); NS (no significativo)

Cuadro A2. Distribución de medias para la variable fósforo en vástago.

Tratamientos	Medias	Combinación
14	0.077	A
15	0.050	B
2	0.048	BC
13	0.046	BCD
16	0.046	BCD
5	0.045	BCDE
12	0.045	BCDE
1	0.044	BCDEF
9	0.043	BCDEF
8	0.041	CDEFG
3	0.039	DEFG
11	0.038	EFG
7	0.038	EFG
6	0.037	FG
4	0.037	FG
10	0.034	G

Nivel de significancia = 0.05 (DMS).

Cuadro A3. Análisis de varianza para la variable por ciento de nitrógeno en vástago de trigo var. Pavón F-76, inoculado con *Glomus sp.*

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F	
					0.05	0.01
Factor A	1	0.090019	0.090019	8.0887	4.048	** 7.218
Factor B	1	0.040024	0.040024	3.5963	4.048	* 7.218
Factor C	3	0.180016	0.060005	5.3918	2.808	** 4.238
A x B	1	0.009979	0.009979	0.8967	4.048	NS 7.218
A x C	3	0.089981	0.029994	2.6951	2.808	NS 4.238

B x C	3	0.179977	0.059992	5.3906	2.808	**	4.238
A x B x C	3	0.490021	0.163340	14.6769	2.808	**	4.238
Error	48	0.534195	0.011129				
Total	63	1.614212					

CV = 10.62631 %; Factor A = Nitrógeno; Factor B = Fósforo; Factor C = Inoculación.

** (altamente significativo); * (significativo); NS (no significativo)

Cuadro A4. Distribución de medias para la variable nitrógeno en vástago.

Tratamientos	Medias	Combinación
13	1.31	A
12	1.21	AB
8	1.21	AB
15	1.21	AB
3	1.11	BC
11	1.01	CD
7	1.01	CD
2	1.01	CD
10	1.01	CD
16	1.01	CD
6	0.91	D
1	0.91	D
4	0.91	D
14	0.91	D
9	0.91	D
5	0.91	D

Nivel de significancia = 0.05 (DMS).

Cuadro A5. Análisis de varianza para la variable peso vástago de trigo var. Pavón F-76, inoculado con *Glomus sp.*

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F		
					0.05	–	0.01
Factor A	1	4.337036	4.337036	11.8831	4.048	**	7.218
Factor B	1	0.823792	0.823792	2.2571	4.048	NS	7.218
Factor C	3	1.025024	0.341675	0.9362	2.808	NS	4.238

A x B	1	0.129364	0.129364	0.3544	4.048	NS	7.218
A x C	3	7.680176	2.560059	7.0143	2.808	**	4.238
B x C	3	1.430573	0.476858	1.3065	2.808	NS	4.238
A x B x C	3	0.778412	0.259471	0.7109	2.808	NS	4.238
Error	48	17.518860	0.364976				
Total	63	33.723236					

CV = 22.637295 %; Factor A = Nitrógeno; Factor B = Fósforo; Factor C = Inoculación.

** (altamente significativo); * (significativo); NS (no significativo)

Cuadro A6. Distribución de medias para la variable peso seco de vástago.

Tratamientos	Medias	Combinación
8	4.05	A
7	3.49	AB
3	3.09	BC
2	3.03	BCD
13	3.02	BCD
16	2.99	BCD
6	2.95	BCD
9	2.93	BCDE
5	2.88	BCDE
4	2.85	BCDE
12	2.36	CDEF
15	2.19	DEF
10	2.18	DEF
1	2.09	EF
11	1.87	F
14	1.68	F

Nivel de significancia = 0.05 (DMS).

Cuadro A7. Análisis de varianza de la variable fósforo en grano de trigo var. Pavón F-76, inoculado con *Glomus sp.*

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	0.05	F	0.01
Factor A	1	0.001306	0.001306	10.5388	4.048	**	7.218

Factor A	1	5.307373	5.307373	7.7267	4.048	**	7.218
Factor B	1	0.781067	0.781067	1.1371	4.048	NS	7.218
Factor C	3	1.773438	0.591146	0.8606	2.808	NS	4.238
A x B	1	1.285217	1.285217	1.8711	4.048	NS	7.218
A x C	3	16.290039	5.430013	7.9052	2.808	**	4.238
B x C	3	3.589722	1.196574	1.7420	2.808	NS	4.238
A x B x C	3	8.661133	2.887044	4.2031	2.808	*	4.238
Error	48	32.970581	0.686887				
Total	63	70.658569					

CV = 20.808260 %; Factor A = Nitrógeno; Factor B = Fósforo; Factor C = Inoculación.

** (altamente significativo); * (significativo); NS (no significativo)

Cuadro A12. Distribución de medias para la variable rendimiento.

Tratamientos	Medias	Combinación
9	5.34	A
7	4.87	AB
6	4.47	ABC
5	4.44	ABC
3	4.43	ABC
2	4.35	ABC
8	4.30	ABC
13	4.29	ABC
4	4.28	ABC
16	4.27	ABC
10	3.94	BCD
15	3.32	CDE
1	3.00	DE
11	2.82	DE
12	2.80	DE
14	2.76	E

Nivel de significancia = 0.05 (DMS).