



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS

MAESTRÍA EN INGENIERÍA AMBIENTAL Y TECNOLOGÍAS SUSTENTABLES



Implementación de Micorrizas Y *Azospirillum Brasilense* en Agricultura Sustentable del Estado de Morelos

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN INGENIERÍA AMBIENTAL Y
TECNOLOGÍAS SUSTENTABLES**

PRESENTA:

RUTILO ROBERTO AGUILAR TABLAS

ASESOR: MARTHA LILIA DOMÍNGUEZ PATIÑO

CO-ASESOR: MARTÍN SOLÍS MARTÍNEZ

CUERNAVACA, MORELOS

DICIEMBRE, 2018

COMITÉ TUTORAL

Dra. Martha Lilia Domínguez Patiño

Dr. Martín Solís Martínez

Dr. Oscar Gabriel Villegas Torres

Dr. Mario Alfonso Murillo Tovar

Dra. Josefina Vergara Sánchez



Maestría en Ingeniería Ambiental y Tecnologías Sustentables.

Cuernavaca, Morelos, 04 de Marzo del 2019.

NOMBRAMIENTO DE COMISIÓN REVISORA Y DICTAMEN DE REVISIÓN (T-2)

Dra. Martha Lilia Dominguez Patiño
 Dr. Martín Solís Martínez
 Dr. Oscar Gabriel Villegas Torres
 Dr. Mario Alfonso Murillo Tovar
 Dra. Josefina Vergara Sánchez

PRESENTE.

Por este conducto, me permito informarle que ha sido asignado como integrante de la Comisión Revisora de la tesis que presenta el **I.D.R. Rutilo Roberto Aguilar Tablas** titulada: "**Implementación de Micorrizas y Azospirillum Brasilense en Agricultura Sustentable del Estado de Morelos**" realizada bajo la dirección de la **Dra. Martha Lilia Dominguez Patiño** en el Programa Educativo de Maestría en Ingeniería Ambiental y Tecnologías Sustentables. Agradezco su valiosa participación en esta Comisión y quedo a sus órdenes para cualquier aclaración o duda al respecto.

ATENTAMENTE

"Por una humanidad culta"

Dra. Constanza Machín Ramirez
 Coordinadora de la MIATS.

Dra. Constanza Machín Ramirez.

Coordinadora de la MIATS.

PRESENTE.

En respuesta a su amable solicitud para formar parte de la Comisión Revisora de la tesis mencionada y una vez realizada la revisión correspondiente, me permito informarle que mi VOTO es:

DICTAMEN

NOMBRE	VOTO	FIRMA
Dra. Martha Lilia Dominguez Patiño	Aprobado	
Dr. Martín Solís Martínez	Aprobado	
Dr. Oscar Gabriel Villegas Torres	Aprobado	
Dr. Mario Alfonso Murillo Tovar	Aprobado	
Dra. Josefina Vergara Sánchez	Aprobado	

c.c.p. Archivo

Av. Universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca Morelos, México, 62209,
 Tel. (777) 329 70 00, Ext. 3297. e-mail: miats.fcqi@uaem.mx



DEDICATORIAS

A Dios: Por el maravilloso don de la vida que me ha concedido, por la familia que me brindo, por darme la sabiduría y paciencia necesaria para realizar cada uno de los objetivos que me he planteado.

A mis padres: Por proporcionarme la felicidad de ser parte de un hermoso proyecto de vida, por todos sus sabios y más preciados consejos y amor en todo el transcurso de vida.

A mi hermano: gracias por ser como un padre para mí, por todos sus sabios consejos, por ser un pilar en mi vida y darme la fuerza para seguir adelante.

A mi novia: por siempre ayudarme y motivarme en los momentos más difíciles.

A todas las personas que me ayudaron y me brindaron su amistad, especialmente a mis compañeros de maestría, gracias por todo su apoyo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios profesionales, conocer excelentes catedráticos y por los apoyos otorgados para culminar esta meta.

Al Colegio Superior Agropecuario del Estado de Guerrero, se convirtió en mi segunda alma mater en donde conocí maravillosos docentes e invaluablees compañeros.

A la Dra. Martha Lilia Domínguez Patiño, Por su valiosa amistad, dirección, corrección y apoyo incondicional sin ayuda no habría sido posible la realización de este proyecto.

Al Dr. Martín Solís Martínez, Por su valiosa amistad, dirección, corrección y por su gran disposición de ayudar aún más allá de lo que es su responsabilidad, es un ejemplo de profesionista y ser humano, gracias por todo ese tiempo dedicado y por las lecciones de vida aprendidas bajo su tutela.

Al Dr. Mario Murillo Tovar, por invaluable amistad y gran apoyo durante la realización de este proyecto.

Al Dr. Oscar Villegas Torres, por su gran ayuda y orientación e invaluable amistad.

A la Bióloga Justina Leticia Peña Camacho, por su valiosa amistad y por su apoyo incondicional sin su ayuda no habría sido posible la realización de este proyecto.

A la Bióloga Lucero Valladares Cisneros, por su apoyo incondicional y su valiosa amistad.

Al Dr. Gregorio Bahena Delgado, por su gran apoyo y valiosa amistad durante la realización de este proyecto.

A mi novia Nayeli Mendoza Flores, por siempre motivarme a ser mejor persona, profesionista y estar en los momentos más difíciles, sin su ayuda este trabajo no habría sido posible.

A mis compañeros de maestría, Rashad, Samantha, Heylin, Jazmin, Natyeli gracias por su apoyo y su amistad incondicional, siempre los llevare en el corazón.

ÍNDICE

página

DEDICATORIAS	4
AGRADECIMIENTOS	5
ÍNDICE DE FIGURAS Y DIAGRAMAS EN EL TEXTO	11
ÍNDICE DE CUADROS EN EL TEXTO	12
ÍNDICE DE FIGURAS EN EL APÉNDICE	13
ÍNDICE DE CUADROS EN EL APÉNDICE.....	14
RESUMEN	15
ABSTRACT.....	15
INTRODUCCIÓN.....	16
Capítulo 1.....	17
1.1 ANTECEDENTES	17
1.2 MARCO TEÓRICO.....	20
1.2.1 Agricultura sustentable en América Latina	20
1.2.2 El desafío para la región en la primera década del siglo XXI.....	24
1.2.3 Agricultura sustentable en México	26
1.2.4 Micorrizas	28
1.2.5 Clasificación de las micorrizas	29
1.2.6 Las micorrizas vesículo – arbusculares (MVA)	30
1.2.7 Hifas	30
1.2.8 Arbúsculos	31
1.2.9 Vesículas	31
1.2.10 Beneficios en la planta	32
1.2.11 Micorrizas en el suelo	35
1.2.12 Relación de las micorrizas y la absorción de fósforo en el suelo.....	36

1.2.13 Inoculación.....	37
1.2.14 Mezcla del inóculo con suelo o sustrato.....	37
1.2.15 <i>Azospirillum brasilense</i>	39
1.2.16 Importancia	39
1.2.17 Mecanismos de promoción del crecimiento vegetal.....	40
1.2.18 Respuesta de los cultivos a la aplicación de <i>Azospirillum</i>	41
1.2.19 Degradación de suelos y sus efectos en la fertilidad.....	41
1.2.20 Efectos físicos	42
1.2.21 Efectos químicos.....	43
1.2.22 Efectos biológicos.....	43
1.2.23 Alternativas de recuperación de la fertilidad de los suelos.....	44
1.2.24 Características físicas.....	46
1.2.25 Color	46
1.2.26 Análisis mecánico (Textura).....	47
1.2.27 Densidad aparente (Dap).....	47
1.2.28 Características químicas.....	48
1.2.29 Reacción del suelo (pH).....	48
1.2.30 Significado agrícola del pH en el suelo	49
1.2.31 Conductividad eléctrica (CE).....	50
1.2.32 Cationes intercambiables	51
1.2.33 Materia orgánica (MO)	51
1.2.34 Importancia de la materia orgánica en el suelo.....	54
1.2.35 Nitrógeno total	55
1.2.36 Formas de nitrógeno en los suelos	56
1.2.37 Mineralización e inmovilización.....	57
1.2.38 Ciclo del nitrógeno.....	58

1.2.39 Nitrificación	59
1.2.40 Denitrificación	60
1.2.41 Fijación del nitrógeno	62
1.2.42 Volatilización	62
1.2.43 Fósforo	62
1.2.44 Generalidades.....	63
1.2.45 Mineralización e inmovilización del fósforo orgánico	64
1.2.46 Solubilización de fósforo inorgánico	65
1.2.47 Fijación del fósforo	67
1.2.48 Calcio	68
1.2.49 Magnesio.....	68
1.2.50 Potasio (K)	69
1.2.51 Fertilizantes.....	70
1.2.52 Maíz Azul.....	73
1.2.53 Características de la planta.....	73
1.2.54 Nitrógeno en planta.....	73
1.2.55 Fósforo en la planta.....	74
1.2.56 Potasio en la planta	75
1.2.57 Características agronómicas de los maíces azules	75
1.2.58 Desafío del campo morelense.....	75
Capítulo 2.....	77
2.1 JUSTIFICACIÓN	77
2.2 Objetivo general.....	78
2.3 Específicos	78
Capítulo 3.....	79
3.1 DISEÑO EXPERIMENTAL	79

3.2 ESTRATEGIA EXPERIMENTAL	81
3.2.1 Material genético	81
3.3 MATERIALES Y MÉTODOS	82
3.3.1 Localización del sitio experimental	82
3.3.2 Ejido de Anenecuilco.....	83
3.3.3 Clima.....	83
3.3.4 Hidrografía.....	83
3.3.5 Flora	84
3.3.6 Fauna.....	84
3.3.7 Descripción del área donde se hicieron los análisis	84
3.3.8 Muestreo del sitio.....	84
3.3.9 Siembra	84
3.3.10 Ajuste de la densidad de población.....	85
3.3.11 Fertilización	85
3.3.12 Control de malezas.....	85
3.3.13 Control de plagas	85
3.3.14 Cosecha.....	85
3.3.15 Altura de la planta	85
3.3.16 Diámetro del tallo.....	86
Capítulo 4.....	91
4.1 RESULTADOS	91
4.1.1 SUELO.....	91
4.1.2 Textura	91
4.1.3 Color del suelo	91
4.1.4 Densidad aparente.....	92
4.1.5 Reacción del suelo (pH) y Conductividad eléctrica.....	92

4.1.6 Materia orgánica y Nitrógeno total	93
4.1.7 Fósforo extractable.....	94
4.1.8 Cationes intercambiables	94
4.1.9 Análisis en planta.....	95
4.1.10 Intensidad luminosa	96
4.1.11 Diámetro del tallo.....	96
4.1.12 Número de hojas	103
4.1.13 Altura de la planta	105
4.1.14 Correlación entre las variables	106
4.2 DISCUSIÓN	107
Capítulo 5.....	110
5.1 CONCLUSIONES	110
PERSPECTIVAS.....	112
REFERENCIAS.....	113

ÍNDICE DE FIGURAS Y DIAGRAMAS EN EL TEXTO

Figura y Diagrama	Página
F1 Formas de muestreo, para el diagnóstico de la fertilidad de los suelos	46
F2 Disponibilidad de nutrientes respecto al pH del suelo	49
F3 Formación del humus por la acción de microorganismos sobre las sustancias animales y vegetales que llegan al suelo	53
F4 Ciclo del Nitrógeno	59
F5 Síntesis de un monofosfato de inositol a partir de inositol con ácido fosforico	65
F6 Distribución de los tratamientos en el invernadero	80
F7 Invernadero en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos	82
F8 Sitio del muestreo de suelo	82
F9 Localización del poblado de Anenecuilco	83
F10 Intensidad luminosa durante la experimentación	96
F11 Curva de crecimiento en el diámetro de la planta de maíz en el tratamiento cinco	97
F12 Curva de crecimiento en el diámetro de la planta de maíz en el tratamiento cuatro	99
F13 Curva de crecimiento en el diámetro de la planta de maíz en el tratamiento dos	101
F14 Curva de crecimiento en el diámetro de la planta de maíz en el tratamiento cero	102
F15 Comparación del número de hojas en los tratamientos	104
F16 comparación de altura de la planta en los tratamientos	105
D1 Análisis de textura en el suelo	87
D2 Análisis de densidad aparente del suelo	87
D3 Determinación de color del suelo	88
D4 Determinación de pH en el suelo	88
D5 Determinación de materia orgánica	89
D6 Determinación de fósforo	89
D7 Determinación de cationes intercambiables	90

ÍNDICE DE CUADROS EN EL TEXTO

Cuadro		Página
1	Beneficios de la materia orgánica en las características del suelo	55
2	Fertilizantes y sus índices de salinidad, basicidad y acidez	71
3	Efecto inmediato del fertilizante sobre el pH del suelo y sistema de cultivo	72
4	Análisis y Metodología del experimento	86
5	Clasificación de la textura del suelo	91
6	Determinación de color en seco y húmedo del suelo	91
7	Densidad aparente (Dap) del suelo	92
8	Valores de pH y Ce obtenidos y su clasificación	92
9	Contenido de materia orgánica y nitrógeno total	93
10	Contenido de fósforo extractable mg kg-1 por el método Olsen	94
11	Contenido de cationes intercambiables meq/100 g.s.s. y su clasificación	94
12	Contenido de Nitrógeno, Fosforo y Potasio total en planta	95
13	Diámetro promedio de la planta en las diversas lecturas realizadas en el experimento (mm), coeficiente de variación y estadístico de prueba en los tratamientos evaluados	96
14	Comparación de propiedades entre el tratamiento cinco y el suelo original	98
15	Comparación entre el tratamiento cuatro y el suelo original	100
16	Comparación entre el tratamiento dos y suelo original	101
17	Comparación entre el tratamiento cero y el suelo original	103
18	Promedio del número de hojas de la planta en los tratamientos evaluados	103
19	Altura promedio de la planta en los tratamientos evaluados y la probabilidad del error	105
20	Correlación directa entre diámetro, número de hojas y altura de la planta y la probabilidad del error	106

ÍNDICE DE FIGURAS EN EL APÉNDICE

Página

Figura

1A Figura 1A: Triángulo de texturas

119

ÍNDICE DE CUADROS EN EL APÉNDICE

Página

Cuadro

1A	Resultados iniciales del análisis del suelo antes de la experimentación	119
2A	Número de tratamientos y dosis de micorrizas.	120
3A	Clasificación del pH para suelos (NOM-021-SEMARNAT-2000)	120
4A	Efecto de la conductividad eléctrica del extracto de saturación del suelo y la respuesta de los cultivos (NOM-021-SEMARNAT-2000)	120
5A	Clasificación del contenido de materia orgánica (%) en el suelo (NOM-021-SEMARNAT-2000)	121
6A	Clasificación del contenido de nitrógeno total (%) en el suelo (NOM-021-SEMARNAT-2000)	121
7A	Clasificación del contenido de fósforo extractable (mg kg^{-1}) en el suelo por el método de Olsen (NOM-021-SEMARNAT-2000)	121
8A	Clasificación de los cationes intercambiables en acetato de amonio (NOM-021-SEMARNAT-2000)	121
9A	Clasificación de nutrientes en maíz (Mills and Benton, 1996)	122

RESUMEN

El uso de fertilizantes químicos es importante en la obtención del rendimiento de maíz y mejorar la calidad del suelo; sin embargo, es necesario explorar alternativas ecológicas y sustentables como el uso de microorganismos benéficos de la rizosfera. Este explora el uso de Micorrizas Vesículo Arbusculares (*Glomus intraradices*) y *Azospirillum brasilense* en el suelo y sus beneficios en la planta con suelo del ejido de Anenecuilco, Morelos, México, utilizando semilla criolla de maíz azul inoculada antes de la siembra, en contraste con el empleo de fertilizante químico y un testigo. La mezcla de biofertilizantes y fertilizante químico mostró mejor solubilidad de nutrientes, reducción de pH y desarrollo de la planta.

ABSTRACT

The use of chemical fertilizers is important in obtaining corn yield and improving soil quality; however, it is necessary to explore ecological and sustainable alternatives such as the use of beneficial microorganisms of the rhizosphere. This explores the use of Mycorrhiza Vesículo Arbusculares (*Glomus intraradices*) and *Azospirillum brasilense* in the soil and its benefits in the soil plant of the ejido of Anenecuilco, Morelos, Mexico, using Creole blue corn seed inoculated before sowing, in contrast to the use of chemical fertilizer and a indication. The mixture of biofertilizers and chemical fertilizer showed better nutrient solubility, pH reduction and plant development.

INTRODUCCIÓN

El suelo como ente vivo posee características físicas, químicas y biológicas que definen el grado de fertilidad de ecosistemas y agro-ecosistemas. Los microorganismos benéficos influyen directamente en el crecimiento y desarrollo de las plantas de un determinado ecosistema o agro ecosistema. El manejo de los sistemas agrícolas con un enfoque orgánico y sostenible permite que los microorganismos sean considerados como elementos básicos para lograr la sostenibilidad de los agro ecosistemas en pro de las actividades agrícolas y conservación de los recursos naturales y del ambiente.

Los bioestimuladores como el hongo *Glomus intraradices* y la bacteria *Azospirillum brasilense* representan un componente vital de los sistemas agrícolas sustentables, constituyendo un medio económicamente atractivo y ecológicamente aceptable, permitiendo reducir los insumos externos y mejorar la cantidad y calidad de los recursos internos, mediante la utilización de microorganismos del suelo debidamente seleccionados, capaces de aportar a los cultivos nitrógeno fijado de la atmósfera, fósforo transformado a partir del que está fijado en el suelo y sustancias fisiológicamente activas que, al interactuar con la planta, ocasionan una mayor activación del metabolismo.

Los biofertilizantes y su uso en el campo mexicano van en aumento debido a sus efectos positivos en el rendimiento de los cultivos, principalmente en la producción de granos básicos, por lo que la investigación en esta área refuerza su eficiencia y aporta información para poder hacer uso eficiente de esta tecnología en la producción agrícola.

Se implementó un proceso sustentable de fertilización agrícola utilizando Micorrizas Arbusculares (*Glomus intraradices*) y la bacteria *Azospirillum brasilense* en un ciclo de maíz, estos biofertilizantes estimulan el crecimiento radicular, absorción de nutrientes, aumentan la resistencia a enfermedades, las micorrizas ayudan a un mejor desarrollo radicular y el *Azospirillum* potencia este desarrollo. Midiendo la calidad del suelo, realizando estudios físico-químicos para su monitoreo, así como nutrimentos absorbidos por la planta, con una inoculación y un pretratamiento de la semilla con micorrizas y la bacteria *Azospirillum brasilense*, en bolsas de polipropileno de 18 litros para un desarrollo radicular apropiado del maíz. Se midieron parámetros de calidad en suelo (pH, N, P, K, Ce, Mo, Ca, Mg, Textura, Color); y en planta N, P, K.

Capítulo 1

1.1 ANTECEDENTES

Entre los años sesenta y noventa, la tierra de cultivo en el mundo sólo creció 11% mientras que la población mundial casi se duplicó. Como resultado, la tierra de cultivo *per cápita* disminuyó 40%, pasando de 0.43 ha a sólo 0.26 ha. No obstante, a lo largo de este mismo período, los niveles de nutrición mejoraron considerablemente y disminuyó el precio de los alimentos. La explicación es que el crecimiento de la productividad redujo la cantidad de tierra necesaria para producir la misma cantidad de alimentos en un 56%. Esta reducción, facilitada por el aumento del rendimiento e intensidad de cultivos, compensó sobradamente la disminución de superficie per cápita.

En las últimas décadas se ha tomado conciencia del agotamiento de los recursos naturales debido a la explotación desmesurada de los mismos. En el ámbito agrícola, el objetivo es lograr altos rendimientos por unidad de superficie para satisfacer la creciente demanda de alimentos, sin considerar la sostenibilidad de la producción (viabilidad técnica, rentabilidad económica y sin contaminación). Los éxitos de esta estrategia han sido importantes, pero es una agricultura muy ineficiente y altamente contaminante, la cual ha ocasionado la pérdida de la diversidad biológica, disminución de los recursos forestales, erosión del suelo, cambios climáticos, etc. Esta situación ha disminuido la superficie para la agricultura, causando graves problemas ecológicos, económicos y sociales. Por tal motivo, es necesario encontrar soluciones de producción adecuadas. Las nuevas tecnologías deben estar orientadas a mantener la sostenibilidad del sistema mediante la explotación racional de los recursos naturales y aplicación de medidas adecuadas para preservar el ambiente.

Uno de los requerimientos más importantes es el mantenimiento de la fertilidad del suelo. Tradicionalmente, la deficiencia de nutrimentos, especialmente la de N, es corregida a través de la adición de fertilizantes. Sin embargo, los altos costos limitan su uso, sobre todo en los países en desarrollo, donde la necesidad de incrementar la producción de alimentos es más urgente. Por otro lado, se estima que los cultivos absorben entre un 20 a 40% del fertilizante aplicado, el resto se pierde por diversos mecanismos, generando cuantiosas pérdidas económicas y contaminación ambiental, tal como la eutrofización de cuerpos de agua, lluvia

ácida, destrucción de la capa de ozono estratosférica e incremento del efecto de invernadero (Duxbury, 1994).

Se ha valorado que la fijación biológica de nitrógeno (FBN) contribuye con más N al crecimiento de las plantas que la cantidad total de fertilizantes nitrogenados aplicados a los cultivos. Alrededor de 1.75×10^8 Mg N ha⁻¹ se fijan biológicamente, lo que equivale a un poco más de la producción mundial de fertilizantes nitrogenados (8.9×10^7 Mg-N ha⁻¹). En contraste, la fertilización nitrogenada en cultivos no-leguminosos es uno de los insumos más costosos en la agricultura (FAO, 2008).

La importancia que tienen los microorganismos en la naturaleza y en sus relaciones con el hombre es cada día más evidente. Cuando la agricultura tiene la necesidad de adoptar medidas conservacionistas, los microorganismos utilizados como biofertilizantes tienen un papel sustancial. El desarrollo y uso de los biofertilizantes se contempla como una importante alternativa para la sustitución parcial o total de los fertilizantes minerales.

Los beneficios que presenta el uso de microorganismos en la agricultura pueden concretarse de la siguiente manera:

1. Fito estimulantes, estimulan la germinación de las semillas y el enraizamiento por la producción de reguladores del crecimiento, vitaminas y otras sustancias.
2. Biofertilizantes, incrementan el suministro de los nutrimentos por su acción sobre los ciclos biogeoquímicos, tales como la fijación de N₂, la solubilización de elementos minerales o la mineralización de compuestos orgánicos.
3. Mejoradores, mejoran la estructura del suelo por su contribución a la formación de agregados estables.
4. Agentes de control biológico de patógenos, desarrollan fenómenos de antagonismo microbio-microbio.
5. Biorremediadores, eliminan productos xenobióticos tales como pesticidas, herbicidas y fungicidas.
6. Mejoradores eco fisiológicos, incrementan la resistencia al estrés tanto biótico como abiótico (Bowen y Rovira, 1999).
7. Se han utilizado microorganismos (micorrizas) para la biorremediación de suelos contaminados por plomo y cadmio en simbiosis con diferentes tipos de plantas ya

que las micorrizas tienden a atrapar estos metales pesados en la zona radicular de las plantas lo cual facilita la extracción del contaminante del suelo (Ortiz-Cano *et al.*, 2009).

En México este tipo de estudios son muy recientes. Sin embargo, ya existen algunos grupos de investigación que desarrollan proyectos enfocados al estudio de la micorriza.

Uno de los más importantes se encuentra en el Colegio de Postgraduados, y es liderado por el doctor Ronald Ferrera Cerrato, quien ha realizado numerosas investigaciones sobre micorriza arbuscular con especies agrícolas. El doctor Jesús Pérez Moreno, también en el Colegio de Postgraduados, ha estudiado algunos aspectos ecológicos de los hongos formadores de ectomicorriza. El doctor Arturo Estrada, en la Universidad Autónoma de Tlaxcala, ha estudiado la biodiversidad y aspectos taxonómicos de los hongos formadores de ectomicorriza. En la Universidad Veracruzana también se desarrolla investigación en este campo: la doctora Dora Trejo realiza investigación sobre micorriza arbuscular con diferentes especies de plantas de interés económico. En el Laboratorio de Biotecnología y Ecología Aplicada (LABIOTECA) de la Universidad Veracruzana, una de las líneas de investigación que se desarrolla está enfocada al estudio de hongos formadores de micorriza en bosque de Abies y bosque mesófilo de montaña, principalmente; caracterización de los morfo tipos de las ectomicorrizas formadas por diferentes especies de hongos asociadas con plantas del género *Pinus* y *Abies*, así como con plantas leñosas características del bosque mesófilo de montaña en Veracruz. La finalidad es entender el proceso de formación de micorriza para aplicarlo con fines de restauración ecológica o de establecimiento de plantaciones para aprovechamientos comerciales sostenibles. En este caso, los hongos formadores de ectomicorriza, además de que juegan un papel importante en la dinámica de sistemas ecológicos naturales o transformados por el ser humano (agro ecosistemas), pueden ser aprovechados como fuente alimenticia y de ingresos económicos. Por ejemplo, algunas especies favorecen el establecimiento y desarrollo de plantas en etapas juveniles, aún bajo condiciones de estrés ambiental, y además producen esporangios (hongos) comestibles de alto valor nutricional, por lo que pueden ofrecer un ingreso extra si se manejan en sistemas de plantaciones (Andrade-Torres, 2010).

1.2 MARCO TEÓRICO

1.2.1 Agricultura sustentable en América Latina

Durante los años 90s, América Latina pasó por periodos de crisis económica caracterizada por costos ambientales y sociales, en la mayoría de los casos no contabilizados por el modelo económico actual. A pesar de numerosos proyectos internacionales/nacionales de desarrollo rural, la pobreza, la inseguridad alimentaria, el deterioro de la salud y la degradación ambiental fueron problemas que continuaba aquejando a la población rural. Cada vez se hacía más evidente que los modelos convencionales de modernización de la agricultura, basados en monocultivo dependientes de un alto nivel de insumos agroquímicos, eran un modelo no viable desde el punto de vista social y ecológico.

En la medida que los países Latinoamericanos se insertaban en el orden económico internacional, el modelo agroexportador se expandía en ausencia de una distribución efectiva de las tierras, beneficiando en primer lugar a los productores más ricos que controlaban los mejores terrenos. Estos cambios acentuaron la brecha entre campesinos y agricultores empresariales desencadenando una serie de procesos y tendencias preocupantes que se reflejaban en el aumento de la pobreza rural, la inseguridad alimentaria y la degradación de los recursos naturales. Este escenario no ha cambiado desde que el nuevo siglo empezó y aun constituye un desafío inmenso para científicos, políticos y agricultores para articular una visión de una agricultura que sea económicamente viable y más competitiva pero que a la vez sea socialmente más justa y ecológicamente más sana. Hay que reconocer que, a pesar de las deficiencias internas, fuerzas externas a la región como la globalización, la emergencia de la biotecnología y el creciente control corporativo del sistema alimentario han jugado un papel clave en determinar el paupérrimo estado del arte de la agricultura Latinoamericana a comienzos del siglo XXI.

Desde la Cumbre de Rio, la situación de la agricultura en América Latina no ha cambiado, más bien se ha empeorado:

73 millones de los 123 millones de personas que habitan las zonas rurales aún viven en la pobreza, cifras que tienden a agravarse, especialmente entre la población indígena. La población campesina en las laderas representa el 40-50% de la población rural pobre.

La agricultura campesina ocupa unos 60 millones de hectáreas, caracterizándose por un tamaño medio de finca de 1.8 hectáreas (las cuales se continúan subdividiendo), sistemas en los cuales se genera el 41% de la producción agrícola para el consumo doméstico, o sea el 51% del maíz, 77% de los frijoles y 61% de las papas. Esta producción campesina continúa subsidiando la demanda urbana por alimentos al recibir precios bajos por sus productos. La caída de precios de los productos campesinos, la falta de crédito y la distancia a mercados son todos factores que contribuyen al empobrecimiento de los agricultores pequeños.

Los campesinos además continúan siendo marginados por los avances tecnológicos; en México menos del 12 % adoptaron variedades mejoradas y solo el 25 % han incorporado fertilizantes. En los Andes, menos del 10% de los campesinos han tenido acceso a fertilizantes y variedades nuevas de papas. En otras palabras, la mayoría del campesinado aun maneja sus sistemas con tecnologías de bajo insumo, en algunos casos por condiciones de pobreza, pero en muchos casos voluntariamente por tradición etnoecológica.

La producción de alimentos básicos ha crecido muy por debajo de la producción de forrajes para el ganado y de cultivos comerciales (no tradicionales) para la exportación. Mientras que los ingresos por exportación han declinado para café, cacao y algodón, las exportaciones de soya, flores y hortalizas se han incrementado entre 4-11%.

La tenencia de la tierra se torna cada vez más concentrada en manos de grandes empresarios y corporaciones que controlan las mejores tierras, suelos y recursos hídricos para la producción de cultivos de alto valor comercial. La falta de oportunidades económicas en el área rural forzan a la migración de miles de personas, en especial jóvenes.

La agricultura comercial y de exportación ha conllevado al incremento en el uso de agroquímicos. La región consume el 9.3% de los pesticidas utilizados en el mundo. Solo en América del Sur se invierten más de 2,700 millones de dólares anuales en importación de pesticidas, muchos de ellos prohibidos en el norte por razones ambientales o de salud humana. Muy pocos estudios han medido el impacto ambiental y social de esta intensificación agroquímica, pero se sospecha que supera los 10 mil millones de dólares al año, si se cuantificaran los costos ambientales de contaminación de aguas y suelos, danos a la vida silvestre y el envenenamiento de personas. Estos costos no incluyen los impactos

ambientales asociados (contaminación de aguas con nitratos, eutrofización de ríos y lagos, etc.) con el incremento del uso de fertilizantes nitrogenados ni los problemas desalinización ligados al riego en zonas no apropiadas.

Hacia fines del siglo XX ya existían fuerzas que determinaban no solo que se produce, cuanto y como, sino también que se investiga, como, por y para quien. Aunque hay muchas fuerzas en juego, se podría afirmar que las principales son:

La emergencia del sector privado como actor predominante en la investigación, y la dominancia del Mercado agrícola y tecnológico por un conglomerado de corporaciones que, combinado a un monopolio de patentes, tienen un control sin precedente sobre la base biológica de la agricultura y del sistema alimentario en general. Los sistemas actuales de protección de derechos de propiedad intelectual han tendido a aumentar el costo de control de transferencia tecnológica norte-sur, los cuales pueden dejar a los países latinoamericanos (en especial el campesinado) literalmente fuera del ámbito del acceso al nuevo conocimiento. De hecho, los derechos corporativos sobre los genes obligan a cualquier institución pública a negociar licencias con varias compañías biotecnológicas antes de que estas puedan liberar al campo una variedad de cultivo genéticamente modificada, que pudiera ser de utilidad a agricultores pobres. Esta tendencia puede constituir una oportunidad más que un obstáculo para re-orientar la producción hacia una línea más agroecológica basada en el bien común.

Aunque se piensa que la apertura de la economía mundial conjuntamente con la liberación arancelaria trae consigo la posibilidad de que los agricultores de la región puedan vender en mercados hasta ahora inaccesibles; como sabemos esto no es real ya que, en la ausencia de subsidios, los precios agrícolas tienden a aumentar y los primeros en beneficiarse son los agricultores del Norte cuya agricultura se subsidia cada vez más. La globalización obliga a los países latinoamericanos a reducir los niveles de protección para los productos domésticos y eliminar las barreras para la importación ilimitada de productos europeos y norteamericanos. La experiencia de Haití uno de los países más pobres es ilustrativa. En 1986 Haití importaba alrededor de 7000 toneladas de arroz, porque la mayor parte se producía en la isla. Cuando abrió su economía, la isla fue inundada por arroz subsidiado de USA, llegando a importar en 1996, 196 mil toneladas de arroz a un costo de US \$ 100 millones anuales. No solo Haití se hizo dependiente de importar arroz, sino que el hambre se incrementó.

La difusión de la biotecnología como paradigma tecnológico prioritario, desplaza a otros enfoques más integradores y holísticos en las universidades y centros de investigación y la siembra masiva de cultivos transgénicos (en especial en Argentina, Chile y por contrabando en Paraguay y Brasil) comienza a desencadenar un proceso con efectos socioeconómicos y ambientales más dramáticos que los experimentados con la Revolución Verde. En Argentina la siembra de soya transgénica resistente al Round-up al facilitar el manejo de malezas, ha sido un instrumento efectivo para concentrar tierra, ya que la manera de sobrevivir en la agricultura de ese país es hacerse cada vez más grande, con el consiguiente aumento en área de soya transgénica, uso de glifosato y un decremento en el número de propiedades agrícolas. En México la contaminación de variedades criollas de maíz en Oaxaca es el primer signo de que la integridad genética del centro de origen mundial de maíz se puede ver comprometida. En Chile, las corporaciones usan el doble verano del sur para multiplicar sus semillas transgénicas, en ausencia de todo monitoreo sobre posibles impactos del flujo de genes en el polen sobre poblaciones de insectos lepidópteros o plantas silvestres emparentadas, o de los cultivos BT sobre organismos benéficos en el suelo. Los efectos ecológicos de los cultivos obtenidos vía ingeniería genética no se limitan a la resistencia de plagas o a la creación de nuevas malezas o razas de virus. Los cultivos transgénicos pueden producir toxinas ambientales que se movilizan a través de la cadena alimentaria y que pueden llegar hasta el suelo y el agua afectando así a los invertebrados y probablemente alteren procesos ecológicos como el ciclo de los nutrientes. Aún más, la homogeneización en gran escala de los terrenos con cultivos transgénicos exacerbará la vulnerabilidad ecológica asociada con la agricultura en base a monocultivos. No es aconsejable la expansión de esta tecnología a los países de la región. Hay fortaleza en la diversidad agrícola de muchos de estos países, la cual no debiera ser inhibida o reducida por el monocultivo extensivo, especialmente si el hacerlo ocasiona serios problemas sociales y ambientales.

La dominancia del internet y otros medios modernos de información podrían abrir una avenida importante para el desarrollo agrícola basado en el conocimiento, si es que estos medios no solo beneficiaran a aquellos con acceso a capital y la tecnología, dejando fuera del acceso al conocimiento a millones de pobres en la región. No hay duda que el conocimiento científico de punta será cada vez más costoso, restringido y poderoso. Las instituciones públicas dedicadas a la investigación y extensión agrícolas están cada vez más debilitadas

sin posibilidades de resguardar de que el conocimiento llegue por otras vías accesibles a los miles de agricultores de menores recursos. Por otro lado, han surgido varias iniciativas de base, como redes de agricultor a agricultor que han servido para la difusión masiva de conocimiento agroecológico.

Es claro que a comienzos del siglo XXI la modernización agrícola no ha ayudado a solucionar el problema generalizado de la pobreza rural, ni ha mejorado la distribución de la tierra agrícola. Las opciones que se han ofrecido para modernizar la agricultura han sido buenas en el corto plazo para los agricultores de mejores recursos, pero no han sido adecuadas a las necesidades ni condiciones de los campesinos. Todo esto en presencia de políticas agrarias sesgadas contra la agricultura campesina, favoreciendo los cultivos de exportación no tradicionales que desplazan a los no tradicionales y a la producción de granos para consumo doméstico. La integración de los países al mercado internacional ignora las necesidades de los mercados locales-regionales y socaba las oportunidades de mejorar la balanza de pagos regionales a través de un programa de seguridad alimentaria que podría establecer las bases para reducir la pobreza masiva y crear un modelo más equitativo y sustentable de desarrollo.

1.2.2 El desafío para la región en la primera década del siglo XXI

Toda visión seria y realista de la agricultura Latino Americana, ineludiblemente debe considerar los siguientes objetivos para mejorar la situación agrícola de la región:

1. Reducir la pobreza.
2. Conservar y regenerar la base de recursos naturales (suelo, agua, biodiversidad,etc).
3. Promover la seguridad alimentaria a nivel local y regional.
4. Potenciar las comunidades rurales para que participen en los procesos de desarrollo.
5. Crear alianzas institucionales que faciliten un proceso participativo y autóctono de desarrollo.
6. Fomentar políticas agrarias que favorezcan el desarrollo agrícola sustentable y los mercados locales.

Es importante recalcar que en esta visión de desarrollo sustentable no se trata de encajar la cuestión ambiental dentro de regímenes agrícolas ya establecidos, sino de buscar una sinergia real entre ecología, economía y ciencias agrarias y de implementar estrategias que vayan a la

raíz de la pobreza, la degradación ambiental y la inequidad. Concretar esta visión significara reorientar la investigación, enseñanza y extensión agrícolas para enfrentar los desafíos de la gran masa de campesinos pobres y sus ecosistemas frágiles, pero asegurando también la sustentabilidad de la agricultura comercial en zonas más favorables y en áreas intensivas de producción. Para esto será necesario introducir una racionalidad ecológica en la agricultura para minimizar el uso de insumos agroquímicos y transgénicos, complementar los programas de conservación de agua, suelo y biodiversidad, planificar el paisaje productivo en función de las potencialidades del suelo y clima de cada eco región, y potenciar el rol multifuncional de la agricultura como generadora de ingresos, alimentos y servicios ambientales y culturales.

Para promover los cambios necesarios, será importante que los profesionales agrícolas que determinan políticas económicas y de manejo de recursos entiendan que:

La maximización de los rendimientos y de la rentabilidad no se puede lograr sin considerar los límites ecológicos de la producción, ni tampoco sin considerar la equidad de como los beneficios de la producción serán distribuidos entre los que participan en el proceso de producción y consumo.

Los problemas de la sostenibilidad no se pueden considerar aisladamente, ya que los sistemas de producción están ligados no solo a condiciones e instituciones locales, sino que también responden a presiones económicas y de mercado a nivel nacional y global.

No será posible continuar realizando análisis económico que excluya el valor de cambios en productividad o de las externalidades asociadas a la intensificación agrícola. Ignorar los costos ambientales “escondidos” solo sobrevalora las prácticas agrícolas degradantes y subestima el valor de prácticas agroecológicas que conservan recursos.

Las políticas agrícolas que ignoran la productividad y calidad de los recursos naturales contribuyen a disminuir la sustentabilidad y a causar pérdidas económicas significativas. Cuando se incluyen los costos de la degradación ambiental en el cálculo de la rentabilidad agrícola, las prácticas agroecológicas se perfilan competitivas con las de corte convencional.

Para realizar un cambio importante de la trayectoria agrícola en la región será fundamental centrar acciones en las siguientes áreas:

1. Desarrollo y difusión de prácticas y tecnologías de base agroecológica.
2. Estimular organización social en comunidades rurales, facilitar acceso a tierra y recursos productivos, así como a servicios sociales e infraestructura.
3. Reformar instituciones de investigación y de extensión, de manera que la agenda de investigación responda a las necesidades y problemas locales.
4. Cambios curriculares en las Universidades agrícolas para preparar los profesionales del futuro con una sólida base agroecológica.
5. Creación de sistemas de precios justos y de mercados solidarios y locales, así como incentivos (microcrédito, etc.) para que los agricultores puedan adoptar prácticas regeneradoras y comiencen la transición hacia una agricultura sustentable.

1.2.3 Agricultura sustentable en México

En diciembre de 2001 el gobierno Mexicano promulgó su Ley de Desarrollo Rural Sustentable, ley que busca establecer y fortalecer las instancias de participación social del sector rural en la toma de decisiones a través de la creación de los consejos de Desarrollo Rural Sustentable a nivel Municipal, Estatal y Nacional y sentar las bases para la coordinación institucional de tal forma que todas las dependencias que inciden en el sector rural puedan conjuntar sus programas y acciones institucionales en respuesta a las demandas planteadas en estas instancias de representación de la sociedad rural.

Para disminuir las emisiones de Gases de Efecto Invernadero derivado de las actividades del sector agropecuario y pesquero, la Secretaría de Agricultura Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación de México, reestructuró todos sus programas de apoyo a partir de 2007, pasando de más de 40 a solo ocho, todos con un enfoque transversal de manejo sustentable, y de estos programas, dos tienen un enfoque específico orientado a promover la sustentabilidad de la actividad agropecuaria y pesquera, el Programa de Uso Sustentable de los Recursos Naturales para la Producción Primaria, y el Programa de Atención a Contingencias Climatológicas.

En el marco de los ocho programas de apoyo que lleva a cabo la Secretaría de Agricultura en México, y con el propósito avanzar en el desarrollo de una agricultura sustentable se han establecido metas específicas a 2012 en las que ya se avanza y entre las que destacan:

La Realización de más de mil proyectos para utilizar energía renovable en el medio rural (Sistemas térmicos solares, sistemas fotovoltaicos, sistemas de biodigestión, etc.).

1. El retiro de 400 embarcaciones camaroneras (Redimensionamiento de la flota, Incremento de producción y rentabilidad y ahorro de 35% en Diésel).
2. La sustitución de 15,000 motores a las embarcaciones pesqueras por motores más eficientes y menos contaminantes (ahorro de 53 M de lt. en 4 años).
3. El apoyo a 600,000 hogares rurales para la reducción del uso de leña como combustible.
4. La reconversión de 298,000 ha. de cultivos anuales a perennes y diversificados. (Especies mejor adaptadas).
5. La reforestación de 1.5 millones de ha. De las cuales 187,000 ha. provienen de superficies anteriormente dedicadas a la producción de maíz.
6. La tecnificación de 188 mil ha. Para la cosecha en verde de caña de azúcar, evitando su quema (de un universo de 664,000 ha.).
7. La utilización de biofertilizantes en 2 millones de ha. para evitar emisiones de óxido nitroso (N₂O) y Desarrollar y publicar un Manual de Buenas Prácticas para el Uso de Fertilizante.
8. La protección de 199,000 ha. con prácticas de conservación de suelo y 250,000 ha. con labranza de conservación.
9. La siembra o protección 30 plantas por Unidad Animal apoyada con PROGAN (356 Millones de plantas) y compromiso con productores para realizar cada dos años al menos una obra de conservación de suelo o agua.
10. La adopción de la práctica de Pastoreo Tecnificado en 65 millones de ha. (rehabilitación, mejoramiento y conservación de terrenos para que 270 mil Unidades de Producción Pecuaria lleven a cabo una producción sustentable en las tierras de pastoreo.).

En materia de adaptación se trabaja para lograr en este periodo:

1. La elaboración de Planes Agrícolas en 58 Distritos de Riego para impulsar el establecimiento del Programa Único de Siembra y Tecnificar 522,000 ha. con

infraestructura hidroagrícola para ahorrar 3 mil millones de metros cúbicos de agua en usos agropecuarios.

2. La construcción de infraestructura para aumentar la capacidad de almacenamiento en 116.2 millones de metros cúbicos de agua con pequeñas obras de captación y almacenamiento en zonas marginadas.
3. Fomentar la agricultura bajo ambiente protegido, (paso de 300 a 3,600 ha de 1980 a 2009).
4. Asegurar 9 millones de hectáreas de cultivo por año contra la ocurrencia de fenómenos climatológicos extremos y 5 millones de Unidades Animal.
5. Se realizan estudios sobre coeficientes de agostadero y la posible afectación a la ganadería y mapas (3) de potencial productivo de especies agrícolas (maíz, frijol y cebada) bajo distintos escenarios generados por el cambio climático en regiones determinadas de México, y sobre la posible afectación a la agricultura en tierras bajas costeras, provocadas por inundaciones e intrusión salina en acuíferos.
6. Se realizan 20 Programas de Ordenamiento Pesquero y 5 programas rectores para lograr el ordenamiento del 100% de los recursos pesqueros estratégicos, así como el estudio para evaluar el impacto y la vulnerabilidad del sector pesquero ante el cambio climático.

1.2.4 Micorrizas

El término micorriza fue acuñado por el botánico alemán Albert Bernard Frank en 1885, y procede del griego mykos que significa hongo y del latín rhiza que significa raíz, es decir, que literalmente quiere decir “hongo-raíz”, definiendo así la asociación simbiótica, o mutualista, entre el micelio de un hongo y las raíces o rizoides de una planta terrestre. Las micorrizas son uno de los tipos de simbiosis más abundante de la biosfera, que mejoran la absorción de agua y nutrientes de la raíz, permitiendo que colonicen los suelos más pobres (Franco, 2011).

Se conoce con el nombre de micorriza a la asociación mutualista establecida entre las raíces de la mayoría de las plantas y ciertos hongos del suelo. Se trata de una simbiosis prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de

ser micorrizadas sino también porque puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales (Vacacela, 2010).

La micorriza cumple una función clave en la agricultura sostenible. En el prefacio del libro *Mycorrhizae in sustainable agriculture* (Bethlenfalvay y Liderman, 1992, citado por Blanco y Salas, 1996), concluye que “si el objetivo es reducir los insumos químicos por razones ambientales y de salud, entonces se necesita restablecer los hongos micorrizógenos y otros microbios benéficos a un alto nivel de efectividad para compensar la reducción de insumos”. Esta estrategia coincide con el punto de vista de que el grado de empobrecimiento o desaparición de la micro flora MA (Micorrizas Arbusculares) es un indicador del descenso en estabilidad del sistema planta-suelo, de la misma forma que el nivel de estrés causado por las prácticas culturales es una medida de sostenibilidad de la agricultura (Bethlenfalvay, 1992).

La importancia de los hongos micorrizógenos no estriba solo en que pueden representar la fracción mayor de la biomasa del suelo, alcanzando hasta 20% del total de masa seca de la micorriza (Linderman, 1992).

Los microorganismos del suelo presentan interacciones complejas que afectan la fertilidad del suelo positivamente y el desarrollo de las plantas. Los hongos micorrizógenos además de su efecto directo en la nutrición de las plantas inducen cambios fisiológicos que comprenden un aumento en la tasa fotosintética y redistribución del carbono fijado en mayor proporción hacia las raíces. Estudios realizados por Lynch y Whipps (1990), Finlay y Söderström (1992) han indicado que las plantas micorrizadas transfieren hacia la micorriza entre 6 y 12% adicional del total de carbono fijado en comparación con las plantas no micorrizadas. Esto al final, representa un notable aumento del carbono disponible para la actividad microbiana.

1.2.5 Clasificación de las micorrizas

Se pueden distinguir tres grupos fundamentales según la estructura de la micorriza formada: Ectomicorrizas o formadoras de manto; Ectendomicorrizas, que incluye Arbutoides y Monotropoides; y las Endomicorrizas, caracterizadas por la colonización intracelular del hongo, y que a su vez se subdividen en Ericoides, Orquidoides y Arbusculares. A continuación, se caracterizan cada uno de los tipos de micorrizas:

Endomicorrizas: Los hongos que las producen se caracterizan por colonizar intracelularmente el córtex radical o sea que no hay manto externo que pueda verse a simple vista. Las hifas se introducen inicialmente entre las células de la raíz, pero luego penetran en el interior de éstas, formando vesículas alimenticias y arbusculos. Por ello este grupo se las conoce también como micorrizas vesículo- arbusculares (MVA) los cuales constituyen la simbiosis más extendida sobre el planeta. Los hongos que la forman pertenecen a la división Glomeromycota y se dan en todo tipo de plantas, aunque predominan en hierbas y gramíneas.

1.2.6 Las micorrizas vesículo – arbusculares (MVA).

Este tipo de micorriza se encuentra en condiciones naturales en la mayoría de los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico y está presente en la mayoría de las Angiospermas; siendo las familias Chenopodiaceae y Cruciferae, las excepciones de mayor importancia. La asociación simbiótica Micorrízica Arbuscular se forma en muchas especies perennes leñosas, incluyendo muchas Gimnospermas aparte de las Pináceas. Los vegetales asociados a los mismos se benefician por el incremento en la toma de nutrientes como, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre, cobre, molibdeno, hierro y manganeso, pues el hongo funciona como una extensión del sistema radical de la planta, facilitando a través de su red de hifas una mayor absorción de éstos en el suelo. En esta asociación el componente fúngico de la simbiosis se nutre de los carbohidratos almacenados en las células mesodérmicas en formas sencillas de fructosa, glucosa y sacarosa y de los exudados radicales de las plantas.

1.2.7 Hifas

Proviene de esporas germinadas, penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. Nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemas, tejidos estócales, clorofílicos, partes viejas de la raíz, o en sistemas especializados de órganos vivos. Cuando la infección se va desarrollando en el interior de la corteza ocurre un crecimiento exterior de las hifas (micelio externo) estableciéndose nuevos puntos de entrada y originándose una densa red de hifas externas que avanzan por el suelo varios centímetros (Sieverding, 1983, citado por Duchicela, 2001). La hifa ramificada se encuentra rodeada por la membrana plasmática de las células del parénquima cortical siendo

el espacio apoplástico producido entre la membrana plasmática y el hongo la zona de intercambio de nutrientes (Hernández, 1999).

1.2.8 Arbúsculos

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

1.2.9 Vesículas

Las vesículas son estructuras ovoides, se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo y pueden producirse a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado; suelen aparecer más tarde que los arbúsculos y son consideradas órganos de reserva, principalmente de lípidos (Beilby y Kidby, 1980; Cooper y Lösel, 1978, citado por Hernández, 1999).

Los efectos beneficiosos de la introducción artificial de inóculo micorrízico resultan más evidentes en suelos donde las poblaciones de hongos MA nativos no existen, o han sido eliminadas por empleo de prácticas agrícolas desfavorables para su desarrollo como la fumigación del suelo y el cultivo intensivo. La micorrización temprana de las plantas puede ser también interesante en situaciones en que la cantidad de inóculo MA en el suelo agrícola sea muy baja o por la existencia de un cultivo anterior no hospedador, y/o donde las poblaciones autóctonas no sean lo suficientemente agresivas y eficaces (Rhodes, 1984; Sieverding, 1991, citados por Hernández, 1999). Los beneficios económicos se derivan de una mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios (Hernández, 1999).

Los HMA son muy comunes en el suelo, B. Mosse en Inglaterra (1953) y J.W. Gerdemann (1955) en Estados Unidos, establecieron la manera de reproducirlos sobre plantas vivas cultivadas en maceta.

A partir de que estos hongos pudieron propagarse en maceta, el interés por estudiar la micorriza arbuscular se incrementó, estableciéndose los beneficios que esta simbiosis aporta a las plantas que la forman. Se ha demostrado que las plantas micorrizadas incrementan la captación de nutrientes minerales, especialmente aquellos que son poco móviles en el suelo, como fósforo, cobre y zinc (Smith & Read 1997). También se ha observado que reducen la tensión fisiológica causada por microorganismos patógenos de la raíz (Azcón-Aguilar & Barea 1992, Linderman 1992) y condiciones ambientales extremas (Sylvia & Williams 1992).

El micelio externo formado por los HMA se extiende varios centímetros alrededor de la raíz incrementando el volumen de suelo que puede ser explorado. Este micelio es muy importante en la captación y transporte de nutrientes y agua hacia la planta (Faber *et al.* 1991, Sánchez-Díaz & Honrubia 1994). Se ha demostrado que el fósforo es captado más eficientemente por las hifas del hongo y que una vez dentro del micelio, se transporta a mayor velocidad que en el suelo, lo que impide que se forme una zona de agotamiento de este elemento alrededor de la raíz como sucede en las plantas no micorrizadas.

1.2.10 Beneficios en la planta

La prueba más contundente de los beneficios de la inoculación micorrícica es el desempeño de la planta una vez establecida en campo (Marx, 1980).

Independientemente de cómo la inoculación micorrícica afecte el crecimiento en los viveros, las plantas deben establecerse y crecer una vez que han sido plantadas en campo. La inoculación micorrícica puede no producir incremento del crecimiento de las plantas en el vivero, pero pueden proporcionar a éstas una mejor oportunidad para sobrevivir o crecer mejor, una vez que sean plantadas (Castellano, 1987).

Un incremento significativo en la supervivencia, la altura del tallo y su diámetro puede justificar el costo de la inoculación. La respuesta post-plantación a la inoculación diferirá en distintos tipos de hábitats, especies de plantas hospedantes y de hongos (Dixon, 1986). Los

sitios que son extremadamente difíciles de regenerar (aquellos que han sido reforestados en numerosas ocasiones sin buenos resultados), la supervivencia de las plantas es fundamental. Un programa exitoso de inoculación en el vivero inicia con una evaluación detallada de las necesidades de inoculación, por parte del forestal, quien deberá establecer una estrecha comunicación tanto con el viverista como con el especialista en micorrización, para producir plantas bien inoculadas (Kidd, 1982).

Páez y Guerrero (2006) afirman que el principal beneficio que realizan las micorrizas está relacionado con la nutrición de las plantas. Este proceso de la nutrición por medio de las micorrizas está extremadamente difundido entre los vegetales, tiene notable importancia porque permite la vida de las plantas en determinadas condiciones, y facilita la toma de los alimentos por parte de las plantas superiores en competencia con la infinita y mucho más adaptable microflora del suelo.

Una mejor asimilación de los nutrientes en las plantas, que facilita un aumento de la producción y mayor calidad biológica de ésta.

Una mayor tolerancia de las plantas frente a muchos factores de estrés: sequía, desequilibrios en el pH, altos contenidos de sales, exceso de viento, entre otros. Esto se debe a que facilita una adecuada evapotranspiración de la planta y un mejor funcionamiento fisiológico de éstas en sentido general.

Al estar mejor nutridas las plantas, promueve en éstas una mayor resistencia frente a organismos patógenos, mejorando su salud sin aplicación de agrotóxicos.

Es sumamente importante para el crecimiento de las plantas. Ello tiene una mayor significación en aquellas zonas o regiones en las cuales los factores importantes para la producción agrícola, se encuentran por debajo del estado óptimo para el desarrollo de las plantas (dunas de arena, suelos pobres, superficies devastadas, etc.). Pero también en el cultivo de plantas bajo buenas condiciones en comparación con otras, se obtienen efectos visibles muy positivos después de una inoculación suplementaria con micorriza.

El desarrollo óptimo de los cultivos demanda una elevada aplicación de fertilizantes minerales y pesticidas. El uso de dichos insumos químicos implica no solo un costo y

requerimientos energéticos elevados, sino que su aporte indiscriminado pudiera provocar problemas de salinización y contaminación del manto acuífero. El empleo de las micorrizas significa un ahorro de insumos y una mejor protección del medio ambiente.

La inoculación de las plantas con hongos micorrizógenos provoca de manera general, un marcado incremento en los procesos de absorción y traslocación *de* nutrientes como: N, P, K, Ca, Mg, S, Zn, Cu, Mo, Fe, Mn, entre otros.

Un aspecto de gran interés en el empleo de las micorrizas es el relacionado a la nutrición del fósforo (P), éstas desempeñan un importante papel en la toma del P presente en los suelos principalmente en las zonas tropicales donde las cantidades de P asimilables para las plantas son frecuentemente bajas:

Generalmente bajo estas condiciones, en la zona de crecimiento radical ocurre un rápido agotamiento del P, debido al pobre suministro del mismo provocado por la alta capacidad de fijación del elemento en el propio suelo. Los mecanismos químicos involucrados en la absorción de este elemento por el hongo se desconocen; sin embargo, se sabe que toma el P en forma de ión ortofosfato y lo transporta a través de las hifas en forma de polifosfato.

Se logra una mayor eficiencia en el uso de los fertilizantes fosfóricos aplicados en suelos deficientes y con elevada capacidad de fijación de fosfatos, predominantes en las zonas tropicales.

Además del efecto directo sobre el crecimiento de las plantas, el favorecimiento en la absorción del P aumenta el crecimiento de las raíces y la fijación biológica de N en plantas, el cual es deficiente en la mayoría de los suelos tropicales.

Una mayor resistencia de las plantas a las toxinas.

En suelos afectados por los efectos negativos de los metales pesados, se ha comprobado que las plantas micorrizadas poseen mayor resistencia, gracias a la capacidad que obtiene para inmovilizar los metales en la raíz, impidiendo que éstos pasen a la parte aérea de la planta.

1.2.11 Micorrizas en el suelo

Los efectos benéficos de las micorrizas en el suelo están muy relacionados con sus efectos sobre las plantas por estar estrechamente relacionados entre sí, es debido a esta relación que las micorrizas realizan varias funciones en el suelo que incrementan su potencial agro productivo, sus posibilidades de sostén y mantenimiento de las diferentes especies vegetales, así como disminución de erosión en el suelo, retención de humedad, aireación, descomposición de materia orgánica movilización y disponibilidad de nutrientes retención de agua para el estrés hídrico (Bernaza y Acosta, 2006).

Las ventajas nutricionales que obtiene cada integrante de una asociación micorrízica explica, en parte, el éxito de tal interrelación. Algunos hongos micorrízicos pueden producir auxinas o sea hormonas que estimulan el crecimiento de los vegetales, y otros producen antibióticos. Esto ayuda a regular el microambiente alrededor de las raíces y contribuye a prevenir la infección de las plantas. Experimentalmente se demostró que los hongos micorrízicos proveen protección contra *Phytophthora infestans* (Carlile, 2001).

Una de las mayores bondades que tienen las micorrizas es la capacidad de absorción de agua y, por lo tanto, permiten mayor resistencia de la planta a la sequía. Esta resistencia es debida al incremento de la conductividad hídrica de la planta o a la disminución de la resistencia al flujo de agua a través de ella. También ha sido relacionado con la mayor absorción a través de la extensa red de hifas externas del hongo, extendidas más allá de la zona a la cual tiene acceso directo el sistema radical. De igual forma, se ha encontrado que, en suelos arenosos, con poca capacidad de retención de agua, la presencia de micorrizas ha ocasionado retención de agua cinco veces mayor que en ausencia de micorrizas en los mismos (Molina *et al.*, 2005).

Los factores que afectan a la raíz son los mismos que inciden en la micorriza, entre las cuales está el potencial fotosintético, la fertilidad del suelo, y la intensidad luminosa elevada, las pequeñas raíces a pesar de que contienen pocos azúcares simples, crecen rápidamente debido a la fertilidad de suelo y la presencia de la micorriza. A su vez, el crecimiento del hongo simbionte está regulado por la temperatura, el pH, la humedad extrema y la presencia de ciertos organismos antagónicos en áreas cercanas a la raíz. Es evidente que la pérdida del suelo implica la pérdida de comunidades de microbios que participan en la dinámica de este ecosistema. De igual manera, la pérdida de árboles del bosque rompe con todas estas

relaciones y favorece la erosión, lo que establece una cadena de destrucción y deterioro, que de no ser atendida a corto plazo se corre el riesgo de favorecer los procesos de desertificación (Cruz, 1999).

Los hongos Ectomicorrízicos producen una amplia variedad de enzimas capaces de degradar sustratos que constituyen parte de los materiales orgánicos del suelo. En todos los casos hasta ahora reportados, las cantidades de nutrientes removidas de materiales vegetales en descomposición por sistemas micorrízicos fueron menores que aquellas removidas a partir de sustratos orgánicos naturales mejor definidos, como polen y animales del suelo, además de la movilización de nutrientes desde sustratos orgánicos naturales por los sistemas micorrízicos, una proporción significativa de éstos es transferida a las plantas asociadas (Moreno y Read, 2004).

La importancia de los hongos micorrizógenos en la captación de nutrimentos para las plantas, radica en que las hifas extrarradicales de estos hongos tienen una mayor habilidad, comparado con las raíces, para explorar el suelo y tomar nutrimentos minerales que se difunden muy lento en la solución de suelo, la mayoría de las especies que se encuentran en las etapas más avanzadas de la sucesión necesitan de los hongos micorrizógenos para completar su ciclo de vida. En este sentido, para acelerar la recuperación vegetal en sitios que sufrieron disturbios, es necesario que las plantas estén asociadas con hongos micorrizógenos y así garantizar el éxito de este proceso (Zapata y Guadarrama, 2004).

1.2.12 Relación de las micorrizas y la absorción de fósforo en el suelo

El papel de los hongos micorrízicos en la absorción de fósforo del suelo puede resumirse de la siguiente manera: las plantas con micorrizas absorben y acumulan más fósforo que las plantas sin micorrizas especialmente si crecen en suelos de baja disponibilidad del nutriente. Puesto que el fósforo es un nutriente de baja movilidad en el suelo la raíz debe llegar a él para absorberlo. En raíces con micorrizas el incremento en la absorción de fósforo del suelo se debe a la mayor eficiencia en acceder a este nutriente y luego tomarlo. Ésto se produce por un aumento en la superficie y el volumen de suelo que exploran las raíces logrado gracias a dos razones: a) raíces más sanas y b) las hifas del hongo actúan como una extensión de la raíz de la planta. La longitud absorbente de la raíz crece y por consiguiente la exploración de suelo también aumenta (Juárez, 2010).

1.2.13 Inoculación

Se conocen muchos métodos para inocular plantas con hongos micorrízicos en campo y en invernadero. No obstante, solamente algunos métodos pueden ser adaptados para producción a gran escala (Verdugo, 2000).

Colocación del inóculo a la semilla. La colocación del inóculo en bloques de semillas ha mostrado ser una de los mejores métodos, sin duda muestra efectividad en cítricos (Verdugo, 2000).

Con base a que la preparación de almácigos y semilleros requiere de la manipulación de poco sustrato, solo para el llenado de los semilleros, la aplicación de inoculante micorrízico es factible de utilizarse en estos sistemas. Es posible mezclar inoculantes peletizados en turba o en cualquier material utilizado como sustrato antes de efectuar la siembra de las semillas. Sin embargo, el uso de inoculantes en semilleros debe considerar el tipo de semilla a sembrar ya que semillas de corto período de germinación (especies consideradas como hortalizas) con pocas reservas en los cotiledones, permite que la simbiosis se establezca en corto tiempo y con ello su efecto benéfico.

1.2.14 Mezcla del inóculo con suelo o sustrato

Este es un método práctico y natural, pero puede ser ineficiente ya que se requieren grandes cantidades de inóculo para obtener una rápida colonización. Generalmente recomendado para su uso en invernaderos y viveros (Verdugo, 2000).

inóculo bruto: sin depurar, que corresponda a los propágulos existentes en el suelo (micelio, rizomorfos, cordones miceliares, esporas, esclerocios, trocitos de raíces micorrizadas, etc.), esta se hace de forma natural cuando el sustrato lo constituye la tierra vegetal de monte o como es habitual en algunos viveros, es un sistema de buenos resultados pero de difícil control, muy variables en bastantes ocasiones y se está expuesto, como se ha dicho a la introducción de patógenos, malas hierbas, etc. para inocular plantas con endomicorrizas vesículo-arbusculares, el método más adecuado es el que hemos descrito, de forma controlada (Ruano, 2003).

Inóculo esporal: constituido por esporas maduras, se trata de una suspensión de esporas del hongo elegido, que se prepara mediante la trituración de corpofagos maduros limpios en agua destilada, este tipo de inóculo se prepara fácilmente con todos aquellos hongos con producción de esporas elevada (Suillus, Rhizopogon, Pisolithus, etc.) relativamente económico y puede conservarse a oscura en frigorífico a 4°-5°C durante varios meses, se debe proceder a la inoculación del sustrato al mismo tiempo que se siembra, así como posteriormente 4 ó 5 veces, para asegurar que las esporas geminen y desarrollen su micelio. Debe tenerse cuidado al preparar la suspensión de las esporas estén maduras, pero sin que estén excesivamente (Ruano, 2003).

Inóculo miceliar: producido en el laboratorio y consiste en el micelio aislado y cultivado en medios sintéticos. La micorrización con inóculo miceliar por cultivos puros o inoculación vegetativa es posiblemente el método más seguro y más efectivo, con el único agravante de resultar hoy por hoy prohibitivo económicamente (Ruano, 2003).

Ferraris y Couretot (2006) establecieron un experimento en Argentina en un tipo de suelo pergamino donde evaluaron la inoculación con micorriza en maíz bajo diferentes ambientes de fertilidad, la inoculación con micorrizas y el agregado de fertilizantes químicos lograron incrementar significativamente los rendimientos del cultivo de maíz en el caso de la inoculación, los incrementos de rendimiento fueron independientes de la estrategia de fertilización empleada.

Ferraris y Couretot (2006) encontraron que la respuesta del cultivo de maíz a la inoculación fue significativa, en promedio los tratamientos inoculados con micorrizas aumentaron su rendimiento en 525 kg ha⁻¹, mientras que el aumento de dosis de P 20 a P 40 lo hizo en 695 kg ha⁻¹.

Roveda y Polo (2007) evaluaron la adaptación de maíz con *Glomus ssp*; en suelos con bajo fósforo disponible, la investigación se llevó a cabo en condiciones controladas donde las plantas asociadas con *Glomus* presentaron mayores tasas de crecimiento, nutrición mineral (N, P, K, Ca, Mg, S) y concentración de azúcares en tejido, debido al papel del P en la síntesis de carbohidratos. Plantas micorrizadas aumentaron los niveles de proteínas en tejido, con 1 y 40 mg kg⁻¹ de P en el suelo.

Fogar et al. (2002) en Buenos Aires Argentina, evaluaron la eficacia de la inoculación con endomicorrizas del genero *Glomus* en maíz, el ensayo se realizó en macetas bajo invernadero, los tratamientos fueron: 1. - Testigo; 2. - *Glomus intraradices*, aislamiento SB1; 3. - *Glomus mosseae*, aislamiento Ne 42; 4. - *Glomus mosseae*, aislamiento SB2. El porcentaje de micorrización presentó diferencias significativas, siendo el tratamiento 2 superior al testigo, pero no a los tratamientos 3 y 4. Los tratamientos 3 y 4 no superaron al testigo.

En el estado de Oaxaca, el INIFAP en el 2002, realizó acciones de validación e investigación en biofertilizantes en las regiones de Valles Centrales, Mixteca y Tuxtepec. En el caso de los Valles Centrales en la comunidad de Zaachila se establecieron dos hectáreas con 16 lotes en parcelas “apareadas” con maíz criollo y la variedad V-233. Los resultados indicaron un aumento del 11% en el rendimiento de grano con la aplicación del hongo micorrízico en comparación con el testigo (Arredondo, 1999).

Esquivel y Mackie (1994) realizaron un ensayo en Ayacucho, Perú en un terreno ubicado en la Urbanización Jardín a 2750 msnm se probó el efecto comparativo de tres tipos de inoculantes: inoculante a base de micelio germinado de esporas, inoculante a base de esporas e inoculante a base de micelio aislado de micorrizas, en el desarrollo de plantas de maíz, en condiciones de campo, se vio efecto positivo de la inoculación con el tipo de inoculante mezcla de micelios aislados de micorrizas sobre el peso de grano seco y peso de follaje seco.

1.2.15 *Azospirillum brasilense*

1.2.16 Importancia

La rizosfera se caracteriza por presentar una alta concentración de nutrientes en comparación con el resto del suelo en respuesta a la presencia de compuestos liberados por las plantas (Rovira, 1973). En este ambiente se desarrollan microorganismos en cantidades muy superiores a las encontradas en el resto del suelo, muchos de los cuales presentan características de promoción del crecimiento vegetal que son deseables para el logro de cultivos de alta productividad. Los mecanismos que explicarían las respuestas en desarrollo y producción de los cultivos a la inoculación con rizobacterias pueden ser directos al favorecer a las plantas mejorando su nivel de nutrición (incluyendo la disponibilidad de agua), facilitar la disponibilidad de nutrientes o incrementar la superficie de absorción de las

raíces. También, los mecanismos descritos en relación a la actividad de rizobacterias pueden ser indirectos a través de la interacción con otros microorganismos de manera tal de facilitar el normal desarrollo de las plantas (Dobbelaere *et al.*, 2003). Algunos de estos microorganismos han sido eficientemente aislados y multiplicados, permitiendo así la formulación de inoculantes para su aplicación en escala de producción (Bashan, 1998).

Entre los microorganismos que son evaluados por su potencial contribución al desarrollo de las plantas se encuentra *Azospirillum brasilense*. Algunos antecedentes muestran efectos en la fijación libre del nitrógeno atmosférico, la producción y liberación de hormonas promotoras del crecimiento radical (ej. auxinas, giberelinas, citoquininas), y de enzimas tales como las pectinolíticas, distorsionando la funcionalidad de células de las raíces y el aumento en la producción de exudados y promoviendo el crecimiento de otros organismos rizosféricos (Bayan y Levanony, 1990; Okon y Labandera, 1994).

1.2.17 Mecanismos de promoción del crecimiento vegetal

Los primeros mecanismos propuestos para la promoción bacteriana del crecimiento vegetal han sido relacionados con el metabolismo del nitrógeno, a través de la fijación biológica en condiciones de vida libre o por el incremento de la actividad nitrato reductasa en condiciones endólicas, pero han tenido una menor significancia agronómica respecto de lo que se esperaba inicialmente. En contrapartida, uno de los principales mecanismos propuestos en la actualidad para explicar la promoción del crecimiento vegetal, estaría relacionado con la capacidad de este microorganismo para producir o metabolizar compuestos del tipo fitohormonas, tales como ácido indol acético y citocininas (Tien *et al.*, 1979); giberelinas (Bottini *et al.*, 1989) y etileno (Strzelczyk *et al.*, 1994), así como de otras moléculas reguladoras del crecimiento vegetal, tales como el ácido abscísico (ABA) (Perrig *et al.*, 2007).

1.2.18 Respuesta de los cultivos a la aplicación de *Azospirillum*

García *et al.* (2006a) realizaron un experimento con sorgo bajo condiciones de temporal durante dos ciclos; otoño-invierno de 2002-2003 y 2003-2004 en la localidad de Villa Cárdenas, Matamoros, Tamaulipas en un suelo de textura franco limoso, donde se evaluaron tres cepas nativas de *Azospirillum brasilense* del norte de Tamaulipas, se demostró que las cepas nativas incrementaron la producción de biomasa y el rendimiento de grano.

García *et al.* (2006) evaluaron tres cepas de *Azospirillum brasilense* en maíz bajo condiciones de invernadero y en campo abierto; en invernadero, se realizó en Reinoso Tamaulipas, durante el ciclo primavera-verano del 2004, en charolas de plástico de 38 orificios con sustrato de turba; en campo abierto se realizó bajo riego durante el ciclo otoño-invierno de 2003-2004 en cinco localidades del norte de Tamaulipas; los resultados obtenidos en invernadero demostraron que una de las tres cepas incrementó significativamente la producción de biomasa en comparación con los que no fueron inoculados, en campo abierto no mostraron diferencia significativa entre la aplicación de biofertilizante y la fertilización química, pero la aplicación de biofertilizante incrementó la rentabilidad del maíz (36%) al bajar los costos de fertilización.

Soledad (2002) realizó un ensayo en la comunidad de Esperanza, Argentina en el cultivo de maíz en sistema de siembra directa, los tratamientos fueron: 0 kg de N con *Azospirillum* (Az); 25 kg de N con *Azospirillum* (25+Az); 50 kg de N con *Azospirillum* (50+Az); 0 kg de N sin *Azospirillum* (0N); 25 kg de N sin *Azospirillum* (25N) y 50 kg de N sin *Azospirillum* (50N). El fertilizante utilizado para el experimento fue urea, los resultados obtenidos demuestran que la aplicación de *Azospirillum* aumenta la longitud radicular en la planta del maíz.

1.2.19 Degradación de suelos y sus efectos en la fertilidad.

El suelo, como soporte físico y fuente de elementos nutritivos, constituye un recurso fundamental para el correcto desarrollo y buena producción de cualquier especie vegetal (Andrades y Martínez, 2014); y el deterioro de éste, demerita su capacidad productiva; por tal razón, la degradación de los suelos representa una amenaza para la producción de alimentos que demanda una población que está en constante crecimiento (SAGARPA, 2012).

En la actualidad, la degradación del suelo afecta a extensas áreas del planeta y, suelos que actualmente no están degradados se encuentran amenazados de serlo en el futuro cercano (Figuerola, 2002). Tan solo en México el 64% de ellos presentan diferente grado de deterioro y sólo el 36% no presenta degradación aparente y mantiene actividades productivas sustentables (SAGARPA, 2012). En términos específicos, la degradación del suelo se refiere a la pérdida de productividad y utilidad actual. Los procesos de degradación asociados a la agricultura pueden ubicarse en tres amplias categorías, de acuerdo a su naturaleza física, química y biológica (López, 2002). Tales categorías están asociadas a la fertilidad del suelo, por lo que si uno de ellos es afectado negativamente conducirá a la reducción de los rendimientos agrícolas (García *et. al.*, 1975). A continuación, se describen los efectos físicos, químicos y biológicos sobre la fertilidad de los suelos.

1.2.20 Efectos físicos

La condición física de un suelo, determina la rigidez y la fuerza de sostenimiento, la facilidad para la penetración de las raíces, la aireación, la capacidad de drenaje y de almacenamiento de agua, la plasticidad, y la retención de nutrientes (Rucks *et. al.*, 2004); por lo tanto, para que un suelo sea físicamente fértil debe tener espacio poroso abundante e interconectado. Por lo general, existe espacio poroso cuando se forman terrones (grumos), que son partículas de suelo unidas por materia orgánica (García *et al.*, 1975). La labranza deshace los terrones descompone la materia orgánica, pulveriza el suelo, rompe la continuidad de los poros y forma grandes capas compactas que restringen el movimiento del agua, el aire, y el crecimiento de las raíces, puesto que se afecta gravemente a la textura y estructura del suelo, modificando la capacidad del suelo sobre el movimiento y disponibilidad del agua, la aireación, temperatura, disponibilidad de nutrimentos y resistencia a la penetración de raíces. Así pues, un suelo pulverizado es más propenso a la compactación, al encostramiento y la erosión. Para disminuir estos problemas, es necesario reducir la labranza al mínimo y aumentar la cantidad de materia orgánica (SAGARPA, 2005), para de esta manera incrementar las condiciones idóneas de los cultivos, lo cual se traducirán en máximos rendimientos (López, 2002).

1.2.21 Efectos químicos

La fertilidad química se refiere a la capacidad del suelo para proporcionar los nutrimentos que los cultivos necesitan, es decir, para que el suelo sea químicamente fértil, los nutrimentos deben estar presentes en una forma accesible para las plantas (García *et al.*, 1975).

La degradación química del suelo afecta principalmente al complejo de cambio catiónico y al pH, dos características que están muy ligadas entre sí (López, 2000). Los cambios de pH del suelo inducidos por el uso son muy frecuentes y, afectan de manera indirecta a la capacidad de cambio del suelo. Esta relación se hace más intensa en lo que se refiere al grado de saturación del suelo, como es conocido, el pH influye en la naturaleza de los iones presentes en el complejo de cambio. Existen unos modificadores naturales que afectan tanto a la génesis del suelo como a su comportamiento, como son la absorción de nutrientes por las plantas y el lavado que se produce en los climas húmedos, que eliminan gran parte de las bases y provocan una acidificación; o la alteración mineral en la que se liberan bases y genera una alcalinización. Estos efectos están compensados en los medios naturales y solo provocan oscilaciones estacionales debidas a la diferente intensidad de los procesos a lo largo del año (Zapata, 2009).

Por otra parte, otro problema no menos importante que se presenta con la degradación física del suelo es la acumulación de sales, lo que ocasiona un desequilibrio iónico y estrés osmótico (Alcaraz-Ariza, 2012). El estrés salino rompe la homeostasis iónica de las plantas al provocar un exceso tóxico de sodio (Na^+) en el citoplasma y una deficiencia de iones como el potasio (K^+) (Alcaraz-Ariza, 2012). Este efecto disminuye notablemente con la presencia de materia orgánica, y podría decirse que es la base de lo que llamamos fertilidad del suelo (Porta *et. al.*, 2003).

1.2.22 Efectos biológicos

La actividad biológica de los suelos es la resultante de las funciones fisiológicas de los organismos y proporciona a las plantas superiores un medio adecuado para su desarrollo. Los suelos contienen una amplia variedad de formas biológicas, con tamaños muy diferentes, como los virus, bacterias, hongos, algas, ácaros, lombrices, nematodos y hormigas (López, 2000). Así pues, la fertilidad biológica se refiere a la cantidad y diversidad de fauna que

habita en el suelo (García *et. al.*, 1975), misma que permita liberar nutrientes inorgánicos, a partir de las reservas orgánicas, con velocidad suficiente para mantener un crecimiento rápido de las plantas (López, 2000).

En los suelos agrícolas, los microorganismos vivos cumplen como función principal, descomponer la materia orgánica y convertirla en humus, el cual se combina con la parte mineral del suelo y forma los compuestos órgano-minerales, de alta actividad química y físico-química (López, 2000), por lo que la ausencia de éstos en un suelo degradado, dificultaría la mineralización de material vegetal que en el suelo se agregue, afectando en gran medida la fertilidad natural del suelo.

1.2.23 Alternativas de recuperación de la fertilidad de los suelos

El suelo es un recurso natural que necesita de un largo periodo de tiempo para su formación, lo que hace que se le considere como un recurso natural no renovable. Cuando un suelo alcanza su madurez está en equilibrio con sus factores ambientales, si este equilibrio se rompe, la evolución natural se modifica y se desarrollan una serie de procesos que tienden a la disminución de la calidad del suelo y, por consiguiente, a su degradación (Figueroa, 2002). Ante tal situación, es necesario tomar medidas que ayuden a preservar los suelos y así evitar ese desequilibrio en la medida que sea posible.

Muestreo de suelos. Esta operación requiere de una buena planeación de acuerdo con el tipo de análisis que se va a efectuar. Para tal efecto debe hacerse uso, de preferencia, de fotografías aéreas para determinar los puntos de muestreo y el sistema del mismo (Fuentes, 2015).

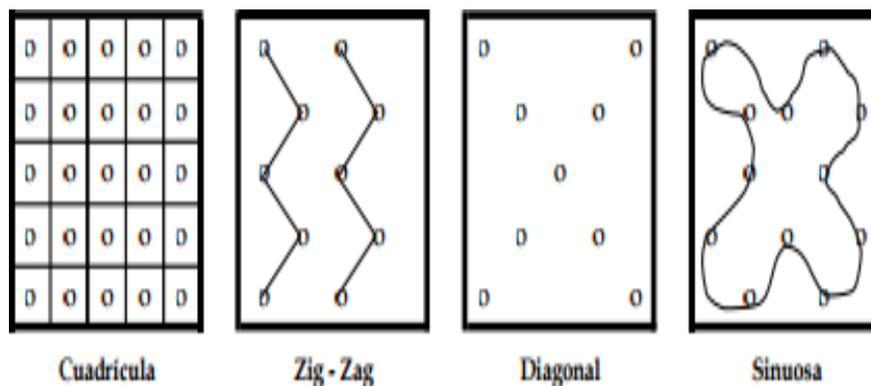
La obtención de muestras es simple pero delicada, por lo que una muestra tomada incorrectamente arrojará los resultados no representativos y el diagnóstico será erróneo. Existen distintos tipos de análisis de suelos, según los objetivos para los que estén orientados, ellos son: de rutina y con fines especiales. Así que los resultados del análisis dependerán de la calidad de la muestra tomada. Por ello se resumen las recomendaciones a seguir en la toma de muestras de suelo para análisis físico-químico:

1. **Época del muestreo;** es recomendable que se realice antes de establecer el cultivo dándole tiempo suficiente para tener el resultado del análisis y que se pueda

implementar la recomendación de fertilización en el programa de ciclo de cultivo, por cuestiones prácticas es recomendable realizar esta actividad antes de la temporada de lluvias o después de ella. La frecuencia del análisis depende mucho de las condiciones del suelo, hay nutrimentos muydinámicos como el nitrógeno en forma de nitrato (NO_3^-), cuya condición puede cambiar en unos meses debido al proceso de lixiviación o lavado y al proceso de extracción por parte del cultivo. Por otro lado, hay nutrimentos muy estables como es el caso del potasio y fósforo, en donde no esperaríamos cambios importantes en dos o tres años, a menos que los suelos sean de textura muy gruesa (Castellanos *et al.*, 2000).

2. **Profundidad del muestreo;** es recomendable tomar una profundidad de 0 a 30 cm, esto coincide con la mayor concentración de raíces en el suelo para la gran mayoría de cultivos agrícolas. Es conveniente recordar que la profundidad del muestreo confines de hacer recomendaciones de fertilidad deberá estar acorde con el estudio previo de correlación-calibración, en el cual se basan los valores críticos de la concentración de nutrimentos (Castellanos *et al.*, 2000).
3. **Procedimiento del muestreo;** para la toma de muestras se emplean barrenas o tubos de muestreo de suelo, también se puede utilizar una pala. Para ellos se ha de realizar un pozo en forma de V, cortar una porción de 1.5 cm de la pared del hoyo y retirar la mayor parte de la muestra, tomando de toda la profundidad de muestreo. Una vez terminada la toma, se homogeneizan las muestras, entonces se toma aproximadamente 1kg de esta mezcla, se deja secar al aire (en la sombra) y se envía al laboratorio, especificando al máximo todos los datos de la parcela (INFOAGRO,2013). El recorrido a efectuar en la toma de muestra es de acuerdo a alguno de los siguientes esquemas:

Figura 1: Formas de muestreo, para el diagnóstico de la fertilidad de los suelos (INFOAGRO, 2013).



1.2.24 Características físicas

1.2.25 Color

Tiene una gran relación con el material edáfico del que se deriva. Muchos minerales del suelo le comunican a éste su color, el cual se ve modificado por la presencia de humus, especialmente en las capas superficiales o bien, a medida que se desarrolla el perfil, por los procesos edáficos que van alterando, en cierto grado, los tonos de color propios de la roca madre (Fuentes, 2015).

La determinación se realiza por la comparación con los diferentes patrones de color establecidos en las tablas de Munsell, las cuales son un sistema de notación de color basado en una serie de parámetros que nos permiten obtener una gama de colores que varían en función del matiz, brillo y croma; rojo, marrón, negro o gris, son algunos de los colores más característicos y descriptivos del suelo, pero no son exactos. Debido a esto, la comunidad científica decidió establecer como patrón de medición del color del suelo el sistema de notaciones de color Munsell, el cual permite a los científicos comparar suelos en cualquier lugar del mundo (Munsell, 1975). Según Ibañez *et al.*, (2015), se basa en tres parámetros diferentes:

1.2.26 Análisis mecánico (Textura)

Es la proporción de las partículas del suelo, representadas por el porcentaje de arena (Ar), arcilla (Ac) y limo (L). La arena son las partículas más grandes y se sienten rasposas y más secas, el limo es de tamaño mediano, y se siente más suave, sedoso o harinoso, la arcilla es la partícula clasificada como la más pequeña, y se siente pegajosa. La textura de un suelo influye en su productividad, por ejemplo, los suelos arenosos profundos y gruesos a menudo sostienen cultivos deficientes con bajos requerimientos de humedad. En consecuencia, la productividad de los suelos arenosos aumenta a medida que la proporción del material menor a 0.05 mm (partículas de limo y arcilla) aumenta a un nivel óptimo. Debido a ésta relación, los suelos arcillosos a menudo sostienen cultivos que demandan un alto grado de humedad y de nutrimentos. Para la determinación de éste parámetro existen dos formas básicas, la primera es la sensación de las partículas húmedas en la mano del interesado y la segunda (la más exacta) es mediante el triángulo de texturas, que se basa en el porcentaje exacto de partículas del suelo, ya sea arena, limo y arcilla, y ubicando dichos porcentajes en el triángulo, se obtiene el tipo de suelo (LinkedIn, 2010).

Se considera que un suelo presenta buena textura cuando la proporción de los elementos que lo constituyen, le brindan a la planta la posibilidad de ser un soporte que permita un buen desarrollo radicular y un adecuado nivel de nutrientes. La textura depende de la naturaleza de la roca madre y de los procesos de evolución del suelo, siendo el resultado de la acción e intensidad de los factores de formación del suelo (Brady y Weil, 1998).

1.2.27 Densidad aparente (Dap)

Se define como la masa de suelo por unidad de volumen (g/cm^3 o t/m^3). Describe la compactación del suelo, representando la relación entre sólidos y espacio poroso (Keller y Hakansson, 2010). Es una forma de evaluar la resistencia del suelo a la elongación de las raíces. También se usa para convertir datos expresados en concentraciones a masa o volumen, cálculos muy utilizados en fertilidad y fertilización de cultivos extensivos. La densidad aparente varía con la textura del suelo y el contenido de materia orgánica; puede variar estacionalmente por efecto de labranzas y con la humedad del suelo sobre todo en los suelos con arcillas expandibles (Taboada y Álvarez, 2008).

Es un buen indicador de propiedades importantes del suelo como son: la compactación, porosidad, grado de aireación y capacidad de infiltración, lo que condiciona la circulación de agua y aire en el suelo, los procesos de establecimiento de las plantas (emergencia, enraizamiento) y el manejo del suelo, también afecta al crecimiento de las plantas debido al efecto que tienen la resistencia y la porosidad del suelo sobre las raíces. Con un incremento de la densidad aparente, la resistencia mecánica tiende a aumentar y la porosidad del suelo a disminuir, con estos cambios limitan el crecimiento de las raíces a valores críticos (Valarezo, 2013).

Una de las desventajas de determinar la Dap mediante el método del cilindro, es que el valor puede variar con el tamaño del cilindro, siendo mayor la densidad cuando menor es el tamaño del cilindro, a causa de que no se captan los poros de mayor diámetro. En general, el método presenta poca variación, es fácil de repetir y su determinación es sencilla. Hay otros métodos que no requieren instrumental complejo para estimar densidad aparente. Cuando no se cuenta con la posibilidad de obtener la muestra inalterada del campo se puede utilizar el método de la probeta, que usa la muestra molida y tamizada, o también el método de la parafina con muestras inalteradas tomadas con pala sin usar el cilindro (Rojas, 2015).

1.2.28 Características químicas

1.2.29 Reacción del suelo (pH)

Entre las principales características de los suelos, su reacción es una de las más importantes, ya que su estudio ha puesto de manifiesto la estrecha relación que la une con la configuración de sus estructuras, la meteorización, humificación, movilidad de nutrientes, intercambio iónico, entre otras, y en consecuencia con las especies de vegetales que mejor se desarrollan en cada tipo de suelo. La reacción viene expresada por el pH que corresponde a su fase acuosa o disolución salina. Pero tanto ésta como los coloides ionizables en él presentes son los que regulan sus distintos valores. En función de ellos son posibles tres condiciones: acidez, neutralidad y alcalinidad (Navarro, 2003).

En donde los valores van del 0 al 14, corresponde el 7 la neutralidad, valores inferiores a éste son ácidos y superiores, alcalinos, siendo más severa la situación cuando disminuyen o aumentan, respectivamente. Sin

embargo, en los suelos agrícolas los valores pueden variar desde 4 (ácido) a 10 (alcalino).

Las letras pH son una abreviación de “pondus hydrogen”, traducido como potencial de hidrógeno, y fueron propuestas por Sörensen en 1909, para referirse a concentraciones muy pequeñas de iones hidrógeno. Este parámetro es uno de los principales responsables en la disponibilidad de nutrientes para las plantas, influyendo en la mayor o menor asimilabilidad de los

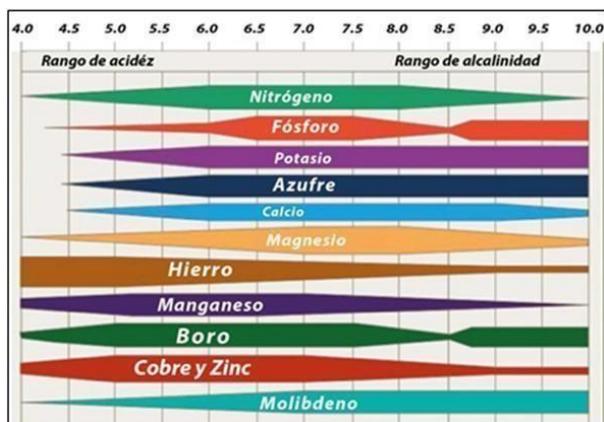


Figura 2: Disponibilidad de nutrientes respecto al pH del suelo (USR, 2006).

diferentes elementos esenciales (Figura 2) (USR, 2006).

1.2.30 Significado agrícola del pH en el suelo

La reacción del suelo condiciona no sólo la vida de los microorganismos y los importantes procesos que intervienen, sino también la mayor o menor asimilabilidad de los nutrimentos esenciales para las plantas, respecto a este último punto según URS (2006), se mencionan las siguientes consideraciones:

1. La solubilidad de las sales amónicas y nítricas es elevada en todo intervalo de pH que puede presentar el suelo.
2. La disponibilidad del fósforo disminuye a pH inferior a 6.5, debido a que el hierro y el aluminio se encuentran más solubilizados cuanto menor es el pH, y provocan la precipitación del fósforo, como fosfatos insolubles. Y cuando es superior a 7.5 el calcio provoca su precipitación, finalmente por encima de 8.5, el exceso de sales sódicas contribuye a su solubilización.

3. La solubilidad del potasio y de los compuestos de azufre es, al igual que en el caso del nitrógeno, alta en todos los valores de pH considerados, aunque la cantidad de azufre en condiciones muy ácidas disminuye debido a las pérdidas por lixiviación.
4. El calcio y el magnesio son más asimilables a valores de pH elevados. La acidez provoca su lixiviación, y ello justifica su menor disponibilidad en estas condiciones.
5. El hierro, manganeso, cobre y zinc, son altamente disponibles a pH inferior a 5. Al aumentar el pH tienden a insolubilizarse bajo la forma de hidróxidos, de tal forma que en la zona alcalina sus posibilidades de utilización son extraordinariamente escasas.
6. El boro presenta su máximo de solubilidad en el intervalo de 5-7, y se reduce a valores mayores de 8.
7. El molibdeno presenta un comportamiento inverso al hierro y aluminio. A valores bajos de pH se precipita con estos elementos ya valores altos presenta una gran disponibilidad al pasar a la forma de molibdatos solubles.

Considerando todas estas alteraciones en su conjunto, puede decirse que un pH entre 6 y 7 es el mejor para la más fácil asimilación de los elementos nutrimentales (USR, 2006).

1.2.31 Conductividad eléctrica (CE)

Todos los suelos fértiles contienen por lo menos pequeñas cantidades de sales solubles. La acumulación de éstas en el suelo se atribuye principalmente a problemas de drenaje y a la acción de riegos continuados, seguidos de evaporación y sequía. Cuando un suelo tiene un exceso de sales solubles se le denomina suelo salino. La CE permite estimar en forma casi cuantitativa la cantidad de sales que contiene. El análisis de la CE en suelos se hace para establecer si las sales solubles se encuentran en cantidades suficientes como para afectar la germinación normal de las semillas, el crecimiento de las plantas o la absorción de agua por parte de las mismas. Las sales solubles que se encuentran en los suelos en cantidades superiores al 0.1 % están formadas principalmente por los cationes Na^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} asociados con los aniones Cl^- , SO_4^{2-} , NO_3^- y HCO_3^- . Se mide a través de la resistencia que ofrece el paso de la corriente la solución que se encuentra entre los dos electrodos paralelos de la celda de conductividad al sumergirla en la solución. Y ésta se expresa en decisiemens/m (dSm^{-1}), milimhos/cm (mmhos cm^{-1}). Actualmente existen en el mercado diversos aparatos que determinan la CE, mediante diferentes métodos (USDA, 1996).

1.2.32 Cationes intercambiables

Gutiérrez (2002), menciona que todos los suelos agrícolas contienen calcio procedente de las rocas originarias, dominando entre los demás cationes. La mayor o menor cantidad se refleja en el grado de saturación de la arcilla, cuyo indicador es el pH del terreno.

A medida que la proporción de arcilla en el suelo aumenta, el sistema del suelo se vuelve más disperso, aumentando el área superficial de las partículas de suelo. Esto significa que un suelo rico en minerales de arcilla es capaz de absorber más agua y cationes que un suelo pobre en arcilla. Los suelos ricos en arcilla tienen una capacidad de intercambio catiónico más alta y mayor capacidad de retención de agua que los suelos pobres. Los valores de capacidad de intercambio catiónico pueden variar considerablemente (Mengel y Kirkby,2000).

1.2.33 Materia orgánica (MO)

El suelo recibe una gran cantidad de restos orgánicos de distinto origen, principalmente de las plantas, en dos maneras: en la superficie (hojas, ramas, flores, frutos) y en la masa del suelo (raíces al descomponerse). Otras fuentes importantes son el plasma microbiano y el excremento de algunos animales, además de la fauna habitante del suelo. Basándose en lo anterior, se considera a la materia orgánica del suelo (MOS) como un continuo de compuestos heterogéneos con base de carbono, que están formados por la acumulación de materiales de origen animal y vegetal, parcial o completamente descompuestos o en estado de descomposición, por acción de los organismos del suelo como son: hongos, bacterias, nematodos, lombrices, algas, insectos, entre otros, ya que utilizan los residuos orgánicos como fuente de energía. El proceso de descomposición está acompañado de la liberación de CO₂ y de los nutrimentos esenciales para la planta (Meléndez y Soto,2003).

La parte más estable de la materia orgánica se llama “humus” y es una mezcla de sustancias amorfas y coloidales que se obtienen después de la descomposición microbiológica de la mayor parte de los residuos orgánicos añadidos al suelo. Comúnmente es de color oscuro y es más frecuente en las regiones templadas que en los trópicos.

Las sustancias orgánicas que forman la fracción denominada materia orgánica, son de composición variable y llegan al suelo por diferentes caminos. En general se distinguen

nueve grupos de sustancias que incluyen los materiales más conocidos y que experimentan cambios frecuentes en el suelo. Estos son:

1. Carbohidratos y compuestos relacionados (almidón, hemicelulosa, celulosa, pectinas, atc.).
2. Proteínas, péptidos, aminoácidos libres y otros derivados nitrogenados.
3. Grasas, ceras, aceites, resinas y productos similares.
4. Alcoholes, aldehidos, cetonas y otros derivados oxidados no muy estables.
5. Ácidos orgánicos, donde el ácido acético puede alcanzar hasta 1 meq/100 g de suelo.
6. Lignina.
7. Compuestos cíclicos, tales como fenoles y taninos, alcaloides y otros derivados de bases orgánicas como purinas y pirimidinas.
8. Diversos productos de gran actividad biológica como hormonas, enzimas, antibióticos y otras sustancias en pequeñas concentraciones.

Estas sustancias permanecen muy poco tiempo sin descomponerse (en medio año se descompone del 60 al 80% de la materia orgánica añadida en las condiciones del trópico).

El proceso mediante el cual una gran variedad de compuestos llega a formar mezclas más uniformes en el suelo, se llama humificación, el cual es predominantemente aeróbico y requiere pocas cantidades de humedad, ya que es un fenómeno biológico acelerado por enzimas, estas enzimas son sintetizadas por bacterias aeróbicas y hongos del suelo.

La humificación provoca que los residuos de plantas y animales adicionados inicialmente al suelo, sean descompuestos a sus unidades estructurales básicas, mismas que son absorbidas y oxidadas por los microorganismos con el propósito de obtener energía. Después de la degradación inicial, la secuencia metabólica se realiza dentro de las células microbianas, siguiendo la vía general para la producción de energía. Como resultado de estas actividades, los elementos químicos que constituyen los residuos (carbono, nitrógeno, fósforo y azufre), son liberados en formas disponibles para las plantas. Otras cantidades son inmovilizadas al

formar nuevos tejidos, mismos que se someten a descomposición con su posterior mineralización.

Existen varios factores que influyen en la descomposición de la materia orgánica y pueden agruparse en dos clases generales: los internos y los ambientales.

Dentro de los factores internos son importantes el porcentaje de humedad, que además de ayudar a la descomposición, impide su oxidación; la cantidad de residuos orgánicos, ya que entre menos materia orgánica esté presente en el suelo, más rápida será la degradación; la composición química, cuyo efecto puede ser positivo o negativo según la menor o mayor presencia de nutrimentos.

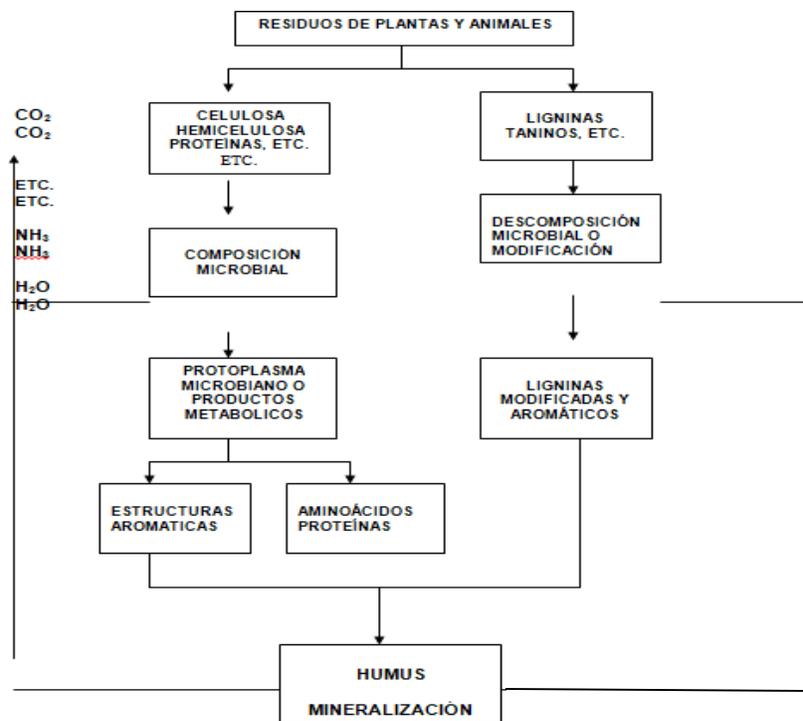


Figura 3 Formación del humus por la acción de microorganismos sobre las sustancias animales y vegetales que llegan al suelo (Manual del suelo, 2013).

1.2.34 Importancia de la materia orgánica en el suelo

La fracción orgánica del suelo tiene un papel importante dentro de los procesos químicos, físicos y biológicos, mismos que se discutirán por separado.

Entre los procesos químicos de importancia en los que intervine la materia orgánica, se pueden mencionar:

1. Suministro de elementos nutritivos debido a la liberación de nitrógeno, fósforo, azufre y micronutrientes disponibles para las plantas.
2. Estabilización de la acidez del suelo por su poder amortiguador.
3. La apreciable contribución a la capacidad de intercambio catiónico, misma que es muy valiosa para los suelos de textura gruesa y los muy antiguos, que contienen arcillas de reducida capacidad de intercambio y de baja retención de cationes.
4. Regularización de los niveles de disponibilidad de nutrientes mayores y menores mediante la formación de sustancias orgánicas, que constituyen compuestos solubles, no iónicos y con cationes de valencia variable. Estas sustancias son llamadas “quelatos”, los cuales móviles en el suelo y son importantes en los procesos edafogenéticos.
5. Los fenómenos de absorción, que son muy importantes para la inactivación de plaguicidas y la fijación de fósforo.

La materia orgánica del suelo también afecta algunas propiedades físicas y entre ellas cabe mencionar:

1. Mejora la estructura del suelo porque favorece la formación de agregados individuales, reduce la agregación global del suelo y disminuye la plasticidad del mismo.
2. Promueve el uso más eficiente del agua, ya que mejora la infiltración de la misma, reduce su pérdida por evaporación, mejora el drenaje de suelos con textura fina, promueve un sistema de raíces más profundo y la coloidal orgánica ayuda a retener agua en suelos arenosos, aunque su influencia es menor en otro tipo de suelos.

Cuadro 1 Beneficios de la materia orgánica en las características del suelo.

Físicas	Químicas	Biológicas
-Mejora la tasa de infiltración y la capacidad de retención de agua.	-Aumenta la capacidad de intercambio catiónico del suelo. -Mayor aprovechamiento de los nutrientes existentes o aportados en la fertilización.	-Fuente de energía para los organismos del suelo.
-Tolera mejor los efectos del paso de maquinaria por tener una mayor elasticidad.	-Favorece la disponibilidad de micronutrientes como: hierro, manganeso, zinc y cobre.	-Absorción de pesticidas aplicados al suelo.
-Disminuye la densidad aparente, mejora la estructura, aumenta la porosidad.	-Mayor adsorción de agua.	-Vehículo de diversos microorganismos de interés.
-Facilita el laboreo agronómico.		-Transformación del N soluble en N orgánico evitando su lixiviación.

1.2.35 Nitrógeno total

La fuente principal de nitrógeno para el suelo es la atmósfera, donde este gas es predominante (79.08% en volumen). Es un gas diatómico (N_2) muy inerte debido a la alta energía de enlace, superior a la que presenta el carbono en sus compuestos. La mayor parte del nitrógeno en el suelo se halla formando compuestos orgánicos, quedando disponible para las plantas a través del proceso de mineralización en el cual participan activamente los organismos. Las reservas de nitrógeno están constituidas por la materia orgánica de descomposición rápida en medios biológicamente activos y, por los compuestos húmicos de mineralización más lenta. Sólo una pequeña fracción se encuentra en combinaciones inorgánicas como NH_4^+ y NO_3^- . Dichas formas son las aprovechables por los vegetales adquiriendo mayor importancia los nitratos. Los nitratos pueden ser lavados por las aguas de lluvia o riego, constituyéndose en un riesgo de contaminación de aguas subterráneas. En cambio, la forma catiónica (NH_4^+), en gran parte, puede ser retenida por los coloides del suelo en tanto no sea oxidada a nitratos (Wilson, 1987).

Absorción y función dentro de la planta. Las formas iónicas que una raíz puede absorber son el nitrato (NO_3^-) y el amonio (NH_4^+). Como la mayor parte del nitrógeno del suelo está en forma orgánica, es necesaria una actividad microbiológica que lo convierta en amonio o nitrato.

Según Wilson (1987), las principales funciones del N en la planta son:

1. Componente de la molécula de clorofila.
2. Componente de aminoácidos, unidad estructural de las proteínas.
3. Esencial para la utilización de carbohidratos.
4. Componente de las moléculas de enzimas, vitaminas y hormonas.
5. Estimula el desarrollo y actividad radicular.

1.2.36 Formas de nitrógeno en los suelos

El contenido de nitrógeno en la superficie de la mayoría de los suelos, varía entre 0.02 y 0.5%, de esta cantidad, el 90% aproximadamente, se encuentra en forma orgánica y el resto en formas inorgánicas.

La parte disponible es la que está en forma inorgánica, aunque algunas plantas son capaces de utilizar formas orgánicas como los aminoácidos, y como la mayor parte del nitrógeno del suelo se encuentra formando compuestos orgánicos; es necesario conocer las interrelaciones entre las dos formas de nitrógeno para poder llegar a una comprensión más clara sobre el suministro del elemento para el crecimiento de las plantas.

Los compuestos orgánicos del nitrógeno son derivados de plantas y animales, exudados de raíces y células microbianas; y están presentes como polímeros o adsorbidos en las arcillas.

Dichos compuestos son:

1. compuestos bioquímicos nitrogenados. Son aquellos que resultan directamente de la síntesis enzimática de microorganismos o residuos de plantas y animales. Los constituyen de 24 a 37% de aminoácidos, de 4 a 10% de amino azúcares, de 1 a 2% de aminas y amidas y de 3 a 10% de ácidos nucleicos.
2. Formas no caracterizadas de nitrógeno. Son las que residen en los ácidos húmicos y fúlvicos del suelo.

Los compuestos inorgánicos de nitrógeno que se presentan en el suelo son los siguientes:

1. Nitritos (NO_2^-), óxido de di nitrógeno (N_2O), monóxido de nitrógeno (NO) y dióxido de nitrógeno (NO_2); que se presentan en el suelo por períodos cortos y sólo bajo

condiciones específicas, como intermediarios en los procesos de transformaciones microbiológicas, tales como nitrificación, di nitrificación y reducción de nitratos.

2. Otros compuestos cuantitativamente menos importantes, que son intermediarios con los procesos microbianos, tales como hidroxilamina (NH_2OH) y nitramida ($\text{H}_2\text{N}_2\text{O}_2$), que son químicamente inestables por lo que se presentan en estados transitorios.

Las cantidades de los compuestos inorgánicos que se presentan en el suelo, dependen de la mineralización de los compuestos orgánicos y ésta a su vez, de otros factores ambientales.

1.2.37 Mineralización e inmovilización

El nitrógeno inorgánico puede ser temporalmente inmovilizado por transformación a componentes orgánicos, si hay suficiente materia orgánica disponible. La inmovilización se define como la transformación de compuestos de nitrógeno inorgánico a un estado orgánico por la acción de bacterias aerobias.

La mineralización comprende todos los procesos en los cuales el nitrógeno orgánico es convertido a formas inorgánicas. El primer paso es la reducción a NH_4^+ , proceso que es llamado amonificación, y el segundo es la oxidación de éste a NO_3^- y recibe el nombre de nitrificación. Puesto que la mayor parte del nitrógeno orgánico es de naturaleza proteica, su descomposición constituye la etapa más importante del proceso de mineralización. La degradación de proteínas se lleva a cabo por innumerables microorganismos heterotróficos, específicamente por la acción de sus enzimas extracelulares, tales como las proteolíticas, que atacan a las proteínas y las hidrolizan. Los productos iniciales son aminoácidos, que pueden ser metabolizados por los microorganismos, transformados a NH_4^+ , absorbidos por arcillas o incorporados a la fracción húmica donde posteriormente pueden ser degradados. El amonio sigue varios caminos: puede ser oxidado a NO_3^- y utilizado por las plantas superiores, inmovilizado por organismos no nitrificantes y adsorbido por las arcillas o materia orgánica.

Los ácidos nucleicos, al mineralizarse, contribuyen al suelo con NH_4^+ , aminoácidos, ácidos orgánicos y urea.

La mineralización del nitrógeno de residuos orgánicos y la fracción húmica, depende de factores ambientales como son: condiciones físicas y químicas del suelo (humedad, pH,

aereación y temperatura), además del suministro de otros nutrientes inorgánicos que gobiernan las actividades de la flora y la velocidad de las reacciones de mineralización.

En oposición de la mineralización, una gran cantidad de nitratos y amonio pueden ser inmovilizados por las actividades biológicas de los microorganismos al utilizarlos para la síntesis de su protoplasma. El nitrógeno, junto con el fósforo y el azufre controlan el crecimiento de la población microbiana puesto que son grandes constituyentes de las células, así que la adición de materia orgánica al suelo, induce el desarrollo de bacterias saprofíticas y de hongos; éstos consumen los elementos mencionados inmovilizándolos temporalmente para que después retornen a los compuestos orgánicos.

La mineralización e inmovilización del nitrógeno en el suelo tiene efectos marcados en la relación C:N como regla general, la proporción crítica se encuentra entre 20 y 25:1 proporciones altas favorecen la inmovilización y las angostas, la mineralización. Otros autores, como Bolt (1978), indican una relación límite de 10:1.

Aunque la relación C: N de los residuos adicionados, es un factor importante en la mineralización, lo es también la resistencia de los sustratos a la descomposición, ya que entre más disponible este el sustrato, más grande es la proliferación de la flora y consecuentemente se presenta una mayor inmovilización. Con materiales más resistentes a la descomposición, como la lignina, el crecimiento de la población microbiana es menor y por lo tanto el fenómeno es inverso.

1.2.38 Ciclo del nitrógeno

Cuando los residuos de plantas y animales son adicionados al suelo, sus constituyentes nitrogenados sufren numerosas transformaciones, muchas de las cuales son biológicamente opuestas. El resultado es que sólo una pequeña porción del nitrógeno total, está en formas disponibles y en cierto momento.

El proceso de asimilación del nitrógeno por parte de las plantas supone la transformación del nitrógeno orgánico en inorgánico. Para su desarrollo, las plantas absorben el nitrógeno inorgánico del suelo (amonio y nitratos) que rodea a las raíces., la mayor parte del nitrógeno que absorben las plantas es en forma de nitratos, aunque también absorben amonio si existe en el medio, y con preferencia al nitrato al tratarse de una forma reducida del nitrógeno, pero

realmente se encuentra disponible en pequeñas cantidades ya que rápidamente es fijado y adsorbido.

En suelos con baja aireación la forma disponible es principalmente el amonio ya que la nitrificación está limitada, y además el nitrato que es añadido sufre procesos de desnitrificación rápidamente, el grado de absorción del nitrato está controlado por la humedad, por la concentración del ion en la solución del suelo y por el metabolismo de las plantas.

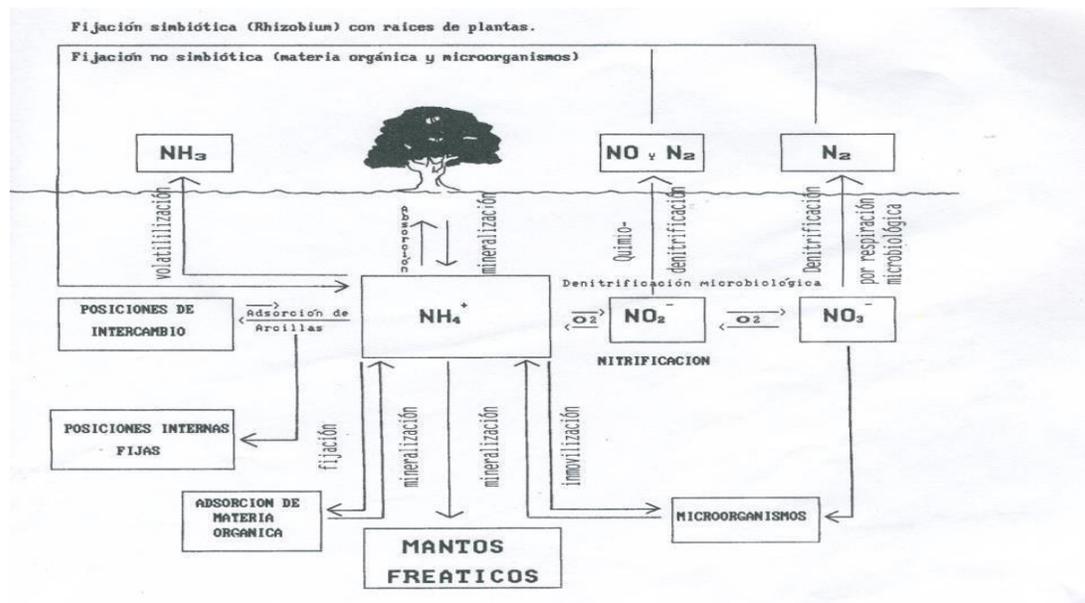


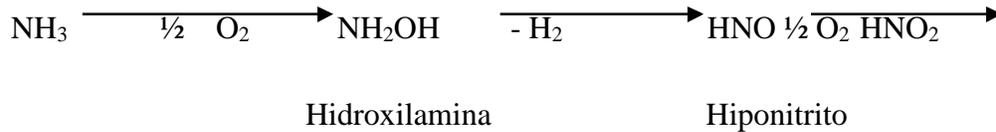
Figura 4 Ciclo del Nitrógeno (Manual del suelo, 2013).

1.2.39 Nitrificación

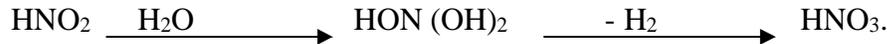
Desde que el nitrógeno es asimilado por las plantas hasta que es liberado por el proceso de mineralización en forma de NH_4^+ , los átomos de nitrógeno permanecen en su estado reducido. Sin embargo, en la mayoría de los casos el elemento es absorbido por las plantas en su forma oxidada, es decir, en forma de NO_3^- .

La nitrificación es la capacidad que tienen los microorganismos del suelo de convertir NH_4^+ a NO_3^- . Los dos grupos de bacterias aeróbicas autótrofas que derivan su energía de la oxidación de los compuestos específicos de nitrógeno son: Nitrósomas, que oxidan NH_4^+ a NO_2^- y Nitrobacter, que oxidan NO_2^- a NO_3^- . Las reacciones propuestas para la nitrificación son:

Nitrosomas:



Nitrobacter:



Para que se produzca la nitrificación es necesario que existan condiciones específicas tales como:

1. Cantidades suficientes de organismos nitrificantes.
2. Un suministro suficiente de oxígeno libre, que depende de la estructura del suelo.
3. Presencia de una fuente adecuada de carbono.
4. Niveles de temperatura y humedad propicios.
5. Un pH adecuado.

Las condiciones alcalinas pueden inducir la acumulación de NH_3 y NH_2^- , por lo que puede perderse una considerable cantidad de nitrógeno por volatilización.

Bajo condiciones aeróbicas se acumula el NH_4^+ , ya que los microorganismos amonificantes son menos sensibles a los factores ambientales adversos, en comparación con los nitrificantes.

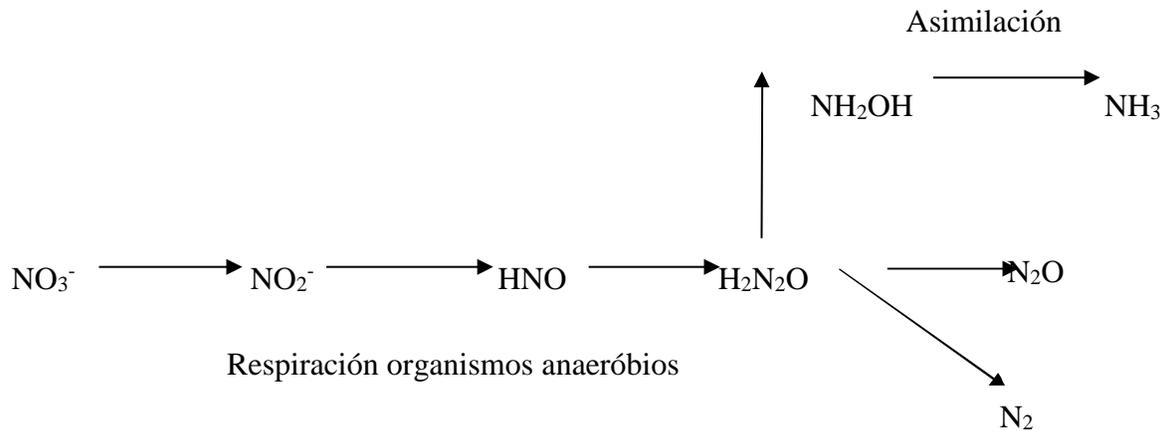
1.2.40 Denitrificación

En contraste con la nitrificación, se pueden encontrar numerosas transformaciones microbiológicas cuando los organismos compiten con las plantas en crecimiento por los nitratos disponibles. La denitrificación es la más importante de esas transformaciones, ya que tienen una importancia económica considerable y, bajo condiciones adversas, puede llegar a ser una pérdida de nitrógeno significativa. El proceso en el cual los nitratos son utilizados por los microorganismos dentro de dos clases:

1. Asimilación de nitratos.
2. Utilización de los mismos para la respiración.

La primera indica la reducción biológica de HNO_3^- a NH_4^+ o NH_3 , utilizando los productos para la biosíntesis de nitrógeno contenidos en los constituyentes celulares. En la segunda, el nitrato es usado por organismos anaeróbicos como un electrón terminal aceptor, en lugar de oxígeno; un grupo de esos organismos puede reducir el HNO_3^- a NO_2^- y otro puede completar la reducción hasta N_2 , N_2O y NO_2 . Así que el término denitrificación describe el proceso en el que los nitratos son reducidos a productos gaseosos.

En el caso de asimilación, el nitrógeno se queda en el suelo y es fuente potencial de nutrimentos para las plantas, en cambio, el nitrógeno que es convertido a formas gaseosas se pierde del suelo por volatilización.



Existen algunos factores ambientales que afectan la denitrificación y son:

1. Suministro de oxígeno restringido debido a una humedad excesiva. El nivel crítico es del 60% de la capacidad de campo, debajo de este nivel prácticamente no hay denitrificación y por arriba, se incrementa rápidamente.
2. Suelos pobres en nitratos.
3. En ausencia de una fuente de energía disponible la denitrificación es baja.
4. Temperatura y pH.

1.2.41 Fijación del nitrógeno

El nitrógeno atmosférico puede ser usado por algunos microorganismos que se encuentran en simbiosis con las plantas superiores, por lo que el elemento puede ser fijado en el protoplasma y reciclado al suelo.

Los microorganismos capaces de utilizar nitrógeno molecular, incluyen un amplio rango de bacterias heterotróficas, además de autótrofos, bacterias fotosintéticas y algas cianofíceas, además de las especies *Azobacter* y *Clostridium*. Esta fijación es no simbiótica y se requieren grandes cantidades de materia orgánica para fijar el nitrógeno.

La fijación simbiótica se lleva a cabo por la asociación entre las bacterias del género *Rhizobium* y las plantas de la familia LEGUMINOSAE. El nitrógeno atmosférico, además del soluble en el suelo, se hace disponible para las plantas por la acción de las bacterias mencionadas.

1.2.42 Volatilización

La volatilización se define como el paso del amonio del suelo a la atmósfera. Pérdidas de amonio por volatilización pueden ocurrir después de la mineralización de la materia orgánica o del amonio inorgánico de los fertilizantes, desde la superficie del suelo a temperaturas elevadas. Son normales pérdidas del orden de 10 - 15 kg/ha/año.

Los factores que fundamentalmente afectan a este proceso son el pH (las pérdidas aumentan con el pH), la temperatura (a mayor temperatura mayor volatilización) y la capacidad de cambio catiónico del suelo ya que si es baja la pérdida es mayor. También la humedad del suelo, velocidad del viento, tipo de cultivo, tipo de riego y profundidad de incorporación del abono F influyen en el proceso.

1.2.43 Fósforo

El fósforo existe en el suelo en formas orgánicas e inorgánicas, y su disponibilidad depende de reacciones biológicas y geoquímicas. Los procesos biogeoquímicos asociados con la liberación del fósforo en formas disponibles para las plantas incluyen la solubilización del fósforo inorgánico y la mineralización del fósforo orgánico, debiéndose considerar en cada sistema particular los equilibrios sorción-desorción de fosfatos (Giuffré *et al.*, 2000).

Existen formas iónicas libres en la solución del suelo y fijadas al complejo arcillo-húmico. Desde el punto de vista agronómico puede estar presente en cuatro formas (AGROES, 2013).

1. En la solución del suelo, es decir directamente asimilable.
2. Fijado en el complejo arcillo-húmico (combinación de arcillas y humus).
3. Precipitado como fosfato cálcico en suelos básicos, muy lentamente asimilable.

Formando parte de la roca madre, no asimilable.

1.2.44 Generalidades

El contenido del fósforo en la mayoría de los suelos varía del 0.02 a 0.5%, con un promedio general de 0.05% (0.12% de P_2O_5) casi la mitad se presenta combinado con la materia orgánica de la superficie del suelo, y el resto, en formas inorgánicas (Bear, 1965).

El fósforo es un constituyente esencial en toda célula viviente, donde participa con los ácidos nucleicos para propósitos de reproducción, con los compuestos estructurales y con la conservación y transformación de la energía en las reacciones metabólicas que se llevan a cabo.

Las mayores fuentes de fósforo para el suelo son:

1. Compuestos orgánicos de residuos animales y vegetales.
2. Productos de la síntesis microbiana.
3. Compuestos inorgánicos en los que el fósforo está combinado con el calcio, magnesio, hierro, aluminio y arcillas.

El suministro de fósforo para el crecimiento de las plantas, depende de los fosfatos inorgánicos solubles, tales como el ión ortofosfato, que consiste en un átomo de fósforo enlazado con cuatro átomos de oxígeno (PO_4^{-3}); además, también se presentan los iones $H_2PO_4^-$ y HPO_4^{2-} , dependiendo de la disociación del $H_2PO_4^-$ y del pH. Pueden encontrarse también algunos complejos solubles con los iones metálicos.

La concentración de los iones en solución, es baja y depende de la actividad de los microorganismos que toman parte en transformaciones tales como:

1. Descomposición y mineralización del fósforo ligado a residuos orgánico de origen animal y vegetal.
2. Alteración de la solubilidad de los compuestos inorgánicos.
3. Inmovilización o asimilación de fósforo en las células y su posterior depositación en el humus.
4. La posible participación en la oxidación y reducción de los compuestos inorgánicos de fósforo.

1.2.45 Mineralización e inmovilización del fósforo orgánico

Los compuestos orgánicos que han sido identificados son: fosfatos de inositol o fitinas, que son del 40 al 80% del total de fósforo orgánico, ácidos nucleicos (0 a 10%), y pequeñas cantidades de fosfolípidos, nucleoproteínas y azúcares fosforiladas.

Los fosfatos de inositol resultan de la unión del inositol con el ácido fosfórico. El primero es un anillo de seis carbonos con un grupo $-OH$ en cada uno de estos átomos (Hexahidroxiciclohexano), y cada grupo puede formar enlaces con el H_3PO_4 para formar los fosfatos de inositol, (Figura 5). En el suelo se han identificado 5 esteroisómeros del inositol, por lo que pueden existir 30 isómeros de fosfatos de inositol, tomando en cuenta que pueden reaccionar con seis moléculas de ácido fosfórico.

Las nucleoproteínas y los ácidos nucleicos son defosforilados por las fosfatasas de muchas bacterias y hongos, y liberan fosfatos. Una parte de proteínas es adsorbida sobre las arcillas por lo que la defosforilación es reducida.

Los fosfatos de inositol pueden metabolizarse en el suelo por la fitasa, que es producida por hongos y bacterias y que libera fosfatos a partir de hexafosfatos de inositol, provocando la presencia de inositol, mono y trifosfato de inositol.

Para que estos compuestos se hagan disponibles para las plantas, es necesario un pH alto, ya que en medio ácido reaccionan para formar fitatos de hierro y aluminio, mismos que son insolubles y consecuentemente, resistentes a la defosforilación.

La mineralización biológica del fósforo orgánico se regula por factores físicos y químicos del suelo, Tales como temperatura, humedad, pH, prácticas agrícolas y la naturaleza de los residuos adicionados al suelo.

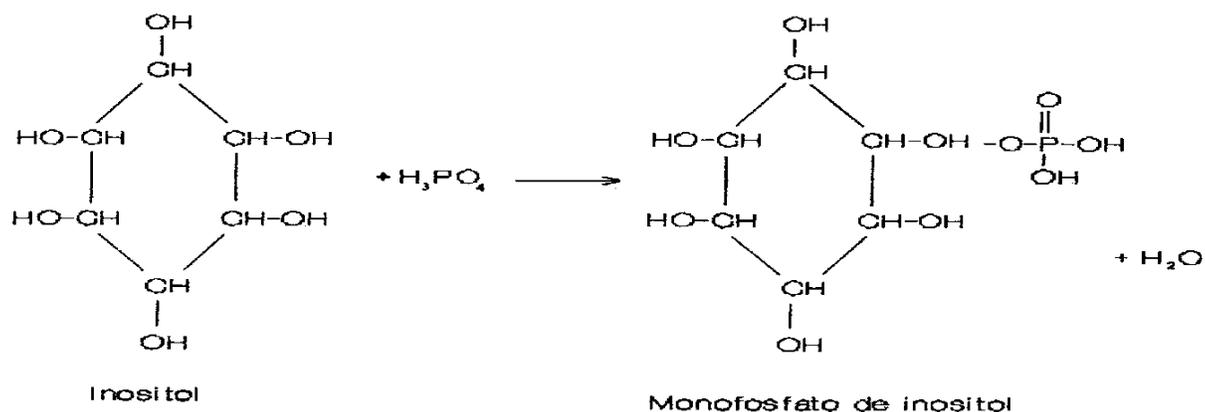
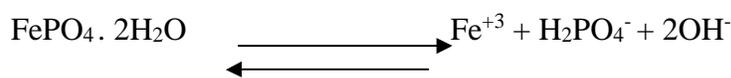
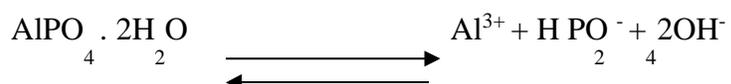


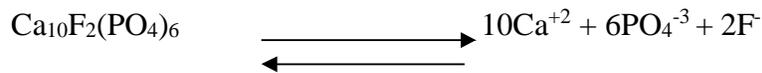
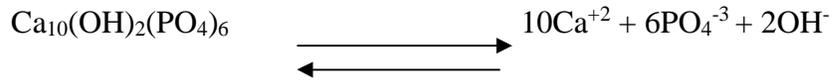
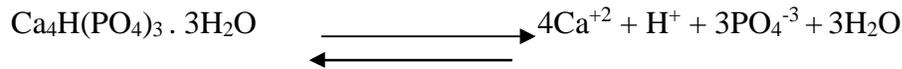
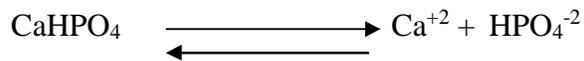
Figura 5 síntesis de un monofósforo de inositol a partir de inositol con ácido fósfórico.

El grado de mineralización o inmovilización depende de la relación C: N de los residuos adicionados. Si se amplía, la concentración de fósforo puede ser menor que el que se necesita para la nutrición de los organismos y bajo estas condiciones, la mayor parte de fósforo es inmovilizado; si la relación es baja, puede ser liberado un exceso de fósforo en formas de fosfatos. Inorgánicos.

1.2.46 Solubilización de fósforo inorgánico

Los compuestos inorgánicos de fósforo que se puedan encontrar en el suelo, incluyen a los fosfatos de calcio que se encuentran en suelos cálcareos y alcalinos y en muchas rocas parentales de las que se formó el suelo; y a los fosfatos de hierro y aluminio que tienden a acumularse en suelos ácidos. Las siguientes sales de fosfato se han encontrado en el suelo.





Por lo que de los equilibrios anteriores puede concluirse que la actividad del fosfato, en la solución del suelo en contacto con uno o más de los sólidos mencionados, debe depender de la actividad de los iones Al^{+3} , Fe^{+3} o Ca^{+2} , y del pH del suelo.

La solubilización de los fosfatos inorgánicos se debe a la producción de ácidos orgánicos e inorgánicos por los microorganismos, que los hacen disponibles para la flora del suelo y para el crecimiento de las plantas. Muchos microorganismos autótrofos son capaces de formar ácido sulfúrico y nítrico, y otros pueden producir ácido láctico, glicólico, cítrico, fórmico y acético, que solubilizan a los fosfatos de calcio y apatitas naturales y sintéticas. Varios ácidos orgánicos son agentes quelatantes efectivos capaces de formar complejos de coordinación con sales de fosfatos de calcio, cobre, níquel, manganeso, hierro y aluminio, dando como resultado la solubilización del fósforo (Bear, 1965).

Un requisito para que puedan existir ácidos en altas concentraciones, necesarias para la solubilización, es un amplio suministro de carbohidratos disponibles, condición que raramente se cumple con el suelo. Además, si existe carbonato de calcio u otros agentes amortiguadores, pueden neutralizar rápidamente los ácidos formados.

La presencia de una gran población de microorganismos que disuelven a los fosfatos, en la rizósfera, combinadas con fuentes de energía disponibles de las excreciones de las raíces, sugieren que esa zona es la más idónea para el proceso de solubilización.

1.2.47 Fijación del fósforo

La fijación se define como el proceso por el cual el fósforo soluble, disponible para las plantas, es cambiado a formas menos solubles al reaccionar con componentes orgánicos e inorgánicos del suelo.

Las arcillas y los óxidos e hidróxidos del suelo, presentan una marcada preferencia por los iones PO_4^{-3} , en comparación con otros aniones, indicando la existencia de enlaces químicos, lo que se descubre con la observación de que con una alta concentración de iones fosfato en solución, los bordes de las arcillas están más negativamente cargadas, lo que debería ser imposible si el mecanismo de enlace entre el fosfato y las arcillas fuera de naturaleza electrostática. La presencia de enlaces químicos entre los aluminios de las arcillas y los iones fosfato, están soportados por la baja solubilidad de los fosfatos de aluminio. Como resultado, los iones PO_4^{-3} son ligados fuertemente por las arcillas, aunque su capacidad de adsorción no es muy grande.

Para suelos con óxidos amorfos en cantidades abundantes, la capacidad de adsorción por los fosfatos es mucho más grande en estos suelos, las concentraciones de fósforo en solución son muy bajas.

En suelos ácidos existe una alta concentración de iones Al^{+3} en solución, por esta razón, los fosfatos solubles son precipitados como fosfatos de aluminio, contribuyendo a la fijación.

El mecanismo de enlaces es una alternancia de reacciones de adsorción y precipitación, así que cuando se aplica fósforo de cualquier fuente, el fosfato es removido de su estado adsorbido, se precipita* y resultan nuevos sitios de adsorción para la próxima aplicación.

La fijación puede ser moderada por la aplicación de competidores por sitios de enlace, para lo cual pueden ser útiles los silicatos y los aniones orgánicos (estiércol).

1.2.48 Calcio

El calcio en el suelo aparece en formas combinadas y libres, se encuentra combinado en compuestos minerales y orgánicos. Los compuestos minerales más abundantes son silicatos y aluminosilicatos, fosfatos, carbonatos y sulfatos. El calcio orgánico se encuentra formando parte de la materia orgánica del suelo o combinado con ácidos húmicos y fosfórico en los humatos y fosfhumatos de Ca. El calcio iónico se encuentra fijado por el complejo adsorbente o libre en las soluciones del suelo (Urbano, 1995).

El contenido de Ca en la corteza terrestre es aproximadamente del 3.6 %. La liberación del Ca^{2+} adsorbido depende de los procesos de acidificación del suelo, como lo son: el CO_2 , la descomposición de la materia orgánica, nitrificación, azufre, raíces, etc. En muchos suelos, el calcio fijado en el complejo y el unido a los compuestos húmicos es el más abundante (Porta, 2015).

1.2.49 Magnesio

Se localiza entre los minerales arcillosos del suelo o está asociado con el intercambio de cationes en la superficie de las arcillas, como la clorovita, vermiculita y montmorillonita. La tasa de liberación de Mg de éstas es generalmente baja. En el suelo, está presente en tres formas según Mikkelsen (2010).

1. Magnesio de la solución del suelo: Está en equilibrio con el Magnesio intercambiable y esta fácilmente disponible para las plantas.
2. Magnesio intercambiable: es la fracción más importante para determinar el magnesio disponible. El magnesio adsorbido electrostáticamente a las partículas de arcilla y materia orgánica, dependiendo su liberación del efecto que tiene la absorción de un Mg^{2+} en la solución del suelo, en el equilibrio con la fracción intercambiable. Normalmente en equilibrio con el Mg^{2+} de la solución del suelo.
3. Magnesio no intercambiable: Mg^{2+} como componente de los minerales primarios en el suelo. El Mg^{2+} está en la red de cristal la cual es la base estructural directa en el suelo. El Mg^{2+} está en la red de cristal la cual es la base estructural directa de los silicatos del suelo. Como el proceso de descomposición de los minerales en el suelo es muy lento, esta fracción de Mg^{2+} no está disponible para las plantas.

1.2.50 Potasio (K)

El contenido de potasio en el suelo se halla entre 0.3 y 3% esta cantidad está presente casi exclusivamente en forma inorgánica (Kali, 2013).

El potasio en el suelo se clasifica generalmente en cuatro formas según SMART (2008).

1. Potasio estructural / potasio de reserva; (90-98%) se encuentra en la estructura cristalina de los feldespatos, arcillas y micas. Las plantas no pueden utilizar el potasio en estas formas insolubles. Sin embargo, con el tiempo, en procesos lentos de meteorización, estos minerales liberan cantidades pequeñas de potasio a la solución del suelo.
2. Potasio fijado; 1-10% está atrapado en el espacio interior de las arcillas. Los minerales de arcilla en el suelo tienen la capacidad de fijar potasio. El potasio fijado no es disponible para las plantas. A través de cambios en la humedad del suelo, el potasio fijado se libera lentamente a la solución del suelo. En los análisis de suelos regulares no se miden el potasio fijado.
3. Potasio intercambiable; es una forma disponible, que las plantas pueden extraer fácilmente. Esta fracción de potasio está absorbida en la superficie de las partículas de arcilla y materia orgánica en el suelo. Se encuentra en equilibrio con la solución del suelo y se desplaza rápidamente cuando las plantas absorben el potasio de la solución del suelo.
4. Potasio en la solución del suelo; está inmediatamente disponible para las plantas. Sin embargo, las cantidades presentes en la solución del suelo son muy pequeñas. Cuando la planta extrae el potasio de la solución del suelo, su concentración se repone inmediatamente por el potasio en la forma intercambiable.

1.2.51 Fertilizantes

Contaminación de fertilizantes sintéticos El nitrógeno es el nutrimento aplicado más extensivamente como fertilizante, seguido por el fósforo y potasio. Los fertilizantes nitrogenados se caracterizan por su baja eficiencia en su uso por los cultivos, misma que puede ser menor al 50% (Keeney, 1982), lo que trae como consecuencia un impacto ambiental adverso, tal como contaminación de mantos acuíferos con NO_3^- , eutrofización, lluvia ácida y calentamiento global (Ramanathan *et al.*, 1985). La roca fosfórica, que es la materia prima de los fertilizantes fosforados, tiene cantidades importantes de cadmio dependiendo del tipo de roca (Gilliam *et al.*, 1985) y el uso continuo de este fertilizante induce la acumulación en el suelo de cadmio, elemento que es indeseable por su riesgo de toxicidad en plantas y animales (Mengel y Kirkby, 1982). Otro problema no menos importante es la contaminación de aguas superficiales y subterráneas con nitratos y la emisión de gases de nitrógeno a la atmósfera (NO y N_2O) que es consecuencia del uso inadecuado de fertilizantes nitrogenados (Castellanos y Peña-Cabriales, 1990; Puckett, 1995; Gilliam *et al.*, 1985) y de la aplicación de láminas inapropiadas de agua de riego, y asociado a esto, está el riesgo de acumulación de nitratos en frutos y verduras comestibles, así como en acuíferos, lo cual es de alto riesgo para la salud humana cuando la concentración de NNO_3 supera el 0.2% en las partes comestibles de las plantas como frutos de hortalizas o verduras y en agua potable llega a 10 ppm (Malakouti *et al.*, 1999).

La eficiencia de un fertilizante sobre el rendimiento (incremento de este por cada kg de nutrimento aplicado dentro de un mismo sistema de cultivo) varía según la fuente del nutrimento.

La eficiencia de recuperación (porcentaje del nutrimento aplicado en el fertilizante que es absorbido por la planta) también es diferente y es en promedio de 50, 30 y 60 % para el N, P y K aplicado, respectivamente.

En general, la eficiencia de un fertilizante depende de las características del suelo, del manejo del cultivo y de las condiciones climáticas. Por ello, la selección, momento y forma de aplicación adecuados del fertilizante ayudará a lograr una mayor eficiencia agronómica y una mejor recuperación de la inversión por el fertilizante.

Índice de acidez. Se expresa como el equivalente en kg de CaCO₃ suficiente para contrarrestar la acidez. Dicho equivalente puede expresarse en función del nutrimento o del fertilizante.

Fertilizantes con efecto residual muy ácido, como el amoníaco anhidro, el sulfato de amonio y el superfosfato triple no se deberían aplicar a suelos ácidos, porque puede dañar a la plántula, raíces y reducir la producción. También pueden aumentar las condiciones para una mayor disponibilidad de elementos tóxicos (Mn, Fe y Al) o para que exista una mayor fijación de P. Es preferible el uso de estos fertilizantes en suelos con pH alcalino. El nitrato de sodio y de potasio tiene un índice básico, por lo que su uso se recomienda preferentemente en suelos ácidos.

Cuadro 2 Fertilizantes y sus índices de salinidad, basicidad y acidez (Manual de edafología, 2005)

Fertilizante	Nutrimento %	Índice salino	índice básico	índice ácido
Nitrógeno (N)				
Amoníaco anhidro	82	0.572		148
Nitrato de amonio	35	2.99		62
Sulfato de amonio	21	3.253		110
Fosfato monoamónico	11	2.453		58
Fosfato diamónico	18	1.614		70
Solución nitrogenada	40	1.93		57
Nitrato de potasio	13-14	5.336		
Nitrato de sodio	16	6.06	29	
Urea	45-46	1.618		71
Superfosfato simple	20	0.39	neutro	
Superfosfato triple (SFT)	46	0.21	neutro	
MAP	48	0.485		
DAP	46	0.637		
Potasio (K) Cloruro				
de potasio	60	1.936	neutro	
Nitrato de potasio	44-46	1.58	26	
Sulfato de potasio	50	0.853	neutro	
Sulfato de K y Mg	22	1.971	neutro	

Índice salino Se refiere al aumento de la presión osmótica en la solución del suelo por la aplicación de un fertilizante, respecto al efecto del nitrato de amonio.

Las sales del fertilizante soluble se concentran alrededor de la zona de aplicación del fertilizante, y si ellas alcanzan las raíces o semillas, entonces se producen daños por deshidratación, menor disponibilidad de agua y toxicidad. Estos síntomas se conocen como quemado por fertilizante, la planta se deshidrata y presenta síntomas parecidos a los de sequía. Para reducir estos daños, se deben preferir los fertilizantes con menor índice salino.

Ion acompañante Se refiere a otros nutrimentos, que no sean N, P y K, que se encuentran en los fertilizantes. La presencia de ellos, algunas veces puede ser benéfica (cuando hay deficiencias de dicho elemento), pero en otras puede causar problemas (por ejemplo, cuando el cultivo es sensible a algún nutrimento). Cuando sea necesario aplicar algún nutrimento secundario, también se deberá considerar su efecto en el pH del suelo

Efecto inmediato del fertilizante en el pH del suelo Se refiere al cambio que se Produce alrededor del gránulo durante la disolución del fertilizante afectando la eficiencia de la fertilización y que no es considerado por el índice de acidez o alcalinidad.

En suelos muy ácidos se recomienda el uso de DAP y superfosfato simple, en cambio en suelos alcalinos, el MAP y SFT han representado mayores eficiencias de recuperación.

Cuadro 3 Efecto inmediato del fertilizante sobre el pH del suelo y sistema de cultivo (Manual de edafología, 2005)

Fertilizante	pH	Sistema de cultivo
Urea	> 7.0	Volatilización del amoníaco si no está cubierto; toxicidad por amoníaco a la planta
Amoníaco anhidro	> 7.0	Volatilización del amoníaco si no está cubierto; toxicidad por amoníaco a la planta
MAP	< 2.0	Fijación de P en suelos ácidos y solubilización de Al
SFT	< 3.5	Fijación de P en suelos ácidos y solubilización de Al
DAP	> 7.0	Fijación de P en suelos alcalinos

1.2.52 Maíz Azul

La mayoría de los maíces azules son típicamente de grano harinoso. El endospermo es de textura suave. El color azul se encuentra en la capa de células llamada aleurona, donde una mayor concentración de pigmentos de antocianina hace que los granos parezcan negros (Betrán *et al.*, 2001; Dickerson, 2003).

1.2.53 Características de la planta

La mayoría de las razas de maíz azul muestran características muy variables de la planta, incluidos los periodos de floración y la desigual altura entre plantas. Otra característica peculiar es el mayor número de tallos por planta, que muchas veces no producen mazorcas (Dickerson, 2003).

La precocidad es una característica ligada a las condiciones climáticas locales de donde provienen las poblaciones y también es un criterio a tomarse en cuenta durante su adaptación a los Valles Altos. En los Valles Altos de la Mesa Central de México se han localizado maíces azules con floración masculina y femenina precoz (Espinosa *et al.*, 2006). Los días a floración masculina y femenina de los criollos azules de la Mesa Central de México varía de 104 a 110 días (Arellano *et al.*, 2003; Herrera *et al.*, 2004). Las variedades azules derivadas de la raza Chalqueña tienen una floración más precoz, entre 80 y 90 días (Antonio *et al.*, 2004).

Las características agronómicas que varían dentro de los maíces azules son: días a floración masculina y femenina, número de hileras por mazorca, largo y ancho del grano (Espinosa *et al.*, 2006). De acuerdo con Antonio *et al.* (2004) existe una notoria variación genética en el intervalo entre floración masculina y femenina que va de 4.4 días a 8 días.

1.2.54 Nitrógeno en planta

Las formas iónicas que una raíz puede absorber son el nitrato NO_3^- y el amonio NH_4^+ . Como la mayor parte del nitrógeno está en forma orgánica, es necesaria una actividad microbiológica que lo convierta en amonio o nitrato. Según Wilson (1987), las principales funciones del N en la planta son:

1. Componente de la molécula de clorofila.
2. Componente de aminoácidos, unidad estructural de las proteínas.
3. Esencial para la utilización de carbohidratos.
4. Componente de las moléculas de enzimas, vitaminas y hormonas.
5. Estimula el desarrollo y actividad radicular.

1.2.55 Fósforo en la planta

Las raíces de las plantas absorben el fósforo de la solución del suelo como el ion ortofósforo: $\text{H}_2\text{PO}_4^{-2}$ o bien, $\text{H}_2\text{PO}_4^{-}$ (fosfatos). La forma en que es absorbido se ve afectado por el pH. Cuando es más alto predomina la forma $\text{H}_2\text{PO}_4^{-}$. La movilidad del fósforo en el suelo es muy limitada y, por lo tanto, las raíces lo absorben en su entorno inmediato. Desde que la cantidad del fósforo en la solución del suelo es baja, la mayor parte de la absorción es activa, contra el gradiente de la concentración (es decir, la concentración es mayor en las raíces que en la solución del suelo). La absorción activa es un proceso que consume energía, así que las condiciones que inhiben la actividad de las raíces, son las bajas temperaturas, el exceso de aguacate, etc. (Munera, 2014).

Las principales funciones son:

1. Participa en los procesos de fosforilación, fotosíntesis, respiración y en la síntesis y la descomposición de los carbohidratos, proteínas y grasas.
2. Componente esencial de la membrana celular.
3. Fomenta enraizamiento y macollamiento de los cultivos.
4. Interviene en la floración y acelera la maduración de los frutos.
5. Facilita la asimilación del nitrógeno.

1.2.56 Potasio en la planta

La planta absorbe el potasio como K^+ , sin embargo el calcio y magnesio en altas concentraciones limitan su efectividad (Hernández *et al.*, 2010).

1. En la fotosíntesis, regula la apertura y cierre de los estomas, y por lo tanto regula la absorción de CO_2 .
2. Es esencial para la producción de ATP.
3. Mejora la tolerancia de la planta al estrés hídrico.
4. En la síntesis de almidón, la enzima responsable del proceso esta activada por el potasio.

1.2.57 Características agronómicas de los maíces azules

Es difícil citar a todas las variedades existentes de maíz (criollo, mejorado e híbrido), ya que los nombres cambian según la región del país donde se cultive. Con la introducción de los maíces híbridos y el mejoramiento del cultivo se han aumentado sensiblemente los rendimientos por unidad de producción, además de disminuir las pérdidas por enfermedades.

En el mercado existe una amplia gama de variedades mejoradas; sin embargo, esta tecnología no está al alcance de muchos agricultores, porque muchas veces no es posible conseguir una variedad específica a una zona o porque su precio es muy elevado.

Los maíces criollos locales, que han sido desarrollados durante varias generaciones, siguen siendo los más apropiados, por su adaptación y sus características de producción y consumo. Sin embargo, las variedades criollas, que han sido seleccionadas por los productores y los consumidores locales, pueden mejorarse con mayor rendimiento, (Bergvinson *et al.*, 2007).

1.2.58 Desafío del campo morelense

El sector agrícola es uno de los sectores más afectados por la implementación de nuevas tecnologías que en algunos casos son las más inadecuadas para las condiciones de México, la principal producción en el estado de Morelos es la agricultura por lo que es necesario implementar nuevas tecnologías que permitan mejorar los rendimientos agrícolas y disminuir la contaminación en el proceso. La agricultura son una de las principales fuentes de contaminación en suelos, agua y el aire causando serios problemas ambientales, pese a esta

situación aún se siguen aplicando prácticas agrícolas ineficientes y un manejo inadecuado de fertilizantes, dando como resultado que gradualmente los suelos óptimos para la agricultura vayan perdiendo sus características físico-químicas, teniendo que recurrir al uso intensivo de todo tipo de agroquímicos para poder tener rendimientos que generen ganancia a los productores, es por esta razón que se tiene que empezar a restaurar las características de suelos sin tener que bajar el rendimiento productivo y disminuyendo el uso de agroquímicos, el uso de biofertilizantes *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense* son una alternativa para restaurar las propiedades del suelo ya que estimula el crecimiento de la raíz y el uso conjunto de ambos biofertilizantes tienen grandes beneficios como : estimular el crecimiento y nutrición del cultivo así como optimizar el uso de fertilizantes disminuyendo la contaminación de suelo, agua y aire manteniendo y mejorando la producción agrícola, siendo el *Azospirillum* un potenciador de las micorrizas haciendo que estas tengan mejores resultados, además de ser de bajo costo y fácil aplicación, puede aplicarse en diferentes etapas del crecimiento de la planta y poder aplicarse a la gran mayoría de cultivos.

Capítulo 2

2.1 JUSTIFICACIÓN

El estado de Morelos no cuenta con la aplicación adecuada de tecnologías si bien es un estado principalmente agrícola cuya mayor generación PIB es el sector primario las nuevas tecnologías no están presentes en la mayoría del campo morelense, si sumamos el deficiente manejo de fertilizantes, el crecimiento demográfico, cambio climático, desarrollo poco sustentable y la demanda creciente sobre alimentos que ocasionan alteraciones ambientales como lluvia ácida, eutrofización etc. así como introducción de compuestos químicos al suelo y al ambiente, tenemos un problema a corto y largo plazo siendo necesario desarrollar estrategias que impulsen el desarrollo de actividades agrícolas sustentables y que permitan implementar tecnologías innovadoras para reducir los impactos generados en el ambiente por este tipo de actividad sin perder ni disminuir la producción agrícola, mejorando la producción agrícola en el estado, este trabajo de investigación plantea ser fundamental en la solución de los problemas productivos y medioambientales, ya que una de las principales problemáticas del estado de Morelos son los suelos altamente alcalinos en la zona sur por que el uso de micorrizas es apropiado en este suelo debido a que las hifas excretan principalmente ácido oxálico que ayuda a desgastar las superficies rocosas; además el diámetro que presenta el ápice de una hifa comparado con el ápice de una raíz, le confiere una gran ventaja a la planta pues le permite explorar sustratos a los cuales no podría alcanzar sin la asociación con su hongo ectomicorrízico, por esta razón la investigación está enfocada desde el punto de vista productivo y medioambiental mejorando los rendimientos de maíz y restaurando las propiedades productivas del suelo de una manera sustentable teniendo en cuenta el suelo, fertilizantes y la optimización y sinergia entre estos.

2.2 Objetivo general

Evaluar la aplicación de biofertilizantes al suelo y planta, así como sus efectos en la asimilación y disponibilidad de nutrimentos, como alternativa al uso de fertilizantes químicos.

2.3 Específicos

1. Medir la cantidad de N, P, K que absorbe la planta en los diferentes tratamientos y medir los efectos de los biofertilizantes en la planta.
2. Evaluar el efecto de los biofertilizantes en las propiedades del suelo.

Capítulo 3

3.1 DISEÑO EXPERIMENTAL

Se analizó y caracterizó un tipo de suelo, los análisis que se realizaron fueron: Color, pH, Conductividad eléctrica, Cationes intercambiables, Materia orgánica, Nitrógeno total, Fósforo extractable y Textura.

El diseño experimental fue completamente al azar con seis tratamientos, T0 corresponde al testigo que fue una muestra del suelo sin tratamiento de micorrizas, T1 será el suelo con una dosis de 5 mg/L de micorrizas y *Azospirillum brasilense*, T2 15 mg/L de micorrizas y *Azospirillum brasilense*, T3 25 mg/L de micorrizas y *Azospirillum brasilense*, T4 una dosis de fertilizante químico (30 g de 120-80-60) y T5 una dosis de fertilizante 120-80-60 y 15 gramos de micorrizas y *Azospirillum brasilense*, cada tratamiento constará de diez repeticiones que serán distribuidas aleatoriamente en el invernadero y se realizará un pretratamiento con 50g. de micorrizas del género *Glomus* y 50 g. de *Azospirillumbrasilense* en la semilla antes de la siembra, excepto el testigo y T5, se realizó una inoculación de micorrizas en T1, T2 T3 y T5 y aplicando una dosis de fertilizante 120-80 -60 enT4, el experimento constó de un ciclo de maíz (3 meses).

Una vez terminado el experimento se realizaron dos tipos de análisis uno a la planta demaíz (N, P, K) y otro análisis al suelo. Los análisis que se realizaron al suelo fueron: Ca, Mg, N, P, K, Mo, pH, Textura, Dap, CE.

Semanalmente se midieron tres parámetros en la planta de maíz, diámetro de tallo, número de hojas y altura de la planta, además se midió la intensidad luminosa cada 12 horas.

La toma de datos inició 21 días después de la siembra.

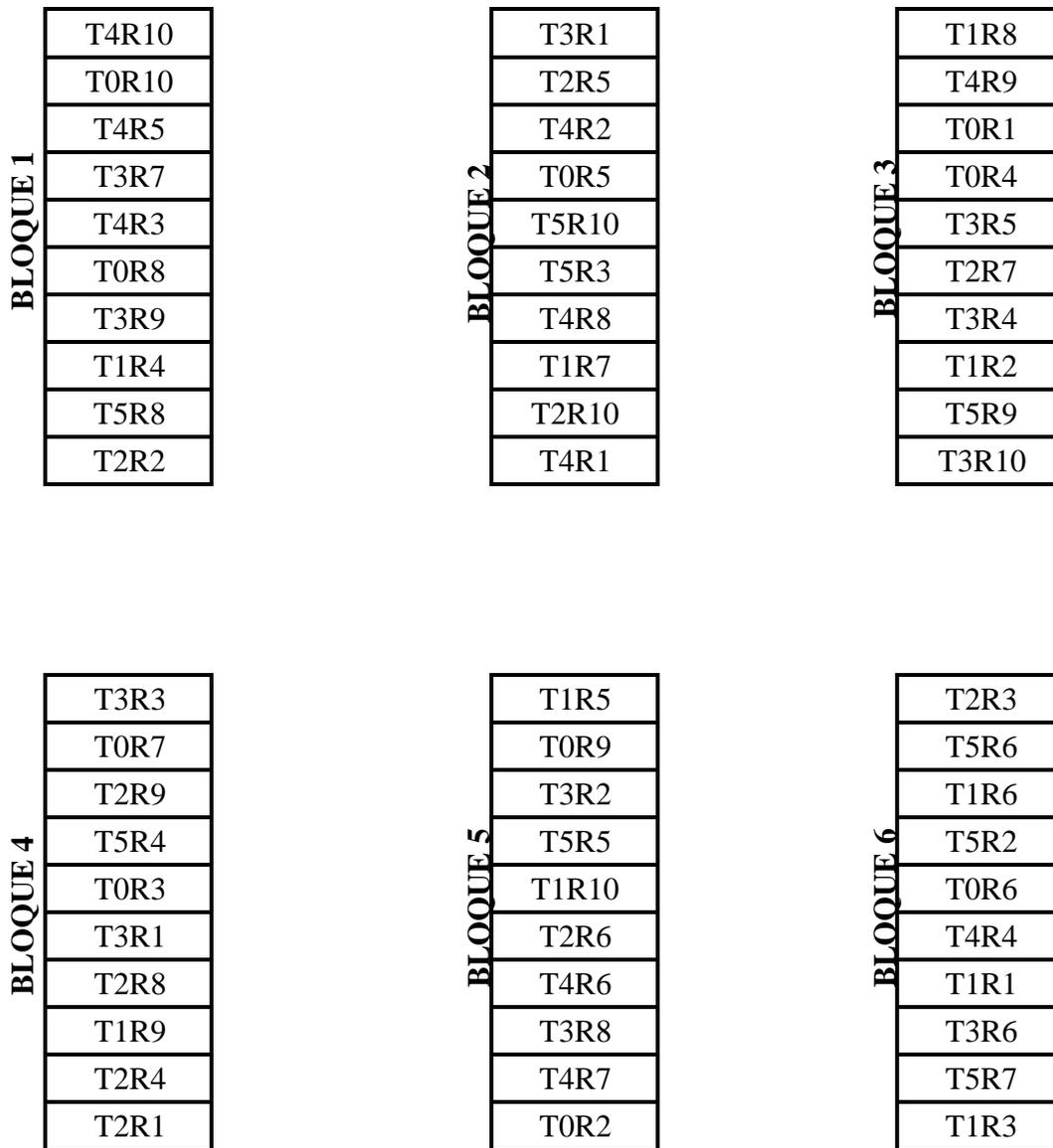


Figura 6 Distribución de los tratamientos en el invernadero

3.2 ESTRATEGIA EXPERIMENTAL

Para el establecimiento del experimento se muestreó un suelo perteneciente al municipio de Ayala, poblado de Anenecuilco, en el campo conocido como Matarata; la colecta del suelo se hizo a una profundidad de 20 cm en nueve puntos diferentes de la parcela, la colecta de cada muestra se realizó de 300 g. Una vez colectado el suelo, se puso a secar a la sombra durante cuatro días y se realizaron los análisis fisicoquímicos. Se determinó que el suelo cumplió con las características deseadas para la experimentación. Posteriormente se realizó una colecta de suelo de aproximadamente 12 bultos de 50 kg cada uno, para el desarrollo del experimento.

La etapa experimental se realizó en el campo experimental de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, en el invernadero del Dr. Oscar Villegas. Investigador de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la UAEM. Para el desarrollo del experimento se utilizaron 60 bolsas de polietileno con una capacidad de 18 litros, a las cuales se les hizo cuatro perforaciones en la parte inferior.

3.2.1 Material genético

La planta que se utilizó para el experimento fue maíz criollo azul que proporcionó el Dr. Gregorio Bahena, catedrático e investigador de la Escuela de Estudios Superiores de Xalostoc UAEM, el control de malezas se hizo de forma manual y el control de plagas se realizó con aplicaciones del insecticida Birracional (Thurinsect / *Bacillus thuringiensis*).

3.3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.3.1 Localización del sitio experimental

El trabajo de investigación se desarrolló en un invernadero tipo túnel con cubierta plástica de color blanco y con malla antiáfidos en las paredes laterales, ubicado en el campo experimental de la facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, cuya localización es de $18^{\circ} 56''$ latitud norte y $99^{\circ} 13''$ oeste, a 1,560 msnm.

La precipitación media anual es de 1,243 mm y la temperatura de 20°C , con un clima semicálido con lluvias en el verano (García, 1981).



Figura 7 Invernadero en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (Google Maps, 2017).



Figura 8 Sitio del muestreo de suelo (Google Maps, 2017). ubicación: $18^{\circ}48'56.0''\text{N } 99^{\circ}02'09.2''\text{W}$.

3.3.2 Ejido de Anenecuilco

Es una población perteneciente al municipio de Ayala, Morelos, donde se colectó la muestra de suelo para el trabajo experimental, se ubica geográficamente entre los paralelos 18° 46' de latitud norte y los 98° 59' de longitud oeste del meridiano de Greenwich, a una altura de 1,200 metros sobre el nivel del mar.



Figura 9: localización del poblado de Anenecuilco (Google Maps, 2017).

3.3.3 Clima

Tiene un clima semicálido - semihúmedo, registra una temperatura media anual de 20-25 °C, con una precipitación anual de 964 mm. y el periodo de lluvias se presenta en los meses de junio a octubre.

3.3.4 Hidrografía

Este municipio se beneficia con la afluencia de la microcuenca del río Cuautla: del río Ayala que se favorece con los escurrimientos de las barrancas, El Hospital y Calderón; estos ríos se unen al este de la cabecera y siguen su curso, hacia el sur, pasando por Abelardo Rodríguez, Olintepic y Moyotepec, en donde recibe las aguas de la barranca de Ahuehuevo.

La parte oriente del municipio, la cruza la barranca de la Cuera, los Papayos y los Guayabos, que atraviesan Tlayecac, y sigue hacia el sur pasando por Xalostoc, y aguas abajo se une al río Cuautla. Posteriormente, este río sigue por San Vicente de Juárez y Tecomalco, para desembocar en el Amacuzac y finalmente al Río Balsas. Cuenta también con pequeños manantiales como el Axocoche, El Colibrí y el Platanal; además de unos pequeños vasos de agua en Anenecuilco, Xalostoc, Moyotepec y una presa en Palo Blanco.

3.3.5 Flora

La vegetación es la de selva baja caducifolia, principalmente encontramos cubatas, cazahuates, tulipanes, amates, framboyanes, guamúchil, guaje colorado, mezquite, palo dulce, bonete, tepejuaje, frutales tales como anono, chirimoyo, mamey, ciruelo y guayabo.

3.3.6 Fauna

La fauna es muy variada, entre ellos tenemos al mapache o tejón, conejo, zorrillo, armadillo, tlacuache, coyote, urraca, zopilote, lechuza, gavián, iguana y escorpión. Entre los peces se cuenta con bagre y mojarra.

3.3.7 Descripción del área donde se hicieron los análisis

El análisis de las muestras de suelo se realizó en los laboratorios de Suelos y Química Ambiental del Centro de Estudios Profesionales (CEP) del Colegio Superior Agropecuario del Estado de Guerrero (CSAEGRO), ubicados en el km 14.5 de la carretera Iguala-Cocula; en las coordenadas geográficas 18° 15' 26" latitud norte y 99° 39' 26" longitud oeste del meridiano de Greenwich, a una altura de 640 msnm (García, 1988).

3.3.8 Muestreo del sitio

Para este trabajo de investigación, se hicieron muestreos en campo el 29 de enero de 2017 en el ejido de Anenecuilco, Morelos en el campo conocido como "matarata", se colectaron nueve muestras en nueve puntos de la parcela, a una profundidad de 20 cm, las muestras se colocaron en bolsas de polietileno, se etiquetaron y se trasladaron a la Universidad Autónoma del Estado de Morelos y posteriormente se trasladaron a los laboratorios del CEP para los análisis correspondientes.

3.3.9 Siembra

La semilla se dejó reposar en agua durante 24 horas un día antes de su siembra y se le aplicó una solución fijadora de 5 gramos de carbonato de calcio en 1 litro de agua durante 6 horas y 50 g de micorrizas del género *Glomus* y 50 g de *Azospirillum brasilense* para los tratamientos T1, T2, T3, T5 y para T0 y T4 se reposó en agua durante 24 horas antes de la siembra.

3.3.10 Ajuste de la densidad de población

El ajuste de la densidad de población se hizo en forma manual a los 25 días después de la siembra, cortando con una navaja la planta a ras de suelo y dejando solamente una planta por bolsa para tener una densidad de 60 plantas.

3.3.11 Fertilización

La fertilización se llevó a cabo manualmente en una aplicación a los 35 días de la después de la siembra, los fertilizantes que se ocuparon fueron: Urea, superfosfato de calcio triple y cloruro de potasio, con 40% de N, 46% de P_2O_5 y 60% de K_2O , respectivamente.

3.3.12 Control de malezas

El control de malezas se realizó manualmente cuando las hierbas no deseadas aparecían en el experimento.

3.3.13 Control de plagas

Para el control del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) se utilizó THURINSECT que es un bioinsecticida birracional a base de la bacteria *Bacillus Thuringiensis*, en una dosis de 2.5 g L^{-1} .

3.3.14 Cosecha

La cosecha se realizó el 2 de abril de 2018 cuando la planta comenzó a espigar, esta labor se hizo manualmente.

3.3.15 Altura de la planta

La altura de la planta se tomó con un flexómetro desde la base del tallo hasta la parte terminal de la panoja, la medición se realizó semanalmente en cada uno de los tratamientos y sus repeticiones.

3.3.16 Diámetro del tallo

Los análisis se realizaron de acuerdo con la Norma Oficial Mexicana NOM-021 SEMARNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudios, muestreo y análisis.

Cuadro 4 Análisis y Metodología del experimento.

Análisis	Referencia
Color	Cartas Munsell SSSA (1993)
Densidad aparente g cm⁻³	Probeta (Coras,1987)
pH	Electrométrico
Materia Orgánica (%)	Walkley y Black modificado por Walkley (1947)
Nitrógeno total	Estimado
Fósforo extractable	Olsen y Dean (1965)
Análisis mecánico	Bouyoucos (1951)
Ca y Mg intercambiables meq/ 100 gs.s.	Extracción con acetato de amonio 1N (Thomas, 1982)

Para la textura del suelo se determinó por el método de Bouyoucos (1951), mide las partículas en suspensión, la agitación es una herramienta importante para obtener resultados con el menor grado de error. Para realizar los cálculos se utiliza la ley de Stokes, donde la velocidad de las partículas que caen por acción de la gravedad determina su cantidad de arena, limo y arcilla; las variables que interfieren es el tamaño de la partícula, el porcentaje de humedad del suelo y el peso utilizado (Anadón 2004).

Para el color de suelo se determinó por el método de cartas de Munsell SSSA (1993) que mide el color en húmedo y seco para determinar de manera rápida su composición.

Textura del suelo

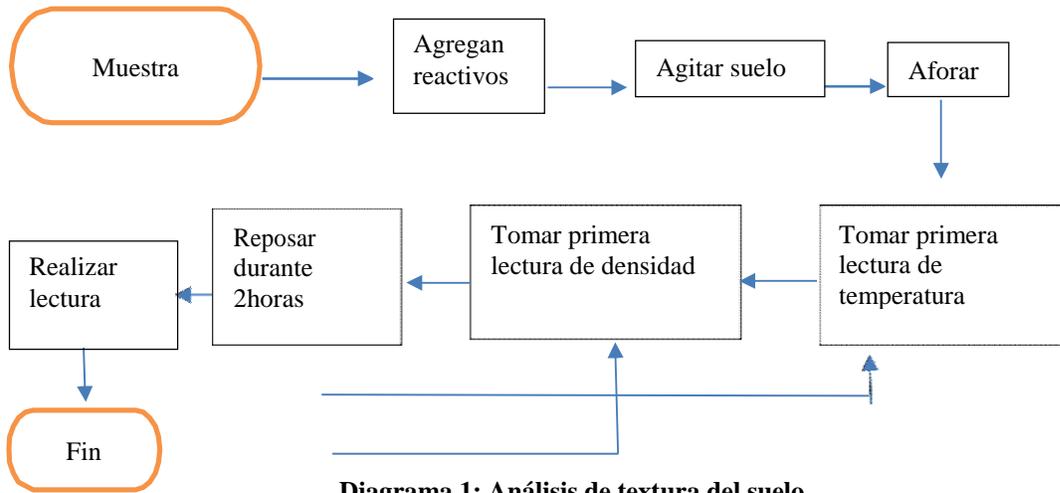


Diagrama 1: Análisis de textura del suelo

Densidad aparente

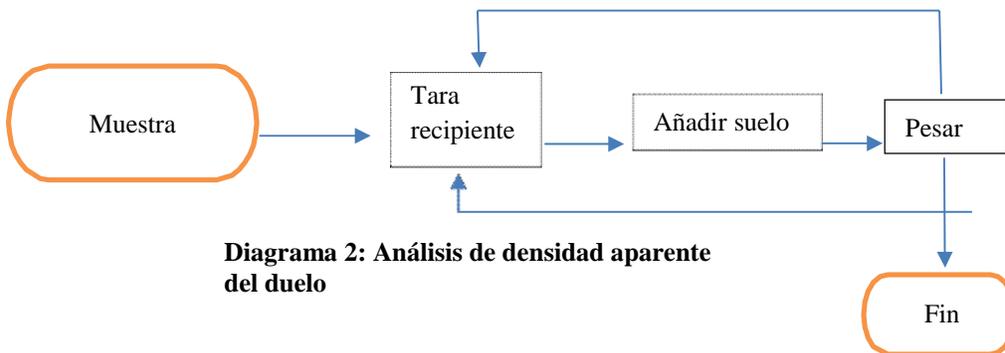


Diagrama 2: Análisis de densidad aparente del suelo

Color del suelo

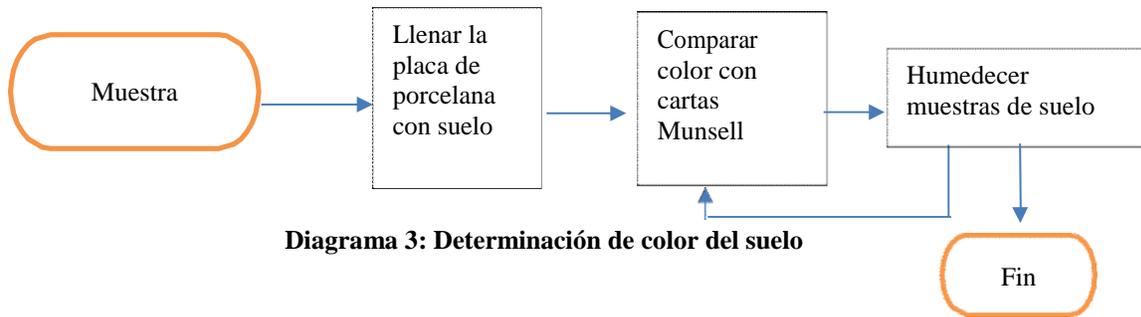


Diagrama 3: Determinación de color del suelo

pH

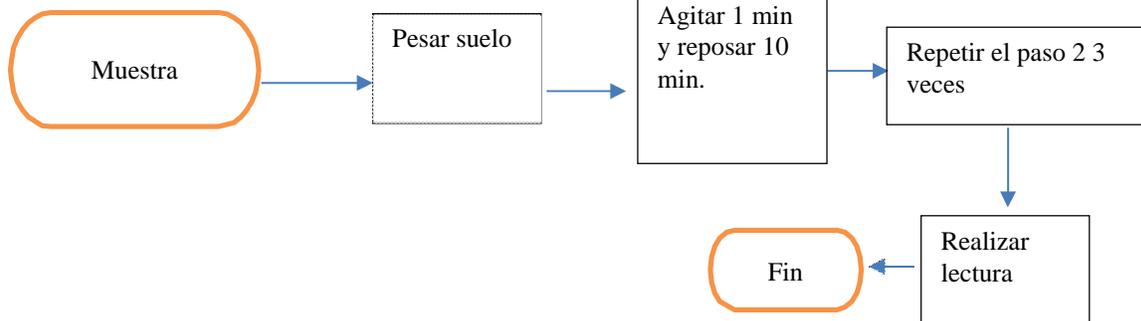


Diagrama 4: Determinación de pH en el suelo

Materia orgánica

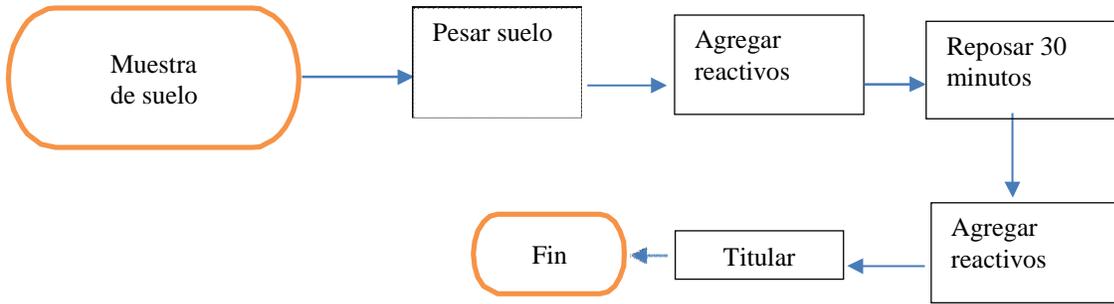


Diagrama 5: Determinación de materia orgánica

Fosforo

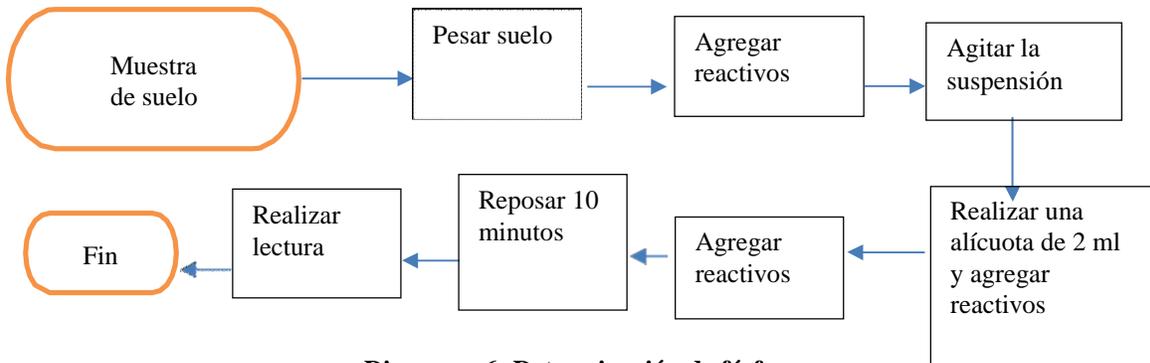


Diagrama 6: Determinación de fósforo

Cationes intercambiables

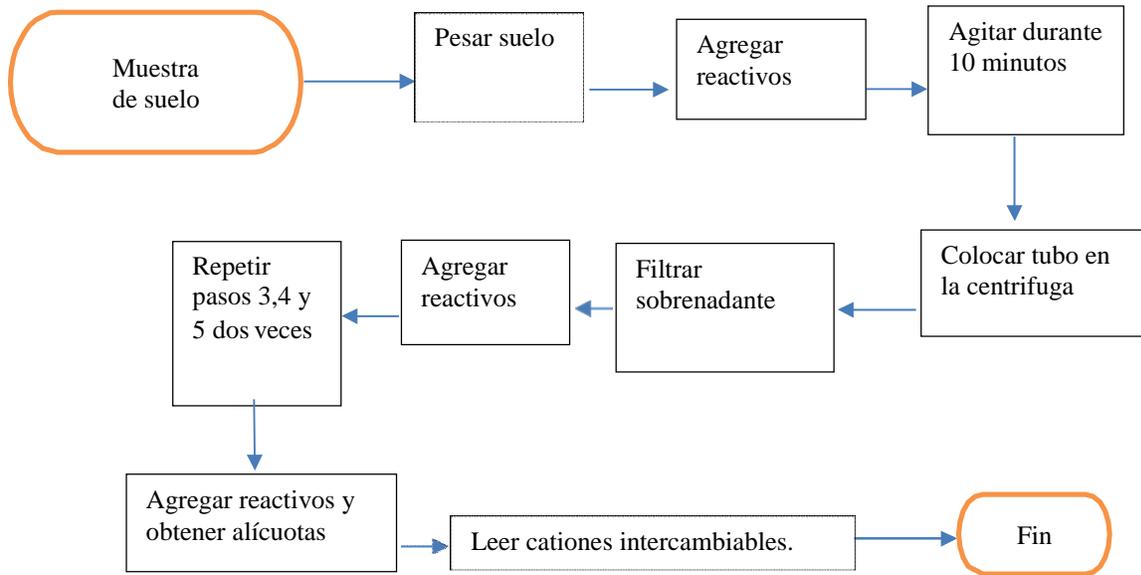


Diagrama 7: Determinación de cationes intercambiables

Capítulo 4

4.1 RESULTADOS

4.1.1 SUELO

4.1.2 Textura

Tomando como referencia el triángulo de texturas (Figura 1A), se presentan los resultados obtenidos.

Cuadro 5 Clasificación de la textura del suelo.

Sitio	Análisis mecánico del suelo (%)			<i>Clasificación textural</i>
	Arena	Arcilla	Limo	
Matarata	21	45	34	Arcilla

La clasificación de texturas se basa especialmente en la cantidad de partículas menores de 2 mm de diámetro la textura del suelo, el uso de biofertilizantes no afecta la textura del suelo, para que su composición cambiara tendrían que pasar cientos de años por lo que el suelo no cambió manteniéndose como una arcilla.

4.1.3 Color del suelo

Al igual que la textura del suelo un cambio en la coloración del mismo tarda muchos años en realizarse por lo que el color del suelo no cambio al finalizar la experimentación (cuadro 6).

Cuadro 6 Determinación del color en seco y húmedo del suelo, de acuerdo con la tabla de Munsell.

Sitio	Color del suelo		
	Seco	Clasificación	Húmedo <i>Clasificación</i>
Matarata	2.5Y 6/1	Gris	2.5Y 4/1 Gris oscuro

4.1.4 Densidad aparente

En el cuadro 7 se presenta el valor obtenido para esta característica

Cuadro 7 Densidad aparente (Dap) del suelo.

<i>Sitio</i>	Densidad aparente (g mL ⁻¹)
Matarata	0.71

Los resultados obtenidos en Dap indican que es un suelo poroso, bien aireado, con buen drenaje, óptimo para un desarrollo adecuado de las raíces, las micorrizas y el *Azospirillum* van a trabajar de manera adecuada.

4.1.5 Reacción del suelo (pH) y Conductividad eléctrica

La reacción del suelo es un buen indicador de la calidad de los suelos cultivados con maíz; en este caso, el suelo analizado resultó moderadamente alcalino (cuadro 8 y cuadros 4A y 5A).

Cuadro 8 Valores de pH y Ce obtenidos y su clasificación de acuerdo a los cuadros 4A-5A.

<i>Sitio</i>	Tratamiento	pH	Clasificación	Ce (ds m ⁻¹)	Clasificación
Matarata	T0	7.80	Moderadamente alcalino	0.369	EDS
	T1	7.82	Moderadamente alcalino	0.392	EDS
	T2	7.93	Moderadamente alcalino	0.338	EDS
	T3	7.83	Moderadamente alcalino	0.348	EDS
	T4	7.80	Moderadamente alcalino	3.200	Moderadamente salino
	T5	7.34	Moderadamente alcalino	3.118	Moderadamente salino

EDS = Efectos Despreciables de Salinidad

Los valores de la C.E. obtenidos en los sitios muestreados, resultaron sin problemas de salinidad en los tratamientos T0, T1, T2, y T3; sin embargo, T4 y T5 fueron moderadamente salinos, debido a la adición de los fertilizantes químicos.

4.1.6 Materia orgánica y Nitrógeno total

De acuerdo con la clasificación propuesta por la Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000 (cuadros 6A y 7A), los suelos analizados se encuentran dentro de las clases Muy Alto, Alto, en su contenido de materia Orgánica y en un rango Medio y Alto en contenido de Nitrógeno total (cuadro 9).

Cuadro 9 Contenido de materia orgánica y nitrógeno total de acuerdo al cuadro 6A.

<i>Sitio</i>	<i>Tratamiento</i>	<i>Materia orgánica (%)</i>	<i>Clasificación</i>	<i>Nitrógeno total (%)</i>	<i>Clasificación</i>
Matarata	T0	6.39	Muy Alto	0.3195	Medio
	T1	5.75	Alto	0.2875	Medio
	T2	6.39	Muy Alto	0.3195	Medio
	T3	5.75	Alto	0.2875	Medio
	T4	8.30	Muy Alto	0.415	Alto
	T5	6.39	Muy Alto	0.3195	Medio

Los niveles de materia orgánica bajaron en todos los casos tomando como referencia el análisis previo que se realizó al suelo (cuadro 1A), siendo el T4 el que menos bajo su concentración de MO, seguido de T5, T2 Y T0.

La concentración de nitrógeno tomando como referencia (cuadro 1A) cambio de muy alta a media en los casos de T0, T1, T2, T3, Y T5 debido al uso de biofertilizantes que ayudan a la planta en su absorción de N y una disminución de concentración muy alta a alta en el caso de T5.

4.1.7 Fósforo extractable

De acuerdo con la clasificación propuesta por la Norma Oficial Mexicana (NOM-021-SEMARNAT-2000) para el método Olsen (cuadro 8A), los valores se encuentran en diferentes rangos como se muestra en el cuadro 10.

Cuadro 10 Contenido de fósforo extractable mg kg⁻¹ por el método Olsen en los suelos analizados

<i>Sitio</i>	<i>Tratamiento</i>	Fósforo extractable (mg kg⁻¹)	<i>Clasificación</i>
Matarata	T0	2	Bajo
	T1	4	Bajo
	T2	2	Bajo
	T3	6	Medio
	T4	14	Alto
	T5	20	Alto

Los niveles de fósforo en T0, T1, T2, T3 cambiaron de una concentración alta a media (cuadro 1A) y en T5 aumento la concentración de fósforo disponible cambiando de 17 mg kg⁻¹ suelo original a 20 mg kg⁻¹, por lo que la utilización de biofertilizantes y fertilizantes químicos tiene mejores resultados.

4.1.8 Cationes intercambiables

La clasificación de los cationes resultó muy baja en Mg²⁺ (cuadro 11).

Cuadro 11 Contenido de cationes intercambiables meq/100 g.s.s. y su clasificación.

<i>Sitio</i>	<i>Tratamiento</i>	<i>Clasificación</i>	<i>Clasificación</i>	<i>Clasificación</i>
Matarata	T0	64	Alta	Muy baja
	T1	63.6	Alta	Muy baja
	T2	58.8	Alta	Muy baja
	T3	62.4	Alta	Muy baja
	T4	63.6	Alta	Muy baja
	T5	45.6	Alta	Muy baja

La concentración de Ca^{2+} bajaron de manera significativa cambiando de 70.8 meq/100 g.s.s (cuadro 1A) a una concentración entre los 45 y 64 meq/100 g.s.s, siendo T5 el que más decreció en la concentración de Ca^{2+} , la concentración de K^+ aumento en todos los casos en comparación con el suelo testigo (cuadro 1A). El magnesio disminuyo en todos los tratamientos a excepción de T5 en donde aumento, el aumento de este elemento en el suelo es muy alto en comparación con el suelo original (cuadro 1A), demostrando que T5 obtuvo mejores resultados.

4.1.9 Análisis en planta

Cuadro 12 Contenido de nitrógeno, fósforo y potasio total en la planta.

Cultivo	Tratamiento	Nitrógeno (%)	Clasificación	Fósforo total (%)	Clasificación	Potasio (%)	Clasificación
Maíz	T0	0.014	Bajo	0.1043	Bajo	2.3267	Alto
	T1	0.07	Bajo	0.1096	Bajo	2.0682	Alto
	T2	0.105	Bajo	0.1096	Bajo	2.5852	Alto
	T3	1.078	Bajo	0.1043	Bajo	2.4129	Alto
	T4	2.023	Media	0.2227	Bajo	2.9299	Alto
	T5	1.925	Media	0.1517	Bajo	3.1885	Alto

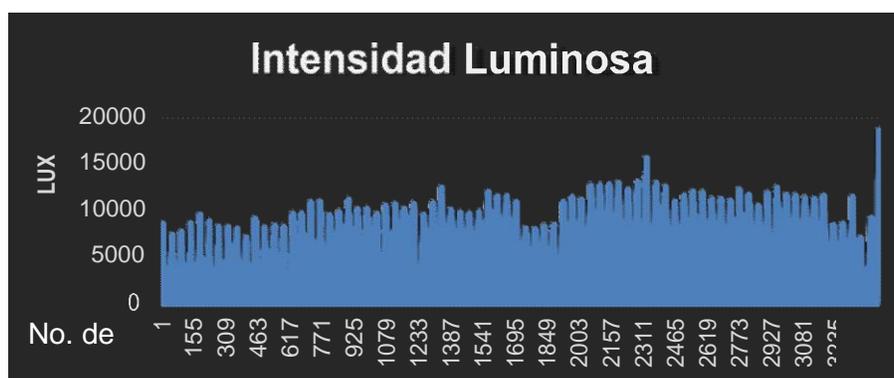
La concentración de nitrógeno en la planta es baja en los tratamientos que únicamente se utilizaron micorrizas, sin embargo, la concentración aumenta con la utilización de fertilizantes químicos, quedando con mayor concentración T4 seguido de T5 que es una mezcla de fertilizantes químicos y biofertilizantes (cuadro 9A), de igual manera se comporta el fosforo total en la planta está por debajo del rango de suficiencia (Cuadro 9A) teniendo T4 y T5 los que mejores resultados.

De acuerdo a la clasificación de nutrimentos propuesta por Mills and Benton, 1996, la concentración de potasio en la planta se encuentra en el rango de suficiencia, T4 y T5 se encuentran con una concentración mayor a este rango.

4.1.10 Intensidad luminosa

Durante la experimentación se registró una intensidad luminosa máxima de 18624.5 lux y una mínima de 3.9 lux (Figura 10). De acuerdo a (Benacchio, 1982) y (Baradas, 1994) la planta de maíz Requiere mucha insolación para máximos rendimientos. La intensidad óptima de luz está entre 32.3 y 86.1 klux, mientras que en el experimento no se registraron estas cifras al ser un experimento bajo cubierta (figura 10).

Figura 10 Intensidad luminosa durante la experimentación.



4.1.11 Diámetro del tallo

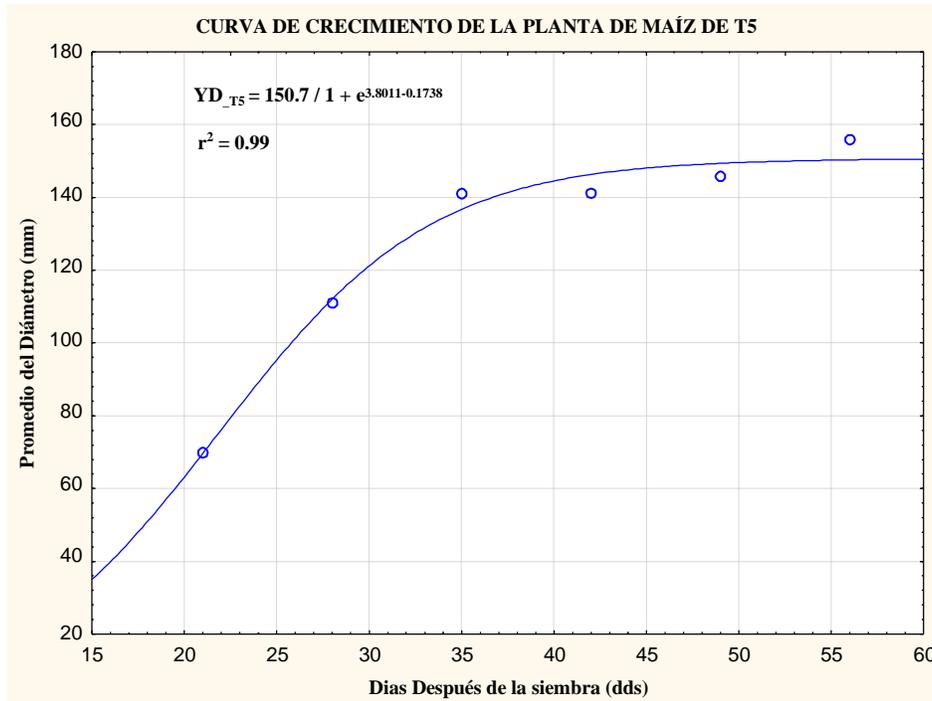
Cuadro 13 Diámetro promedio de la planta en las diversas lecturas realizadas en el experimento (mm), coeficiente de variación y estadístico de prueba en los tratamientos evaluados.

TRATAMIENTO	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA (DDS)					
	21	28	35	42	49	56
T0	68.0 a	93.3 ab	98.9 b	99.9 c	103.5 a	103.1 c
T1	64.2 a	94.9 ab	101.0 b	111.6 bc	132.9 a	114.2 bc
T2	68.9 a	96.6 ab	102.7 b	106.4 bc	108.5 a	105.3 c
T3	67.3 a	89.1 b	100.2 b	103.6 c	108.5 a	107.8 c
T4	67.3 a	102.2 ab	120.5 ab	125.2 ab	130.9 a	137.5 ab
T5	69.8 a	110.9 a	141.0 a	141.1 a	145.7 a	155.8 a
<i>MEDIA</i>	<i>6.8</i>	<i>9.8</i>	<i>11.1</i>	<i>11.5</i>	<i>12.2</i>	<i>12.1</i>
<i>C.V.(%)</i>	<i>16.5</i>	<i>13.8</i>	<i>15.3</i>	<i>13.5</i>	<i>28.3</i>	<i>14.6</i>
<i>Pr > Fc</i>	<i>0.9121</i>	<i>0.0134</i>	<i><.0001</i>	<i><.0001</i>	<i>0.0465</i>	<i><.0001</i>

El estadístico de prueba muestra que a partir del día 35 se empieza a ver una diferencia significativa entre los tratamientos siendo T5 el que mayor diferencia presenta entre los tratamientos en el día 56 seguido de 74

A partir del día 35 dds. es cuando se observan diferencias significativas del diámetro del tallo en los tratamientos (cuadro 13), resultando T5 con el mayor diámetro de tallo, seguido de T4 y los demás tratamientos se encuentran en el mismo rango de crecimiento, siendo el T5 el único que presenta diferencia significativa entre los tratamientos.

Figura 11 Curva de crecimiento del diámetro de la planta de maíz en el tratamiento cinco.



T5 creció un promedio de 6.53 mm de diámetro del tallo el día 22(Figura 11), sin embargo, el crecimiento después del día 28 fue menor, llegando a su punto estable de crecimiento al día 35 dds. Siendo en el día 22 cuando la planta requiere más nutrientes, por consiguiente, es entre los días 21 y 28 cuando más crece la planta y llegando a su punto estable de crecimiento en el día 35 en donde el requerimiento de nutrientes es menor, teniendo un crecimiento de 155.8 mm de diámetro en el día 56 entre las 10 repeticiones.

$\frac{a}{b}$ = el día en el que se presenta la mayor velocidad de crecimiento

$$\frac{K}{1 + e^{-\frac{a-b^*}{b}}} = \text{valor 1}$$

$$\frac{K_a}{a-b \cdot -1} = \text{valor 2}$$

$$1+e^{-b}$$

valor 1 – valor 2 = el crecimiento de la planta en ese día

Cuadro 14 Comparación de propiedades entre el tratamiento cinco y el suelo original.

<i>Variable</i>	<i>Valor del original</i>	<i>Clasificación</i>	<i>Valor en T5</i>	<i>Clasificación</i>
pH	8.2	Ma	7.34	Ma
CE	0.319	EDS	3.118	Ms
Ca²⁺	70.8	Alta	45.6	Alto
Mg²⁺	0.05	Muy bajo	0.192	Muy bajo
K⁺	0.68	Alto	1.66	Alto
MO	8.7	Muy alto	6.39	Muy alto
NT	42.8	Muy alto	31.95	Medio
P	17	Medio	20	Alto

Ma: Moderadamente alcalino

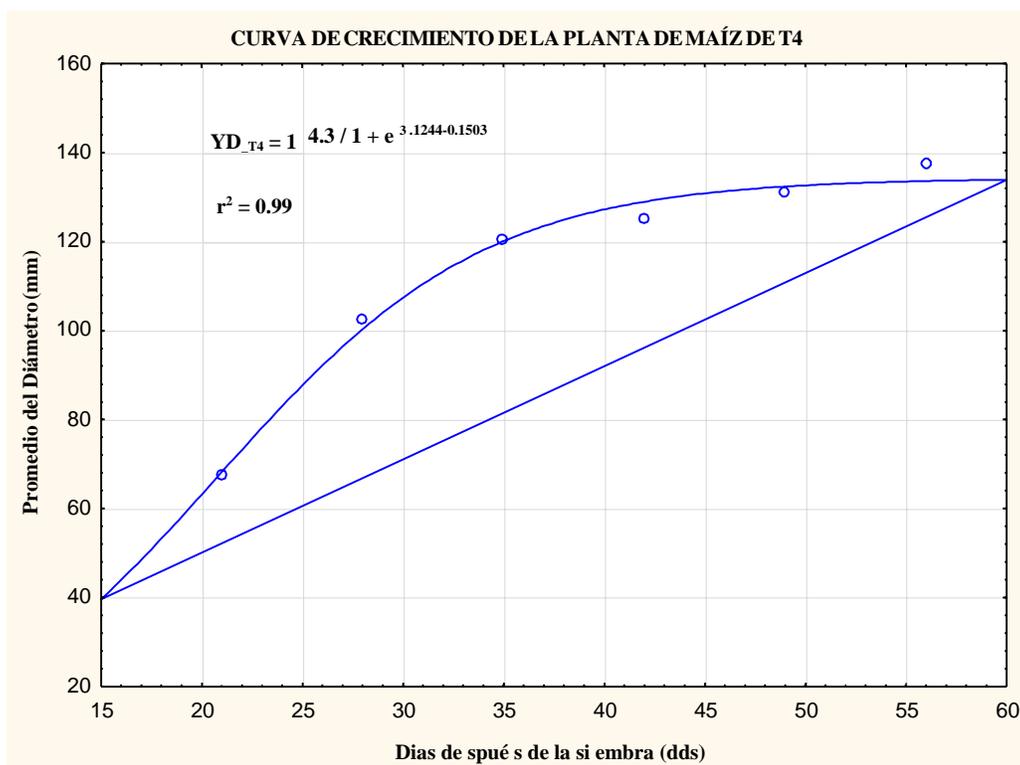
EDS: Efectos despreciables de salinidad

Como se observa en el Cuadro 14 el pH del suelo disminuyó de 8.2 a 7.34 el cual es un resultado mejorando la calidad del suelo ya que con pH básicos el suelo presenta algunas dificultades para la planta como son la adsorción de nutrimentos, sin embargo la salinidad vario de efectos despreciables de salinidad a moderadamente salino, este cambio no afectó al cultivo de maíz, pero algunos cultivos susceptibles a este factor podrían verse afectados; un gran cambio que se presentó fue la disminución de 25.2 % de Ca, ya que el exceso de este nutrimento provoca la inmovilización de algunos elementos como boro, hierro, zinc y manganeso esenciales para la división celular, accionador enzimático, así como para la producción de ATP, formación de clorofila etc. Debido al pH el suelo presentó niveles bajos de Mg, después del tratamiento con biofertilizantes y fertilizantes químicos el nivel de Mg disponible en el suelo aumentó de manera significativa teniendo una mayor acumulación en este tratamiento.

El K en suelo y planta presentó una concentración alta (cuadro 14) lo cual es un buen indicador ya que este nutrimento es esencial para las translocaciones de azúcares y formación de almidón, crecimiento radicular, resistencia a las enfermedades, vasos xilemáticos más sanos.

El nitrógeno total disminuyó de una concentración alta a media, sin embargo, este cambio no se vio reflejado en la planta, esto puede ser ocasionado debido a que la demanda de N de la planta fue mayor que la fertilización química y los biofertilizantes no lograron suplir esta demanda, debido a que los biofertilizantes estimulan el crecimiento de la raíz y solubilizan los nutrimento del suelo ocasionando que la planta absorbas más nutrimentos disminuyendo su concentración en el suelo y la planta absorbiendo más nutrimentos, por lo que es importante tener en cuenta este factor para poder llevarlo a campo.

Figura 12 Curva de crecimiento en el diámetro de la planta de maíz en el tratamiento cuatro.



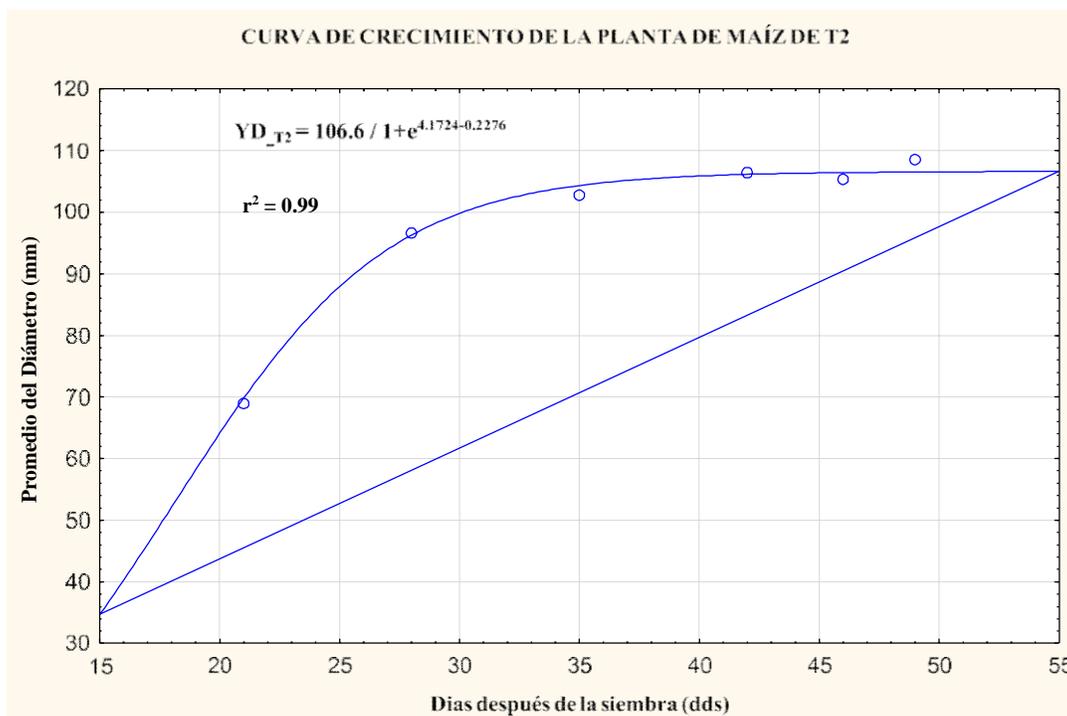
T4 creció un promedio de 5.05 mm de diámetro del tallo el día 21 (Figura 12), siendo en el día numero 21 cuando la planta tiene mayor demanda de nutrimentos, sin embargo, el crecimiento después del día 28 fue menor, siendo en el día 35 cuando su crecimiento empieza a comportarse de manera lineal llegando a su punto estable de crecimiento en el día 42 dds. teniendo un crecimiento de 137.45 mm de diámetro en el día 56 entre las 10 repeticiones.

Cuadro 15 Comparación entre tratamiento cuatro y el suelo original.

<i>Variable</i>	<i>Valor original</i>	<i>Clasificación</i>	<i>Valor T4</i>	<i>Clasificación</i>
pH	8.2	Ma	7.8	Ma
CE	0.319	EDS	3.2	Ms
Ca²⁺	70.8	Alta	63.6	Alto
Mg²⁺	0.05	Muy bajo	0.012	Muy bajo
K⁺	0.68	Alto	1.71	Alto
Mo	8.7	Muy alto	8.3	Muy alto
NT	42.8	Muy alto	41.5	Alto
P	17	Medio	14	Alto

Después de T5 el T4 mostró mejores resultados tanto en suelo como planta (cuadro 15), T4 presentó un menor crecimiento en el diámetro del tallo y con una diferencia de 1.48 mm. a favor de T5, T4 presentó el mayor crecimiento del diámetro del tallo en el día 21 y T5 en el día 22, T4 mostró valores más altos en Ca, K, Mo, NT y valores más bajos en Mg, P, si comparamos el crecimiento final del tallo entre T4 y T5 con sus repeticiones tenemos una diferencia de crecimiento de 18.3 mm entre los tratamientos.

Figura 13 Curva de crecimiento en el diámetro de la planta de maíz en el tratamiento dos.



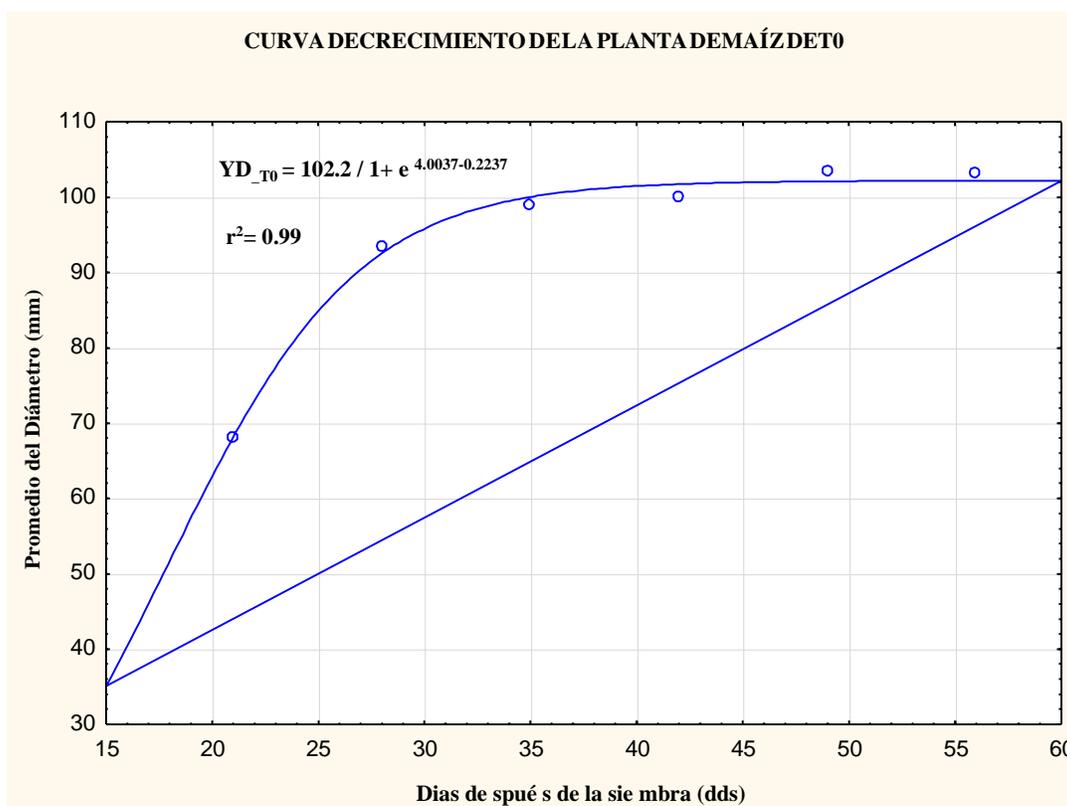
T2 creció un promedio de 6 mm de diámetro del tallo el día 18 (Figura 13), siendo en el día número 18 cuando la planta tiene mayor demanda de nutrientes, sin embargo, el crecimiento después del día 28 fue menor, llegando a su punto estable de crecimiento al día 35 dds. En comparativo general entre los tratamientos y sus repeticiones T2 presenta una diferencia de crecimiento menor en el tallo de 50.5 mm en comparación con T5 teniendo un crecimiento de 105.25 mm de diámetro en el día 56 entre las 10 repeticiones.

Cuadro 16 Comparación entre el tratamiento dos y suelo original.

<i>Medición</i>	<i>Valor original</i>	<i>Clasificación</i>	<i>Valor T2</i>	<i>Clasificación</i>
pH	8.2	Ma	7.93	Ma
CE	0.319	EDS	0.338	EDS
Ca ²⁺	70.8	Alta	58.8	Alto
Mg ²⁺	0.05	Muy bajo	0.04	Muy bajo
K ⁺	0.68	Alto	1.6	Alto
Mo	8.7	Muy alto	6.39	Muy alto
NT	42.8	Muy alto	31.95	Medio
P	17	Medio	2	bajo

Las principales diferencias en contraste con el suelo original son en la concentración de Ca, Mg, NT, K, MO y P, teniendo una concentración muy baja de P tanto en suelo como en planta, lo cual deja a la planta susceptible de sufrir deficiencia en fotosíntesis, síntesis y descomposición de carbohidratos proteínas y grasas, asimilación de nitrógeno y formación de espiga y semilla (Gabriel Roveda y Cristina Polo 2007). También presenta unadiferencia no significativa de concentración en NT cambiando de una concentración muy alta a una concentración media.

Figura 14 Curva de crecimiento en el diámetro de la planta de maíz en el tratamiento cero.



T0 creció un promedio de 5.7 mm de diámetro del tallo el día 18 (figura 14), siendo en el día numero 18 cuando la planta tiene mayor demanda de nutrimentos, sin embargo, el crecimiento después del día 28 fue menor, llegando a su punto estable de crecimiento al día 35 dds. En comparativo general entre los tratamientos y sus repeticiones T0 presenta una diferencia no significativa de crecimiento menor en el tallo de 52.7 mm en comparación con T5, teniendo un crecimiento de 103.05 mm de diámetro en el día 56 entre las 10 repeticiones.

Cuadro 17 Comparación entre tratamiento cero y el suelo original.

<i>Valor original</i>	<i>Clasificación</i>	<i>Medición</i>	<i>Valor T0</i>	<i>Clasificación</i>
8.2	Ma	pH	7.8	Ma
0.319	EDS	CE	0.369	EDS
70.8	Alta	Ca ²⁺	64	Alto
0.05	Muy bajo	Mg ²⁺	0.012	Muy bajo
0.68	Alto	K ⁺	0.82	Alto
8.7	Muy alto	Mo	6.39	Muy alto
42.8	Muy alto	NT	31.95	Medio
17	Medio	P	2	bajo

Las principales diferencias en contraste con el suelo original son en la concentración de Ca, Mg, NT, K, MO y P, teniendo una concentración muy baja de P y NT en suelo como en planta afectando el crecimiento de la planta y volviéndola susceptible a enfermedades (Gabriel Roveda y Cristina Polo 2007).

4.1.12 Número de hojas

Cuadro 18 Promedio del número de hojas de la planta en los tratamientos evaluados.

TRATAMIENTO	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA (DDS)					
	21	28	35	42	49	56
T0	7.3 a	8.3 ab	6.9 b	6.1 c	6.5 cd	6.2 c
T1	7.4 a	8.0 b	6.6 b	6.6 bc	6.7 bcd	6.5 bc
T2	7.5 a	8.0 b	6.7 b	6.5 bc	6.4 d	6.5 bc
T3	6.7 a	7.9 b	6.6 b	7.4 b	7.7 abc	7.7 ba
T4	7.3 a	9.2 a	9.4 a	8.7 a	7.9 ab	7.7 ba
T5	7.5 a	9.3 a	9.7 a	8.9 a	8.5 a	9.0 a
<i>MEDIA</i>	7.3	8.5	7.7	7.4	7.3	7.3
<i>C.V.(%)</i>	11	9.45	9.3	11.5	13.4	14.2
<i>Pr > Fc</i>	0.2401	0.0002	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001

A partir del día 35 se observan diferencias significativas en el número de hojas (cuadro 18), sin embargo, en los resultados no se observan gran diferencia entre los tratamientos siendo hasta el día 56 en donde esta diferencia se nota en T5, teniendo un coeficiente de variación mayor que significa que los datos se comportan de manera heterogénea y con un estadístico de prueba que nos indica que la diferencia entre los tratamientos se manifiesta a partir del día 35 dds.

Figura 15 Comparación de número de hojas en los tratamientos.



El número de hojas no presenta una diferencia significativa por lo que se graficó para tener una mejor perspectiva de los tratamientos, T5 presentó los mejores resultados en el número de hojas seguido de T3 y T4 quedando T0, T1, T2 sin diferencias significativas (figura 15).

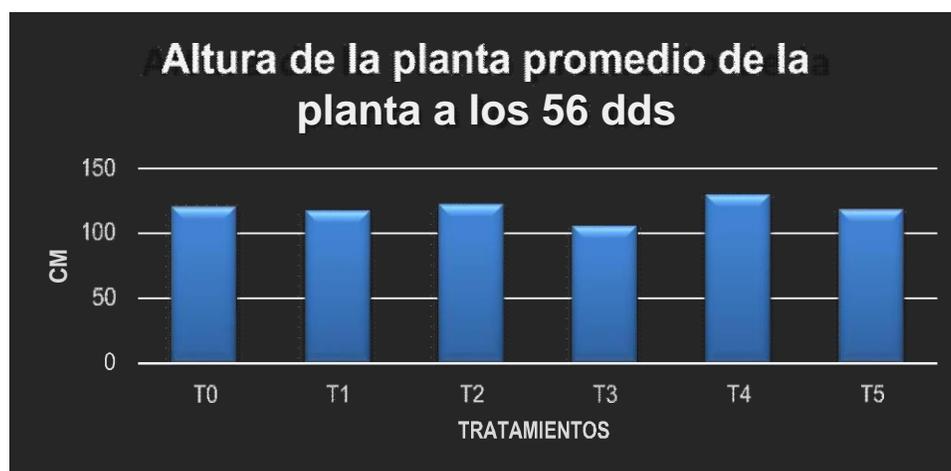
4.1.13 Altura de la planta

Cuadro 19 Altura promedio de la planta en los tratamientos evaluados y la probabilidad del error.

TRATAMIENTO	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA (DDS)					
	21	28	35	42	49	56
T0	20.3 a	30.3 ab	43.1ab	86.2 a	124.2 a	121 a
T1	18.6 ba	29.1 ab	37.4 ab	70.0 ab	113.2 a	118.0 a
T2	19.6 ba	29.9 ab	39.6 ab	77.0 ab	119.8 a	122.9 a
T3	16.3 b	23.7 b	29.9 b	52.3 b	97.7 a	106.1 a
T4	18.4 ba	29.1 ab	43.5 ab	90.3 a	129.4 a	130.2 a
T5	20.8 a	33.5 a	45.4 a	83.9 a	107.2 a	118.9 a
<i>MEDIA</i>	<i>19</i>	<i>29.2</i>	<i>39.8</i>	<i>76.6</i>	<i>115.2</i>	<i>119.5</i>
<i>C.V.(%)</i>	<i>14.6</i>	<i>17.9</i>	<i>25.9</i>	<i>29.9</i>	<i>21.5</i>	<i>16.3</i>
<i>Pr > Fc</i>	<i>0.0093</i>	<i>0.0073</i>	<i>0.0205</i>	<i>0.0069</i>	<i>0.0692</i>	<i>0.17</i>

No se observan diferencias significativas en ninguna de las mediciones debido al material genético que se utilizó, ya que el maíz criollo tiene características de crecimiento irregulares, con el coeficiente de variación podemos deducir que los datos se comportan de manera normal y que no existe diferencia significativa en ninguno de los tratamientos (cuadro 19).

Figura 16 Comparación de altura de la planta en los tratamientos.



Todos los tratamientos presentan un crecimiento casi igual a excepción de T3, sin embargo, en el análisis estadístico esta diferencia no es significativa (Pr 0.17 cuadro 19), esto debe a las características genéticas del maíz que tienden a ser muy variables.

4.1.14 Correlación entre las variables

Cuadro 20: Correlación directa entre diámetro, número de hojas y altura de la planta y la probabilidad del error.

	Y6	Y12	Y18
Y6	1	0.64992 <.0001	0.06988 0.5957
Y12	0.64992 <.0001	1	-0.04261 0.7465
Y18	0.06988 0.5957	-0.04261 0.7465	1

Y6= Diámetro del tallo a los 56 dds.

Y12= Número de hojas a los 56 dds.

Y18= Altura de la planta a los 56 dds.

Se presentó una correlación significativa entre el diámetro del tallo y el número de hojas no existe ninguna correlación entre las demás variables.

4.2 DISCUSIÓN

La cantidad de N en el suelo donde se llevó a cabo la inoculación con biofertilizantes decreció de un % de 0.428 en el suelo original a un % de 0.415, 0.3195 y 0.2875 entre los tratamientos, lo cual puede ser una indicación del agotamiento de este nutrimento por la falta de su reposición (Bressan *et al.* 2001). Los HMA en sorgo, maíz y soya, contribuyeron en el incremento de biomasa y a una mayor absorción de N, P, K, Zn y Cu por la planta, es debido a que los biofertilizantes aumentan la absorción de estos nutrimentos mediante la liberación de diversos ácidos en el suelo, siendo el ácido oxálico el principal que liberan las micorrizas ayudando a desgastar el suelo y liberar los nutrimentos atrapados por los iones Ca^{2+} además de mejorar el desarrollo radicular de la planta fortaleciendo la absorción de nutrimento y crecimiento de la misma.

La utilización del suelo de manera continua para una producción intensiva provoca el decremento de cationes básicos del suelo por lo que es importante fortalecer las prácticas de manejo que restituyan la cantidad y la calidad de las reservas orgánicas para mejorar la actividad microbiana heterotrófica en suelos con uso agrícola intensivo (José D.Álvarez *et.al.*,2004). Otros estudios demuestran que esta capacidad de mejoramiento en la absorción y disponibilidad de nutrimentos en el suelo tiene mejores resultados en cultivos perennes, ya que en ciclos cortos la planta dura poco tiempo y al ser organismos simbióticos que dependen de la planta no pueden existir en el suelo sin esta simbiosis.

El tratamiento presentó altos niveles de P en suelo, pero niveles bajos de P en la planta debido a que altas concentraciones de Ca en el suelo forman fosfatos de calcio $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ los cuales son pocos solubles dificultando la absorción de este nutrimento a la planta, provocando déficit en la fotosíntesis, creación de ATP, asimilación de nitrógeno, síntesis y descomposición de carbohidratos proteínas y grasas teniendo como consecuencia una mala formación de espiga y semilla.

Un estudio realizado en Argentina dio como resultado que la inoculación con micorrizas y el agregado de fertilizantes químicos lograron incrementar significativamente los rendimientos del cultivo de maíz, debido a que los biofertilizantes ayudan a tener disponibles los nutrientes en el suelo y con la adición de fertilizantes químicos se suple cualquier deficiencia de estos, además de estimular el crecimiento de la raíz y la planta. Dicho incremento alcanzó en promedio al 9 % en el caso de la inoculación, y un rango del 13 al 21 % por el agregado de fertilizantes (Gustavo N. *et al.*, 2006). Estos resultados se han reflejado en investigaciones realizadas por INIFAP en México (Díaz Franco *et al.*; 2013) en donde el incremento en la absorción de nutrientes y rendimiento aumenta con el uso de biofertilizantes debido a que la simbiosis realizada por las micorrizas y *Azospirillum* libera principalmente ácido oxálico que ayuda a degradar el suelo y liberar nutrientes bloqueados por las altas concentraciones de Ca, en algunos casos este incremento es mayor que el 9% y en otros es menor, debido a que depende de las condiciones y el manejo que se lleve en el cultivo, para mejores resultados es necesario tener un manejo de cultivo y control de plagas y enfermedades que no afecten los microorganismos en el suelo, como el uso de insecticidas irracionales y herbicidas no tan agresivos con la microbiota del suelo, así como el uso adecuado de fertilizantes.

Estudios con *Azospirillum* dieron como resultados sobre la fijación de nitrógeno atmosférico, producción de fitohormonas, solubilización de minerales y nutrientes para las plantas. Influyen, además, en el incremento del volumen de la raíz aumentaron el crecimiento de la misma, una planta con raíces más desarrolladas absorbe más nutrientes y tienden a ser plantas más sanas y con mayor producción y resistencia a patógenos (Maritza Castellano *et al.*, 2015).

Martínez *et al.*, (2011) indican que la alta concentración de sales presenta efectos adversos, e irreparables, las respuestas de las plantas van desde necrosis hasta pérdida de crecimiento, en donde el fruto a su vez es afectado total o parcialmente, sin embargo, los cambios de salinidad presentados en el experimento no afectan al desarrollo del maíz después de varios días ya que en un inicio tenía efectos despreciables de salinidad y cambio a salinidad media en los tratamientos que se utilizaron fertilizantes químicos, sin embargo este cambio no afecta al cultivo de maíz ya que tiene una tolerancia a este tipo de salinidad.

Vargas (2009) menciona que el color del suelo refleja la composición, así como las condiciones pasadas y presentes de óxido-reducción del suelo. Está determinado generalmente por el revestimiento de partículas muy finas de materia orgánica humificada (Oscuro), óxidos de Hierro (Amarillo, pardo, anaranjado y rojo), óxidos de manganeso (Negro) y otros, como puede ser debido al color de la roca parental.

Ortiz y Ortiz, (1987), dicen que una densidad aparente alta (mayor a 1.4 g mL^{-1}) indica un suelo compacto o con elevada concentración de partículas granulares como las arenas, debido a varios factores, como la labranza y las actividades agrícolas que se realizan, pudiendo afectar así el espacio poroso, donde agua, nutrientes, aire y gases circulan o se retienen. Los macro poros son responsables del drenaje, aireación del suelo y constituyen el espacio donde se forman las raíces, en este trabajo la densidad aparente del suelo $0.71 \text{ (gmL}^{-1}\text{)}$.

Rubio (2010), indica que los valores bajos de densidad aparente son propios de suelos porosos, bien aireados, con buen drenaje y buena penetración de raíces, lo que permite un buen desarrollo de las mismas. En estas condiciones, el desarrollo y crecimiento de las plantas es impedido o retardado consistentemente.

Capítulo 5

5.1 CONCLUSIONES

El uso de *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense* Son capaces de establecer relaciones de simbiosis y mutualismo en las plantas, con efectos sobre la fijación de nitrógeno atmosférico, producción de fitohormonas, solubilización de minerales y nutrimentos en el suelo e inducir la resistencia a patógenos, en conjunto con fertilizantes químicos tienen un mayor efecto en suelo y planta, reduciendo costos a largo plazo y mejorando el rendimiento en la producción.

Estudios realizados por INIFAP sobre el impacto del uso de biofertilizantes así como la utilización de micorrizas (Uribe Valle *et al*; 2006), (Grageda *et al*; 2012), (Diaz Franco *et al*;2006) coinciden con los resultados obtenidos en el experimento, al utilizar bioestimuladores la nutrición de la planta mejoran de manera significativa, siendo el T5 el que mejor resultados obtuvo con respecto a las variables de diámetro de tallo, altura de la planta, número de hojas en producción, asimilación de nutrimentos en la planta y disponibilidad de los mismos en el suelo.

El uso intensivo de un suelo, sin prácticas de reposición de nutrimentos, lleva a su agotamiento, aun aplicando prácticas de manejo consideradas sostenibles, como es el caso de la inoculación con microorganismos benéficos. (C. Robles y J.M. Barea, 2004), (Bressan *et al.* 2001), este efecto se vio reflejado en todos los tratamientos con la disminución de nutrimentos y su disponibilidad en el suelo después del experimento.

Actualmente el estado de Morelos no cuenta con una base de datos ni antecedentes en el mejoramiento del suelo con propiedades alcalinas, generando así una investigación inicial de que la utilización de micorrizas *Glomus intraradices* y la bacteria *Azospirillum brasilense* mejoran la calidad del suelo y la disponibilidad de nutrimentos en el mismo, sin embargo únicamente la utilización de estos microorganismos no son suficientes, por lo que es necesario complementar con fertilizantes químicos para obtener mejores resultados, evaluando el efecto de los microorganismos en el suelo y nutrición de la planta cumpliendo así con los objetivos establecidos.

Las curvas de crecimiento nos permitieron contrastar las diferencias significativas como diámetro del tallo y la altura de la planta en los tratamientos, mediante estas curvas se determinó que la mayor demanda de nutrimentos por la planta fue entre los días 18 y 25, contrastando las prácticas agrícolas actuales ya que las fertilizaciones en maíz se realizan entre los 30 y 45 días, disminuyendo el efecto de los fertilizantes, ya que la mayor de manda de nutrimentos de la planta está entre los primeros 25 días, por lo que es necesario conocer cuando la planta requiere mayor cantidad de nutrimentos para aplicar los fertilizantes y biofertilizantes de manera correcta.

Se han realizado diferentes estudios en la utilización de biofertilizantes y sus efectos en el rendimiento y nutrición, sin embargo no es hasta la época moderna en la que la visión del campo mexicano se torna hacia la sustentabilidad, teniendo una visión integral de los diferentes factores como son suelo, uso adecuado de fertilizantes, material genético etc. por lo que esta visión moderna del campo obliga o realizar estudios con esa visión integral para comprender y mejorar la situación actual del campo mexicano.

PERSPECTIVAS

Debido a los resultados obtenidos, a continuación, se hacen algunas sugerencias.

- Calcio: se encuentra en niveles altos en el suelo por lo que se recomienda utilizar fertilizantes ácidos para ayudar a disminuir el pH del suelo y disminuir el índice de Ca en el suelo ya que este elemento inmoviliza: hierro, boro, zinc, manganeso, fósforo.
- Magnesio: al suelo para mejorar la disponibilidad de este nutrimento utilizar foliares para aumentar su contenido en la planta.
- Materia orgánica: se recomienda enriquecer los suelos con materia orgánica para mejorar la retención de agua y mejorar el desarrollo de los biofertilizantes y micro fauna del suelo.
- Evaluar en campo el funcionamiento de biofertilizantes y compararlo la calidad del suelo en producción y rendimiento del cultivo ya en fase productiva.
- Llevar a campo la experimentación ya que la alta demanda de intensidad luminosa puede interferir con los resultados obtenidos ya que la experimentación se llevó a cabo bajo cubierta.
- Realizar un manual con la demanda de nutrimentos y de los cultivos más importantes del estado, así como realizar curvas de crecimiento de los mismos.

REFERENCIAS

Hernández, R. P., 2004. presencia de hongo micorrizicos arbusculares y de glomus intraradices en la absorcion y translocación y translocación de zinc y cobre (*Helianthus annuus* L.) creciendo en suelo contaminado con residuos de mina. Tecomán, Colima.

Navarro, J. d. D. F., s.f. Efectos beneficiosos de las micorrizas sobre las plantas. Bioscripts.

Ortiz-Cano1, H. G. y otros, 2009. Fitoextracción de plomo y cadmio en suelos contaminados usando quelite (*Amaranthus hybridus* L.) Y MICORRIZAS. SciELO, pp. 161-168.

Aguado-Santacruz G. A. 2012. Uso de microorganismos como biofertilizantes. In: Aguado-Santacruz, G. A. (ed.). Introducción al uso y anejo de los biofertilizantes en la agricultura. INIFAP/SAGARPA. México, pp35-78. Celaya, Gto. México.

Aguilar S., A.(ed). 1988. Métodos de análisis de suelos. SMCS. Departamento de Suelos. UACH.

Aguilar S.A., 1988. Materia orgánica In: Aguilar S. A. (Ed.). Métodos de análisis de suelos. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C., Departamento de Suelos, Universidad Autónoma Chapingo.

Aguilera C. M. y Martínez E. R. 1996. Relaciones agua-suelo-planta-atmósfera. Cuarta edición. Patronato Universitario de la Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Edo. de México

Aguilera C., M. y R. Martínez E. 1990. Relaciones Agua-Suelo-Planta-Atmósfera. Departamento de Enseñanza Investigación y Servicio en Irrigación. 3a. ed. UACH. Chapingo, Méx.

Aguilera, G., L. I. Víctor. O, P. M. Rubí A y Rogelio C, A., 2007. Micorrizas Arbusculares. Ciencia Ergo Sum. Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca, México. Vol. 14(003) pp. 300-306.

Aguilera-Gómez, L., Davies F. T., Olalde-Portugal, V., Duray, S. A., Phavaphutanon, L. 1999. Influence of phosphorus and endomycorrhiza (*Glomus intrarradices*) on gas exchange and plant growth of chile ancho pepper (*Capsicum annum* L. cv. San Luis). *Photosynthetica*. 36:441-449.

Alarcón, A. y R. Ferrera-Cerrato. 2000. Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT - Colegio de Postgraduados. Montecillo.

Alexander, M. (1980). Introducción a la microbiología del suelo. México: AGT Editor.

Allison, L. E. 1965. Organic Carbon. pp. 1367-1378. In: C.A. Black (ed.). Methods of Soil Analysis. Part. 2. Chemical and Microbiological Properties. Number 9 in the series Agronomy. American Society of Agronomy. Madison, Wisconsin, USA.

Alvares solís, J y Anzueto Martínez, M. (2004). Actividad microbiana del suelo bajo diferentes sistemas de producción de maíz en los altos de Chiapas, México. Agrociencia.

Andrade-Torres, A., 2010. Micorrizas antigua interacción entre plantas y hongos. ciencia, pp. 84-90.

Armenta-Bojórquez, A. D., Ferrera-Cerrato, R., Trinidad, S. A., y Volke, H.V. 1986. Fertilización e Inoculación con *Rhizobium* y Endomicorrizas (V-A) en Garbanzo Blanco (*Cicer arietinum* L.) en Suelos del Noroeste de México. Agrociencia. (65):141-160.

Bower, C. A. and Wilcox, L. U. 1965. Soluble salts. pp. 933-951. In: C.A. Black (ed.). Methods of Soil Analysis. Part 2. Chemical and Microbiological Properties. Number 9 in the series Agronomy. American Society of Agronomy. Madison, Wisconsin, U.S.A.

Burdman, S., E. Jarkevicht e Y. Okón. 2000. Recent advances in the use of PGPR in Agriculture. En *Microbial Interactions in Agriculture and Forestry*. Science Publishers Inc., Plymouth, UK. 29-250 p.

Cajuste J. L. 1977. Química de Suelos con un enfoque agrícola. Colegio Postgraduados. Chapingo, Méx.

Camargo R, S, L.1999. Hongos Micorrizógenos Arbusculares, Departamento de biología, división de CBS, UAM-1. México D.F. Vol. 31. Pp. 62-67.

Carlos J. Alvarado, N. D. E. A. J. M. S. J. V., 2011. Hongos micorrízicos arbusculares y la fitorremediación de plomo. SciELO.

Carrera N, A y G. F. López. 2004. Manejo y Evaluación de Ectomicorrizas en especies Forestales, Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente, Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, México. vol.10 (002).Pp.93-98.

Carrillo S. C. 2000. Técnicas de micorrización en vivero con hongos ectomicorrícicos. Experiencias realizadas en el Centro Nacional de Mejora Forestal “El Serranillo”, ministerio de medio ambiente. Tercer Curso Avanzado de Viveros y Producción de Planta Forestal. Guadalajara, España.

CEDEÑO, F. I. P., 2010. evaluación de la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas sobre el desarrollo y estado nutritivo del palmito (*Bactris gasipaes* HBK) en etapa de vivero. santo domingo de los tsáchilas ecuador : escuela politécnica del ejército.

César Santiago Tepantlán, A. V. A. G. G. A. V., 2015. Desarrollo y tecnología. Aportaciones a los problemas de la sociedad. 1a ed. Mexico: Plaza y Valdes.

Chavira R., J. P. y J. Z. Castellanos R. 1987. Sales solubles. pp. 109-124. In: Análisis Químico para Evaluar la Fertilidad del Suelo. Aguilar et al. (eds.). Publicación Especial No. 1. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. México.

Coras M., P. M. 1987. Características y propiedades físicas del suelo en relación con el riego. Departamento de Fitotecnia. UACH. Chapingo, Méx.

Day, P. R. 1965. Particle Fractionation and Particle-Size Analysis. pp. 545-567. In: Methods of Soil Analysis. C.A. Black (ed.). Part. 1. Number 9 in the series Agronomy. American Society of Agronomy. Madison, Wisconsin, USA.

Díaz E, G., A. Gutiérrez A y M. Honrubia G. 2004. Utilización de micorrización controlada en la reforestación de un suelo agrícola con pino carrasco. Dpto. Biología Vegetal-Botánica. Universidad de Murcia. Campus de Espinardo. Murcia, España. Vol. 17, pp. 151-156.

Döbereiner, J., Urquiaga, S., Boddey, R. M., and Ahmad, N. 1995. Alternatives for nitrogen of crops in tropical agriculture. Nitrogen Economy in tropical Soil. Fertilizer Research. 42:339-346.

Espíndola, C. and Valderrama, J. (2012). Huella del Carbono. Parte 1: Conceptos, Métodos de Estimación y Complejidades Metodológicas. Información tecnológica, 23(1), pp.163-176.

Etchevers, B. J. D., 1987. Determinación de Nitrógeno en suelos. pp.45-84. En: A. Aguilar S., J. D. Etchevers B., J. Castellanos R. (Eds.). Análisis para evaluar la fertilidad del suelo. Soc. Mex. Ciencia del Suelo. Chapingo, Méx.

Ferrera Cerrato, R. & Alarcón, A., 2001. La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. Ciencia Ergo Sum, 8(2).

Francisco Cabezas, E. C. I. M., 2011. Contaminación de origen agrícola. Universitat Jaume I.

Gallegos, J. C., 2011. Producción de plántulas de papayo variedad mardol en tierra lama con estiércol de conejo y micorriza. Cocula, Guerrero: Colegio Superior Agropecuario del estado de Guerrero.

Garza, M. B. G. I. y otros, 2015. Uso de micorriza y abonos orgánicos. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, pp. 17-25.

Goijberg G. R., y A. Aguilar S. 1987. pH del suelo y necesidades de cal. pp.17-44. In: Análisis Químico para Evaluar la Fertilidad del Suelo. Aguilar et al. (eds.). Publicación Especial No. 1. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. México.

Hammond, L. L. and L. A. Leon. 1983. Agronomic effectiveness of natural and altered phosphate rocks from Latin America. In: IMPHOS, ed. 3rd international congress on phosphorus compounds. Brussels. 503-518 p.

Hernández, A.; Pérez, J. M.; Bosch, D. & Rivero, L. Nueva versión de la clasificación genética de los suelos de Cuba.

Huiman, F. S. G., 2011. Contaminación por fertilizantes: "Un serio problema ambiental". medio ambiente y desarrollo sostenible.

L.P. van Reeuwijk. 1993. Procedures for Soil Analysis. International Soil Reference and Information Centre (ISRIC). Wageningen. Netherlands.

León A., R. y A. Aguilar S. 1987. Materia Orgánica. pp. 85–91 In: Análisis Químico para Evaluar la Fertilidad del Suelo. Aguilar et al. (eds.). Publicación Especial No. 1. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. México.

Mengel, K. and E. A. Kirkby. 1982. Principles of plant nutrition. 3rd Edition. International Potash Institute. Switzerland. 569-572 pp.

Miller, J. N. & Miller, J. C., 2002. Estadística y Quimiometría para Química Analítica. 4 ed. Madrid: PEARSON EDUCACIÓN.

Montgomery, D. C., 2004. Diseño y análisis de experimentos. 2 ed. Arizona: Limusa.

Nemec, S. 1986. Mycorrhizae in horticulture system. En: Ecophysiology of VA Mycorrhizal plants. (Ed G.R. Safir), CRC, Boca Ratón. Fl. pp. 193-211

Oficina Nacional de Normalización. Calidad del suelo. Determinación de las formas móviles de potasio y fósforo.

Ortiz V., B. y C. A. Ortiz S. 1990. Edafología. Departamento de Suelos. 7a. ed. UACH. Chapingo, Méx.

Reyes, F. G., 2012. Uso de Fertilizantes. SAGARPA.

Richards L., A. (ed.) 1985. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América. Ed. Limusa. 5a. Reimpresión. México.

Rivera, R; Fernández, F; Hernández, A.; Martín, J. R. 2003. El manejo eficiente de la simbiosis micorrízica, una vía hacia la agricultura sostenible Estudio de caso: El Caribe. Ediciones INCA, Cuba

Romero Rodríguez, B. (2003). El Análisis del Ciclo de Vida y la Gestión Ambiental Gestión Ambiental Gestión Am. 1st ed.

Ronald Amundson, Asmeret Asefaw Berhe, Jan W. Hopmans, Carolyn Olson, A. Ester Sztein, Donald L. Sparks. (08 mayo 2015). Soil and human security in the 21st century. Science, 348, 642-647.

Salgado, G.S., Nuñez, E.R. y Palma, L.D.J. 2012. Los abonos orgánicos. In: Manejo de fertilizantes químicos y orgánicos. Colegio de Postgraduados. Texcoco, Estado de México. Pp115-140

Sanchez, G. J.; Goodman, M. M. and Stuber, C. W. 2000. Isoenzymatic and morphological diversity in the races of maize of Mexico. *Econ. Bot.* 54: 43-59.

SARH, Subdirección de Agrología, 1978. Métodos para el análisis físico y químico de suelos, aguas y plantas. Publicación No. 10. 2a. Edición. México.

Schultz, C. 2001. Effect of (vesicular-) arbuscular mycorrhiza on survival and post vitro development of micropropagated oil palms (*Elaeis guineensis* Jacq.) pp. 5-14

Secretaría de Desarrollo Agropecuario (sedagro). Programa Morelos de Desarrollo Rural Sustentable. Morelos: SEDAGRO; 2007.61pp.

Sieverding, E. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystem. Germany: GTZ. 370 p.

Tavera S., G. G. 1985. Criterios para la interpretación y aprovechamiento de los reportes de laboratorio para las áreas de asistencia técnica. Publicación No. 3. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Delegación la Laguna, Matamoros, Coahuila.

Uribe Valle, Gabriel y Dzib EcheverriA, Roberto. Micorriza arbuscular (*Glomus intraradices*), *Azospirillum brasilense* y *Brassinosteroides* en la producción de maíz en suelo luvisol. *Agric. Téc. Méx* [online]. 2006, vol.32, n.1, pp.67-76. ISSN 0568-2517.

Velasco M. H., 1983. Uso y manejo del suelo. Editorial Limusa. México

XV. ANEXOS

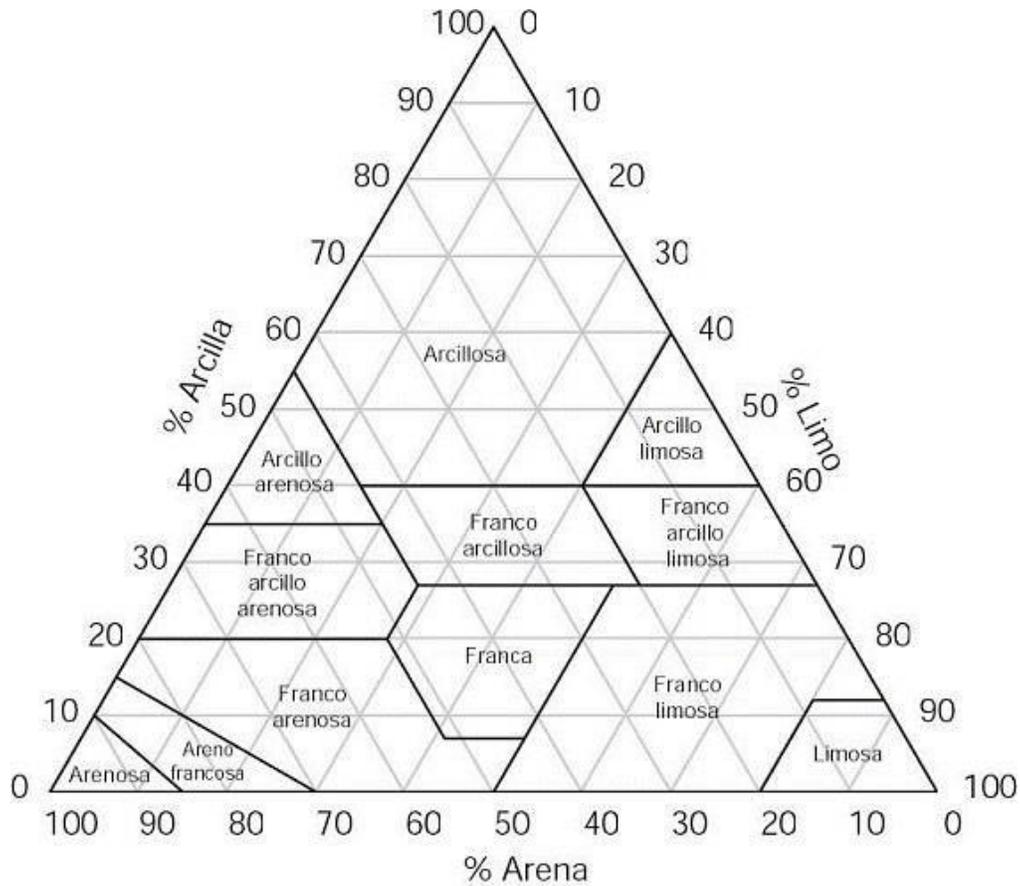


Figura 1A: Triángulo de texturas.

Cuadro 1A: Resultados iniciales del suelo antes de la experimentación.

No. muestra	COLOR				pH		Conductividad eléctrica	
	Seco	Clasificación	Húmedo	Clasif.	rel. 2:1	Clasificación	dS m ⁻¹	Clasif.
1	2.5Y 6/1	Gris	2.5Y 4/1	Gris oscuro	8.2	Moderadamente Alcalino	0.319	EDS

No. muestra	Cationes intercambiables (meq/100 g s.s.)					
	Ca ²⁺	Clasificación	Mg ²⁺	Clasificación	K ⁺	Clasificación
1	70.8	Alta	0.05	Muy bajo	0.68	Alta

No. muestra	Materia orgánica		Nitrógeno total		Fósforo extractable	
	----% ----	Clasificación	---- % ----	Clasificación	mg kg ⁻¹	Clasificación
1	8.7	Muy rico	42.8	Muy rico	17	Medio

No. muestra	ANÁLISIS MECÁNICO (%)			TEXTURA
	ARENA	ARCILLA	LIMO	
1	22	48.84	29.16	ARCILLA

Cuadro 2A: Número de tratamientos y dosis de micorrizas.

Tratamientos	Fertilización química	Micorrizas y Azospirillum g / L
T0	0	0
T1	0	5
T2	0	15
T3	0	25
T4	120-80-60	0
T5	120-80-60	15

Cuadro 3A. Clasificación del pH para suelos (NOM-021-SEMARNAT-2000).

Intervalos de pH	Clasificación
<5.0	Fuertemente ácido
5.1-6.5	Moderadamente ácido
6.6-7.3	Neutro
7.4-8.5	Moderadamente alcalino
>8.5	Fuertemente alcalino

Cuadro 4A. Efecto de la conductividad eléctrica del extracto de saturación del suelo y la respuesta de los cultivos (NOM-021-SEMARNAT-2000).

C.E. (dS m⁻¹)	Efecto sobre los cultivos
< 1.0	Efectos despreciables de la salinidad.
1.1 – 2.0	Muy ligeramente salino.
2.1 – 4.0	Moderadamente salino.
4.1 – 8.0	Suelo salino.
8.1- 16.0	Fuertemente salino
> 16.1	Muy fuertemente salino.

Cuadro 5A. Clasificación del contenido de materia orgánica (%) en el suelo (NOM-021-SEMARNAT-2000).

Clase	Materia orgánica (%)	
	Suelos volcánicos	Suelos no volcánicos
Muy bajo	< 4.0	< 0.5
Bajo	4.1 – 6.0	0.6 – 1.5
Medio	6.1 – 10.9	1.6 – 3.5
Alto	11.0 – 16.0	3.6 – 6.0
Muy alto	>16.1	> 6.0

Cuadro 6A. Clasificación del contenido de nitrógeno total (%) en el suelo (NOM-021-SEMARNAT-2000).

Nitrógeno total (%)	Clase
<0.05	Muy bajo
0.05-0.10	Bajo
0.10-0.15	Medio
0.15-0.25	Alto
>0.25	Muy alto

Cuadro 7A. Clasificación del contenido de fósforo extractable (mg kg⁻¹) en el suelo por el método de Olsen (NOM-021-SEMARNAT-2000).

Fósforo (mg kg ⁻¹)	Clase
< 5.5	Bajo
5.6 – 11	Medio
> 11	Alto

Cuadro 8A. Clasificación de los cationes intercambiables en acetato de amonio (NOM-021-SEMARNAT-2000).

Clase	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺
	meq/100 g.s.s		
Muy baja	<2	<0.5	<0.200
Baja	02>	0.5 - 1.3	0.200 - 0.300
Media	> 05	1.3 - 3.0	0.300 - 0.600

Alta > 10 > 3.0 > 0.600

Cuadro9 A: Clasificación de nutrientes en maíz (Mills and Benton, 1996).

scientific name	<i>Zea mays</i>			
common name	corn or maize			
collected from	production fields			
plant part	12 leaves below the whorl			
Growth stage	prior to tasseling			
SUFFICIENCY RANGE				
	MACRONUTRIENTS %		MACRONUTRIENTS ppm	
N	3 -- 3.50		Fe	10 -- 200
P	0.25 -- 0.45		Mn	15 -- 300
K	2 -- 2.50		B	4 -- 25
Ca	0.25 -- 0.50		Cu	3 -- 15
Mg	0.13 -- 0.30		Zn	15 -- 60
S	0.15 -- 0.50		Mo	0.10 -- 0.30