



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA  
CARRERA DE BIOLOGIA**

**DETERMINACIÓN DEL EFECTO DE MICORRIZAS ARBUSCULARES EN EL  
CULTIVO DE PLANTAS MEDICINALES, EN UNA AZOTEA NATURADA EN  
LA FES ZARAGOZA**

**T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
BIÓLOGO**

**PRESENTA:  
MELÉNDEZ BARRAGÁN PASCUAL RICARDO**



**DIRECTORA: DRA PATRICIA RIVERA GARCÍA  
ASESOR: M EN C ARMANDO CERVANTES SANDOVAL**

**Proyecto PAPIME PE208816**

**Ciudad de México Noviembre 2016**



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## AGRADECIMIENTOS

*A la Universidad Nacional Autónoma de México y a la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza por brindarme la oportunidad de pertenecer a esta gran institución y formarme profesionalmente.*

*A mi directora de tesis la Doctora Patricia Rivera García por la confianza depositada en mí, por su supervisión, su inestimable ayuda y por toda la paciencia a lo largo de este trabajo, muchas gracias profa Paty.*

*Al M. en C. Armando Cervantes Sandoval continua disponibilidad, por haber puesto a mi disposición todos los medios para este trabajo, gracias profe.*

*A mis sinodales a la Maestra Elvia, Maestra Barbara Susana, al Maestro Yuvani por tomarse el tiempo en leer y corregir mi trabajo de tesis, gracias.*

*A todos mis amigos de laboratorio de microbiología de suelos y del laboratorio de aplicaciones computacionales: Yuvas, Pau, Coste, Erick, Gonzalo, Natali, Claudia, Gloria, Fabián, Jaime, Sandra, Cesar, Belén, por sus consejos, aclararme dudas y su ayuda siempre disponible, muchas gracias amigüitos.*

*A mi maestra María de Jesús Sánchez Colín a quien respeto, gracias por la oportunidad de convivir y haber trabajado en el proyecto de azoteas naturadas y los HMA, muchas gracias maestra chuy.*

*Dedicatorias:*

*A mi Mamá Patricia Barragán Rodríguez por darme desde siempre el apoyo incondicional que siempre he tenido, por su ejemplo de perseverancia y dedicación que me ha ayudado para mejorar como persona gracias, este trabajo de tesis te lo dedico a ti gracias chaparrita.*

*A mi Papá Salvador Meléndez Becerril por los consejos, apoyo y cariño que me has brindado durante mi vida, gracias Pa.*

*A mis hermanos Salvador Meléndez Barragán, Marco Antonio Meléndez Barragán y Dulce Jazmín Meléndez Barragán, por estar siempre en las malas y en las buenas, por su apoyo, creer en mí y seguir compartiendo la dicha y felicidad que nos mantiene unidos.*

*A todos mis sobrinos que son la alegría de la familia y que siempre me han dado su cariño gracias chamacos.*

# ÍNDICE

	Página
ÍNDICE DE CUADROS.....	I
ÍNDICE DE GRÁFICAS.....	III
ÍNDICE DE IMÁGENES.....	VI
ÍNDICE DE TABLAS.....	IX
RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN.....	3
1. Capítulo I.....	7
• 1.1 Micorrizas	
• 1.2 Tipos de micorrizas	
• 1.3 Micorriza arbuscular	
• 1.4 Tipos	
• 1.5 Estructuras	
2. Capítulo II.....	14
• 2.1 Azoteas naturadas	
• 2.2 Azotea naturada directa, extensiva e intensiva	
• 2.3 Azotea naturada indirecta	
• 2.4 Turba	
• 2.5 Agrolita – perlita	
• 2.6 Zeolita	
• 2.7 Vermicomposta	
• 2.8 Plantas medicinales	
• 2.9 Árnica ( <i>Heterotheca inuloides</i> Cass)	
• 2.10 Mercadela ( <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus)	
OBJETIVO.....	26
JUSTIFICACIÓN.....	27
HIPÓTESIS.....	27
MÉTODO.....	28
RESULTADOS.....	39
ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	47
CONCLUSIONES.....	62
BIBLIOGRAFÍA.....	64

## ÍNDICE DE CUADROS

**Página**

Cuadro 1. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, longitud parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	47
Cuadro 2. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, diámetro de tallo. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	47
Cuadro 3. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, número de hojas. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	48
Cuadro 4. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, número de flores. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	48
Cuadro 5. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso fresco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	49
Cuadro 6. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso seco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	50
Cuadro 7. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso fresco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	50
Cuadro 8. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso seco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	51
Cuadro 9. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, longitud de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	51
Cuadro 10. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, volumen de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	52
Cuadro 11. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, longitud parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	53
Cuadro 12. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, diámetro de tallo. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	54
Cuadro 13. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, número de hojas. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	54
Cuadro 14. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, número flores. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	55

Cuadro 15. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso fresco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	56
Cuadro 16. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso seco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	56
Cuadro 17. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso fresco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	57
Cuadro 18. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, peso seco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	57
Cuadro 19. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, longitud de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	58
Cuadro 20. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, volumen de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	59

# ÍNDICE DE GRÁFICAS

**Página**

Gráfica 1. Porcentaje de colonización zonas del Izta-Popo, incendio parcela	40
Gráfica 2. Porcentaje de colonización de las raíces maíz, incendio parcela	40
Gráfica 3. Porcentaje de germinación de las semillas de árnica y mercadela	41
Gráfica 4. Medidas morfológicas de <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	46
Gráfica 5. Variable longitud parte aérea con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	47
Gráfica 6. Variable diámetro de tallo con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MCN) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	47
Gráfica 7. Variable número de hojas con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MCN) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	48
Gráfica 8. Variable número de flores con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	48
Gráfica 9. Variable peso fresco parte aérea con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	49
Gráfica 10. Variable peso seco parte aérea con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	50
Gráfica 11. Variable peso fresco de raíz con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	50
Gráfica 12. Variable peso seco de raíz con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	51
Gráfica 13. Variable longitud de raíz con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y el testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	51
Gráfica 14. Variable volumen de raíz con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y el testigo (T), para <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	52
Gráfica 15. Medidas morfológicas de <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	53
Gráfica 16. Variable longitud parte aérea con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T) para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	53



Gráfica 17. Variable diámetro de tallo con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	54
Gráfica 18. Variable número de hojas con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	54
Gráfica 19. Variable número de flores con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	55
Gráfica 20. Variable peso fresco parte aérea con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	56
Gráfica 21. Variable peso seco parte aérea con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	56
Gráfica 22. Peso fresco de raíz. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	57
Gráfica 23. Variable peso seco de raíz con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	57
Gráfica 24. Variable longitud de raíz con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	58
Gráfica 25. Variable volumen de raíz con los tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), <i>Rhizophagus intraradices</i> (MNC) y testigo (T), para <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	59
Gráfica 26. Porcentaje de colonización <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	59
Gráfica 27. Porcentaje de colonización <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	60

# ÍNDICE DE IMÁGENES

Página

Imagen 1. Filogenia de los Hongos Micorrizicos Arbusculares	7
Imagen 2. Tipos de micorrizas	9
Imagen 3. Estructuras de los HMA dentro de la raíz	12
Imagen 4. Ejemplo de naturación directa	16
Imagen 5. Otro ejemplo de naturación directa	16
Imagen 6. Naturación indirecta	16
Imagen 7. Azotea indirecta del papalote museo del Niño	16
Imagen 8. Azotea naturada directa extensiva	17
Imagen 9. Otro ejemplo de azotea naturada directas extensivas	17
Imagen 10. Azotea naturada directa	17
Imagen 11. Ejemplo de una azotea naturada directa	17
Imagen 12. Ubicación de las zonas de colecta de suelo	28
Imagen 13. Zona de cultivo (parcela de maíz)	28
Imagen 14. Bosque de <i>Pinus Harteguii</i> - zona incendio	29
Imagen 15. Azotea del gimnasio de Campus II, FES Zaragoza	29
Imagen 16. Bancales de acero	29
Imagen 17. Contenedores de plástico	29
Imagen 18. Diseño de isla	30
Imagen 19. Distribución de bancales y contenedores para el diseño de islas	30
Imagen 20. Ejemplo de la distribución del suelo en una isla	30
Imagen 21. Contenedores con el suelo zona de incendio	31
Imagen 22. Contenedores con el suelo zona de parcela	31
Imagen 23. Tamizado de suelo	31
Imagen 24. Tamizado de suelo	31
Imagen 25. Raíces del suelo	31
Imagen 26. Raíces en papel	31
Imagen 27. Distribución para la propagación del inóculo en maíz	32
Imagen 28. Zeolita grano fino	32
Imagen 29. Zeolita grano grueso	32
Imagen 30. Medio para la propagación de las raíces de la planta trampa	32
Imagen 31. Semillas planta trampa (maíz)	33
Imagen 32. Planta trampa en crecimiento	33
Imagen 33. Planta trampa en estrés	33
Imagen 34. Cosecha de la planta trampa	33
Imagen 35. Colecta de raíces planta trampa	33
Imagen 36. Semillas de <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus y <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	34
Imagen 37. Agrolita	35
Imagen 38. Peatmoss	35
Imagen 39. Vermicomposta	35

Imagen 40. Mezcla final del sustrato	35
Imagen 41. Sustrato para la colonización de las raíces de <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	36
Imagen 42. Semillero de plástico utilizado	36
Imagen 43. Germinación de árnica en semillero	36
Imagen 44. Sustrato con multicepa incendio	37
Imagen 45. Sustrato con multicepa parcela	37
Imagen 46. Sustrato con <i>Rhizophagus intraradices</i>	37
Imagen 47. Raíces colectadas por tamizado	39
Imagen 48. Raíces enjuagadas	39
Imagen 49. <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus, a) siembra, b) y c) a una semana de crecimiento	42
Imagen 50. <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus, a) siembra 15 días, b) y c) a 2 meses de crecimiento	42
Imagen 51. <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus, a), b) y c) en proceso de crecimiento	42
Imagen 52. Trasplante <i>Heterotheca inuloides</i> Cass a) a una semana, b) y c) a dos semanas de crecimiento	43
Imagen 53. Trasplante <i>Heterotheca inuloides</i> Cass a) a una semana, b) y c) a tres meses de crecimiento	43
Imagen 54. Trasplante <i>Heterotheca inuloides</i> Cass a) a una semana, b) y c) a cinco meses de crecimiento	43
Imagen 55. <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus con multicepa Incendio	44
Imagen 56. <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus con multicepa Parcela	44
Imagen 57. <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus con <i>Rhizophagus intraradices</i>	44
Imagen 58. <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus Testigo	44
Imagen 59. <i>Heterotheca inuloides</i> Cass con multicepa Incendio	45
Imagen 60. <i>Heterotheca inuloides</i> Cass con multicepa Parcela	45
Imagen 61. <i>Heterotheca inuloides</i> Cass con <i>Rhizophagus intraradices</i>	45
Imagen 62. <i>Heterotheca inuloides</i> Cass Testigo	45
Imagen 63. Hifas extracelulares	60
Imagen 64. Hifas intracelulares	60
Imagen 65. Vesículas	60
Imagen 66. Arbúsculos	60

# ÍNDICE DE TABLAS

Página

Tabla 1. Diseño experimental para las especies medicinales	35
Tabla 2. Cantidad de suelo colectado de las dos zonas de estudio	39
Tabla 3. Cantidad de raíces colectadas en la zona de parcela, Izta-Popo	39
Tabla 4. Raíces colectadas de la planta trampa incendio y parcela	40
Tabla 5. Total de semillas germinadas de árnica y mercadela	41
Tabla 6. Medidas morfológicas de <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	46
Tabla 7. Para longitud parte aérea por tratamiento	47
Tabla 8. Para el diámetro de tallo por tratamiento	47
Tabla 9. Para el número de hojas por tratamiento	48
Tabla 10. Para el número de flores por tratamiento	48
Tabla 11. Para el peso fresco parte aérea por tratamiento	49
Tabla 12. Para el peso seco parte aérea por tratamiento	50
Tabla 13. Para el peso fresco de raíz por tratamiento	50
Tabla 14. Para el peso seco de raíz por tratamiento	51
Tabla 15. Para la longitud de raíz por tratamiento	51
Tabla 16. Para el volumen de raíz por tratamiento	52
Tabla 17. Medidas morfológicas de <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	52
Tabla 18. Para longitud parte aérea por tratamiento	53
Tabla 19. Para el diámetro de tallo por tratamiento	54
Tabla 20. Para el número de hojas por tratamiento	54
Tabla 21. Para el número de flores por tratamiento	55
Tabla 22. Para el peso fresco parte aérea por tratamiento	56
Tabla 23. Para el peso seco parte aérea por tratamiento	56
Tabla 24. Para el peso fresco de raíz por tratamiento	57
Tabla 25. Para el peso seco de raíz por tratamiento	57
Tabla 26. Para la longitud de raíz por tratamiento	58
Tabla 27. Para el volumen de raíz por tratamiento	59
Tabla 28. Resultado del conteo de esporas de <i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	61
Tabla 29. Resultado del conteo de esporas de <i>Heterotheca inuloides</i> Cass	61

## RESUMEN

Se evaluó el efecto de los Hongos Micorrízicos Arbusculares en el cultivo de dos plantas medicinales *Calendula officinalis* Linnaeus y *Heterotheca inuloides* Cass, en una azotea naturada del gimnasio de la FES Zaragoza, Campus II. Dicha azotea es de tipo indirecta e intensiva; se utilizó agua de lluvia para el riego de las especies vegetales, se utilizaron paneles solares y una bomba para subir el agua almacenada en una cisterna al área de estudio. Se implementaron bancales y contenedores dispuestos en forma de isla, para la siembra de las especies vegetales, en una mezcla de sustratos inertes (agrolita y peatmoss, en proporción de 1:1).

Como biofertilizante se usó vermicomposta y Hongos Micorrízicos Arbusculares, las cuales se propagaron en la azotea a partir de un inóculo obtenido de raíces de suelo proveniente de 2 zonas del Parque Nacional Izta-Popo; las cuales se propagaron en una mezcla de zeolita y con una planta trampa.

Se hicieron 4 tratamientos: multicepa-incendio, multicepa-parcela, monocepa *Rhizophagus intraradices*, testigo (sin HMA), para ambas plantas medicinales.

La siembra de *Calendula officinalis* Linnaeus se realizó con 8 individuos experimentales por tratamiento; mientras que para *Heterotheca inuloides* Cass se germinó en semilleros, cuando las plántulas llegaron a medir de 10 a 15 cm de altura, se trasplantó.

Posteriormente se efectuó la medición de las variables morfológicas, para ambas especies, altura de la planta, diámetro de tallo, número de hojas, número de flores, peso fresco y peso seco parte aérea, así como el peso fresco, peso seco, longitud y volumen de raíz.

Al aparecer las primeras flores de ambas plantas se cosecharon y se calculó el porcentaje de colonización y el conteo de esporas tanto a las raíces de las plantas como al sustrato utilizado. Como resultados se obtuvo que para *Heterotheca inuloides* Cass no existieron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos planteados, aunque si existió efecto, siendo el mejor *Rhizophagus intraradices* para las variables longitud de parte aérea, diámetro de tallo, número de hojas, peso fresco y seco de parte aérea y raíz.

Para *Calendula officinalis* Linnaeus si hubo diferencia estadísticas significativas entre tratamientos, siendo testigo el que tuvo efecto en las variables, número de hojas, diámetro de tallo, número de flores, peso fresco y seco de la parte aérea, mientras que para la longitud de ésta existieron diferencias con el tratamiento de incendio. Y para la raíz existió diferencias estadísticas significativas para el peso fresco de raíz, con *Rhizophagus intraradices*; pero no hubo para las variables longitud, volumen y peso seco de raíz, aunque si hubo efecto para las variables pesos fresco y seco de raíz con *Rhizophagus intraradices*. Longitud de raíz con incendio y volumen con testigo.

Con respecto a la colonización micorrízica fue buena con una alta colonización, considerando que se utilizaron sustratos inertes. El mayor porcentaje se obtuvo para *Calendula officinalis* Linnaeus en el tratamiento incendio. Mientras que para *Heterotheca inuloides* Cass, el mejor fue parcela.

Por lo que se puede concluir que en un cultivo en una azotea naturada de *Calendula officinalis* Linnaeus y *Heterotheca inuloides* Cass, es factible utilizar como biofertilizante a los HMA, particularmente si se desea tener un buen crecimiento de la parte aérea (altura, flores y hojas) se recomienda a *Rhizophagus intraradices*, utilizando sustratos inertes, vermicomposta y agua de lluvia.

También fue posible obtener inóculos naturales de HMA a partir de raíces colonizadas de 2 zonas del Parque Nacional Izta-Popo, teniendo diversas estructuras de HMA en sus diferentes fases.

Si se desea cultivar *Heterotheca inuloides* Cass en una azotea naturada se propone utilizar multicepa parcela para obtener un mayor número de flores.

Y para *Calendula officinalis* Linnaeus no es necesario la adición de HMA para su cultivo en una azotea naturada ya que la biología de la planta le permite adaptarse a condiciones de estrés hídrico y temperaturas extremas.

## INTRODUCCIÓN

Una de las opciones para mejorar la calidad del suelo y por consecuencia, el crecimiento de las plantas, es el uso de microorganismos simbióticos, ya que permiten incrementar su fertilidad y su estructura; favorece la actividad biológica, el desarrollo radicular y la biomasa en cultivos, reduciendo el efecto de plagas y fitopatógenos.

Actualmente los Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA), han cobrado gran importancia en los procesos de captura y absorción de nutrimentos; por esta razón se considera como una buena alternativa para biofertilizar suelos y sustratos inorgánicos. Los HMA son hongos microscópicos que actúan en la interface suelo-raíz, promueven el desarrollo vegetal; establecen una relación mutualista que beneficia tanto el hongo como a la planta.

Como una alternativa se propone usar a los HMA que favorecen una mejor adquisición de nutrimentos difíciles de obtener por las raíces de la planta, por medio de las hifas, estructuras que se desarrollan fuera de la raíz y que realizan una mayor exploración del suelo, incrementando su captación.

También se está haciendo uso de materiales inertes como sustrato sobre todo en zonas urbanas, donde el suelo es cada vez menos frecuente, lo que es una opción para sustituir la función del suelo en zonas urbanas es la mezcla de materiales inertes tales como agrolita, peatmoss y zeolita, es cada vez más común, ya que se busca que este sea ligero, de soporte a la planta, proporcione una buena aireación a las raíces; además de la adición de vermicomposta la cual proporciona al sustrato nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio, necesarios para un buen crecimiento.

Un buen crecimiento del sistema radical de las plantas genera una mayor absorción de nutrientes indispensables para que éstas generen gran cantidad hojas, tallos vigorosos y mayor cantidad de flores.

Por otro lado, el crecimiento de zonas urbanas en México ha sido un problema latente, ya que contribuye al desplazamiento de las áreas naturales y la ruptura de la interacción sociedad-naturaleza, lo cual dificulta entender y valorar su importancia para la calidad de vida de los habitantes en las ciudades. Las grandes metrópolis, carecen de áreas urbanas de amortiguamiento ecológico o presentan un déficit en la relación área verde por habitante. En las zonas urbanas, la superficie de áreas verdes por habitante debe ser, como mínimo de 9 m<sup>2</sup> de acuerdo a la Organización Mundial de la Salud (Rodríguez, 2002).

Estas áreas verdes son imprescindibles para un sano desarrollo humano. Se reporta de manera general que existen 3.5 m<sup>2</sup> o menos de 0.5 m<sup>2</sup>, de área verde por habitante en la ciudad de México, cifra que está muy por debajo de la recomendación de la OMS (Rente y col., 1997; Rodríguez, 2003; Chávez y Toledo, 2006).

Esta problemática se trata de paliar a través de programas de reforestación urbana con árboles y arbustos que muchas veces no sobreviven por la insuficiencia de cuidados, una mala planeación en la selección de especies y falta de condiciones ambientales necesarias para que sobrevivan en un ambiente urbano con altos niveles de contaminación (Benítez y col., 2004; Alanís, 2005; Goddard y col., 2009).

Es difícil disponer de áreas destinadas a la vegetación en núcleos urbanos por carencia de espacios provocados por el crecimiento y desarrollo desmesurado de las ciudades; este es el principal motivo por el que se buscan nuevas tecnologías, que, permitan el aprovechamiento de espacios y desarrollo sustentable de las ciudades. Es por eso que la naturación urbana de azoteas e incorporando tecnologías tales como energía solar, aprovechamiento del agua de lluvia y uso de biofertilizantes en sustratos, son alternativas que sirven como sostén para el establecimiento de especies vegetales y el mejoramiento de espacios que se consideraban nulos o de baja utilidad.

En la naturación de azoteas, se busca que en ellas, se realice la siembra de diferentes especies vegetales que puedan ser comestibles u ornamentales; incluso el cultivo de especies medicinales para fomentar la construcción de un huerto, farmacia viviente o mejorar el entorno, haciéndolo atractivo visualmente.

Por estas razones y como alternativa para implementar espacios naturados en áreas urbanas, en este trabajo se diseñó e implementó la naturación de la azotea del gimnasio de la FES Zaragoza, Campus II, utilizando Hongos Micorrízicos Arbusculares como una alternativa para ayudar al cultivo de plantas medicinales en sustratos inertes, apoyándose en el uso de vermicomposta como aporte nutrimental. En este trabajo se planteó evaluar cuál es el efecto de los HMA en el cultivo de plantas medicinales en una azotea naturada bajo condiciones ambientales extremas, para implementar el concepto de farmacia viviente en una azotea naturada, en áreas urbanas.

Y para ello se realizó una búsqueda bibliográfica referente a HMA, naturación de azoteas, plantas medicinales, con el fin de evaluar la posibilidad de implementar un espacio naturado con estas características, se encontró que ya se han hecho trabajos referentes al uso de HMA como biofertilizantes en sustratos, tales como el de Hernández (2013), trabajo en una azotea naturada, utilizando MA con sustratos inertes y vermicomposta en el cultivo de albahaca a partir de un inóculo de micorriza proveniente del Izta Popo, aunado a vermicomposta y sustratos inertes, obteniendo un buen rendimiento de la parte aérea (altura, hojas, flores). El resultado que se obtuvo, fue que asociar HMA y vermicomposta se favorece la adaptación de albahaca en una azotea naturada aunque actúan a diferente nivel de la planta; concluye que los HMA favorecen el desarrollo radical, mejoran la absorción de agua y nutrimentos, mientras la vermicomposta favoreció el desarrollo de la parte aérea.

Por otro lado Lozano y col., reportan la evaluación de Micorrizas (*Glomus intraradices*) en la producción de *Aloe vera* en suelos pedregosos, para ello utilizaron tres tratamientos. Midieron las variables altura de la planta, número de hojas y rendimiento total en kilogramos de hoja por hectárea. Como resultado se obtuvo mayor rendimiento en el tratamiento con micorrizas por kilogramo de hoja, seguido del tratamiento con



base en ácidos húmicos y fúlvicos, el menor rendimiento se observó en el tratamiento testigo. Concluyen que utilizar micorrizas para la producción de *Aloe vera* orgánica es una buena opción ya que incrementa su rendimiento durante su primer corte de hojas después de 18 meses de establecida la planta.

En Montañó y col., en el trabajo se analizaron la respuesta de *M. luisiana* y *M. polyantha* con dos diferentes inóculos: uno nativo procedente de costras biológicas en islas de recursos y otro comercial (*Rhizophagus intraradices*) el objetivo fue evaluar el efecto de estos inóculos en la recuperación de la vegetación del Valle semiárido de Tehuacán-Cuicatlán, Puebla, México. i) Inóculo de costra biológica e isla de recursos, ii) Inóculo de *Rhizophagus intraradices* y iii) Testigo sin inóculo. Las variables medidas fueron: Altura, grosor de tallo, número de hojas, área foliar, clorofila, relación raíz/vástago, biomasa seca total y % de colonización. Los resultados muestran que los HMA tuvieron un efecto significativo sobre el crecimiento de ambas especies de *Mimosa*, presentaron mayor altura, grosor de tallo, número de hojas, área foliar, clorofila, biomasa seca total y menor % de colonización (21%). El inóculo micorrízico nativo es más efectivo que el inóculo comercial *Rhizophagus intraradices*.

En el trabajo de Barcenás y col., se evaluó la eficiencia de dos inóculos de MA sobre el crecimiento de *Tagetes erecta* a nivel de invernadero, inoculando las semillas al momento de la siembra, el sustrato usado fue agrolita y suelo estéril del sitio y 10 g de inóculo propagado. Los parámetros evaluados fueron porcentaje de colonización micorrízica, altura, biomasa, diámetro de tallo, número de flores, hojas y volumen radical. Se obtuvo una buena respuesta a las variables altura, biomasa, diámetro de tallo, número de hojas, volumen radical. Para la variable número de flores, fue el tratamiento con inoculante nativo más fertilizante quien presentó un mayor número de ellas. Con respecto al % de colonización, el sistema radical de las plantas del tratamiento *Rhizophagus intraradices* mostró el valor más alto. Los resultados sugieren que el uso complementario de MA y fertilización orgánica incrementan el vigor de plantas de *Tagetes erecta*.

Con respecto a la naturación de espacios urbanos se hace cada vez más común aprovechar espacios tales como azoteas, muros, o cualquier espacios que sea considerado de muy poco uso, siendo estos utilizados para mejorar y darles un nuevo uso que beneficie no solo a los dueños del inmueble, sino también a la ecología de la comunidad.

Por ello naturar azoteas se considera una buena alternativa para cultivar y establecer plantas, tanto de ornato como medicinales; inclusive el cultivo de hortalizas. Ejemplo de estos usos es la construcción de una azotea naturada en el gimnasio de la FES Zaragoza Campus II, (Meléndez, 2015), en el que se diseñó y construyó la infraestructura implementada para cultivar y establecer especies vegetales, entre ellas algunas medicinales, utilizando inóculo de micorriza el cual fue propagado a partir de raíces de micorrizas naturales. También se diseñó e implemento como capturar, almacenar y distribuir el agua de lluvia, utilizando energías limpias para el funcionamiento de una bomba, para “subir” el agua de la cisterna al área de estudio y regar con ella las plantas.

Lo reportado por Peñaloza en marzo del 2015, en su trabajo titulado *evaluación del rendimiento de Solanum lycopersicum L. (jitomate) al inocular con Azospirillum sp. y Rhizophagus intraradices en condiciones de invernadero*. Reportó el uso de una combinación de biofertilizantes: *Azospirillum sp.* y *Rhizophagus intraradices* en el cultivo de jitomate. Como resultado obtuvo que para una mayor obtención de jitomate, el mejor tratamiento fue el de *Azospirillum sp.*, obteniendo frutos frescos; y para un mejor desarrollo en altura, número de hojas, flores, fue con *Rhizophagus intraradices*.

Por esto en este trabajo se menciona la importancia de los microorganismos del suelo, específicamente los HMA. Se proporciona la definición y la importancia de esta simbiosis mutualista entre los hongos microscópicos y las raíces de la mayoría de las plantas, los tipos de Micorrizas que existen, la colonización entre el hongo planta, así como las estructuras que son características de las HMA y sus funciones y que se utilizan como fuente de inóculos naturales. La importancia de generar este tipo de inóculos naturales. Se define que son las azoteas naturadas, la historia de estas en México. La importancia de crear espacios verdes en las ciudades, los tipos que existen, los beneficios que proporcionan: ambientales, energéticos y a las personas. Así como un resumen de la naturación que se realizó en la FEZ Z C-II por Meléndez (2015). También en este capítulo se menciona la definición e importancia de utilizar sustratos para el cultivo de las plantas en una azotea, así como los materiales que se utilizaron para la preparación del sustrato. También se habla del contacto de las plantas medicinales y el arraigado uso que se les ha dado desde tiempos prehispánicos, así como una definición de lo que son las plantas medicinales, la importancia del cultivo de estas en una azotea naturada dentro de los núcleos urbanos. Por último se presenta el objetivo principal, objetivos particulares, justificación e hipótesis. Se describe el método que se realizó, resultados obtenidos en los diferentes tratamientos para las dos plantas medicinales, el análisis estadístico, por último se mencionan las conclusiones de este trabajo y la bibliografía utilizada.

# CAPÍTULO I

## MICROORGANISMOS DEL SUELO

La rizósfera es la región del suelo ocupada por las raíces de las plantas, donde crece una comunidad microbiológica diversa y dinámica, cuya actividad se vincula con distintos procesos relacionados con el agua, nutrición mineral, intercambio de cationes y producción de exudados, entre muchos otros, que la hacen diferente del resto del suelo con sus propiedades físicas químicas y biológicas. Los diferentes grupos de microorganismos presentes en la rizósfera, existen tres grupos benéficos que son cruciales para el buen funcionamiento de los ecosistemas terrestres: 1) Las bacterias fijadoras de nitrógeno, 2) Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal y 3). Los hongos formadores de micorriza (Alexander, 1980). Estos grupos de microorganismos, proveen o mejoran la disponibilidad de nutrientes cuando se aplican a cultivos.

Las micorrizas son un grupo de hongos habitantes del suelo, benéficos para las plantas con capacidad de colonizar la raíz de un gran número de especies y establecer una simbiosis, benefician el desarrollo de las plantas, además mejoran las condiciones del suelo mediante el incremento en el área de exploración del sistema radical y mayor abastecimiento de nutrientes y agua (Aguirre-Medina y col., 2005), mayor aprovechamiento del agua y tolerancia a sequía (Augé y col., 2001). Las micorrizas conforman un grupo muy variable de hongos que se clasifican en arbusculares, *ericoides*, *arbutoides*, *monotropoides* y *orquidioides* (Peterson y col., 2004).

La simbiosis micorriza arbuscular es una asociación mutualista formada entre las plantas y una gran variedad de hongos del filo *Glomeromycota* (Imagen 1) (Schüßler y col, 2001). Estos hongos forman asociaciones simbióticas con más del 80% de las plantas terrestres, los HMA son conocidos porque aumentan el desarrollo de las plantas por la absorción del agua y nutrientes minerales, especialmente fósforo. Además pueden proteger a las raíces de las plantas contra patógenos y mitigar los efectos de la extrema variación en la temperatura, el pH y el estrés hídrico (Siqueira, 1994).

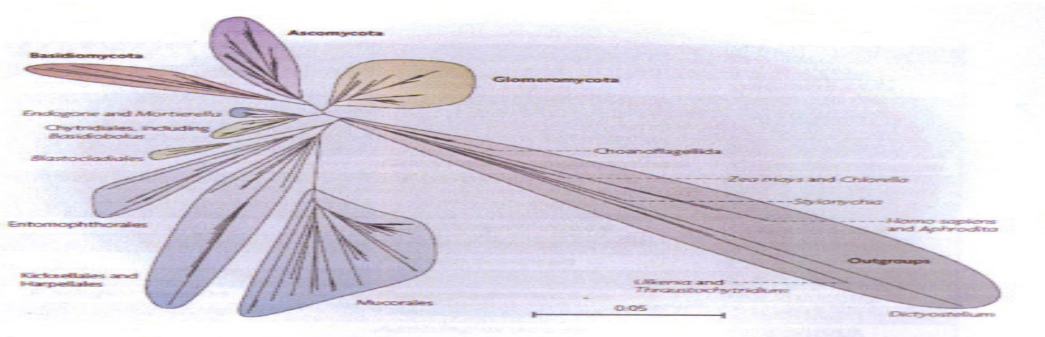


Imagen 1. Filogenia de los Hongos Micorrízicos Arbusculares.

La importancia de esta asociación mutualista radica en la relación armónica de ayuda nutricional que se establece entre ambos organismos, con el flujo bidireccional de nutrimentos (Ferrol y col., 2002). En esta asociación el hongo coloniza biotróficamente

la corteza de la raíz sin causar daño a la planta, llegando a ser, fisiológica y morfológicamente parte de dicho órgano. A su vez, la planta hospedera proporciona al hongo simbiote (heterótrofo) compuestos carbonados procedentes de la fotosíntesis y un hábitat ecológico protegido (Molina y col., 2005).

Los HMA mejoran el estado nutricional de la planta ya que transportan varios elementos desde el suelo hasta la planta hospedadora. La simbiosis mejora la captación de fósforo, calcio, cobre, azufre, zinc y hierro, esto es importante en el caso de los elementos inmóviles como fósforo, zinc y cobre, ya que su disponibilidad para la planta es limitada. A su vez, la mejora de la nutrición fosforada, induce el crecimiento radical, aumenta la capacidad de absorción de agua y nutrimentos de las plantas micorrizadas y hacen que sean más vigorosas así como más tolerantes a patógenos (Smith, 1987).

Etimológicamente se conoce con el nombre de micorriza (del griego *mykes*-hongo, *rhiza*-raíz). Los registros fósiles más antiguos indican que dicha asociación tiene unos 400 millones de años, lo que ha llevado a considerar la compleja coevolución entre las plantas y sus hongos asociados, que se manifiesta en la amplia distribución del fenómeno (se ha estimado que el 90 % de las plantas terrestres están micorrizadas) y en la diversidad de mecanismos morfológicos, fisiológicos y ecológicos implicados (Simón y col., 1993). La simbiosis micorrízica es un componente clave que determina la productividad y diversidad vegetal en un ecosistema natural y es raro encontrar una situación donde la presencia de esta asociación no tenga importancia ecológica (Jeffries y col., 2003).

## 1.1.- TIPOS DE MICORRIZAS

En las micorrizas se pueden distinguir tres grupos fundamentales, según la estructura que forman:

**1.1.1 Ectoendomicorrizas:** Incluye *arbutoides* y *monotropoides*, presentan características intermedias entre las ectomicorrizas y las endomicorrizas, pues presentan manto externo, como las ectomicorrizas, pero también penetran en el interior de las células; no existen vesículas ni arbusculos. Este grupo se presenta tanto en *Basidiomycota* como *Ascomycota* y son más abundantes en angiospermas que en gimnospermas. Su distribución es restringida (Read, 1999).

**1.1.2 Ectomicorrizas o formadoras de manto:** Se caracterizan porque desarrollan una espesa capa de micelio sobre la zona cortical de las raíces absorbentes de la planta, las hifas del hongo no penetran en el interior de las células de la raíz, si no que se ubican sobre y entre las separaciones de éstas. Este tipo de micorrización predomina en árboles de zonas templadas y se producen sobre especies forestales y leñosas, siendo muy característico en hayas, robles, eucaliptos y pinos. Los hongos que la forman son tanto *Basidiomycota* como *Ascomycota*.

**1.1.3 Endomicorrizas:** Caracterizadas por la colonización intracelular del hongo (Read, 1999). Estas colonizan intracelularmente el córtex radical, es decir no tienen manto externo que se pueda observar 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 o arbusculos. Por ello, este grupo se conoce como micorrizas vesículo-arbusculares (MVA) las cuales constituyen la simbiosis más extendida sobre el planeta. Los hongos que la forman pertenecen a la división *Glomeromycota*, se dan en todo tipo de plantas, aunque predominan en hierbas y gramíneas. A su vez se subdividen en ericoides son de tipo más sencillo y simple, con raíces e hifas que penetran en las células para formar ovillos., orquidoides micorrizas de ovillo, son micorrizas de orquídeas, los cuales son imprescindibles para su desarrollo y vida juvenil (Imagen 2).

Una vez que la planta crece y fotosintetiza, cuando está en la fase adulta generalmente se independiza del hongo y arbusculares es el tipo más abundante de micorrizas y se caracteriza por qué coloniza las células corticales de raíces de plantas y forma estructuras intracelulares llamadas arbusculos (Harrison, 1997).

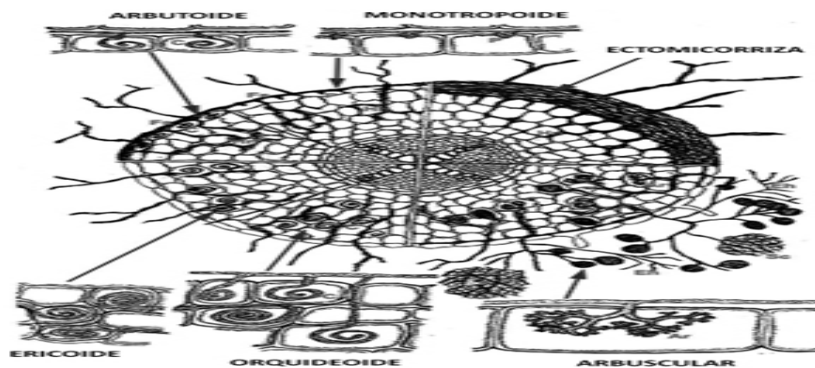


Imagen 2. Tipos de micorrizas.

La asociación MA es del tipo endomicorrízica, porque el hongo coloniza, de manera obligada intracelularmente las células corticales y epidérmicas de la raíz, pero no se introducen en el sistema vascular o en los meristemos de la raíz.

Actualmente no se tiene evidencia de que los hongos *Glomeromycota* se reproduzcan sexualmente, por lo que se considera que las esporas se forman asexualmente. Bajo condiciones favorables, las esporas de estos hongos germinan y al establecer contacto con la raíz, desarrollan una estructura que se llama apresorio, iniciándose una nueva simbiosis micorrízica. Esporas nuevas se pueden formar en el micelio interno o externo de la raíz y el hongo puede completar su ciclo de vida ya que cada espora potencialmente puede generar un nuevo organismo.

Al ser estos hongos simbioses obligados, son dependientes de su relación con las raíces de las plantas, por lo que han desarrollado estrategias adaptativas y de sobrevivencia que los hace únicos, por ejemplo cuando la espora germina en el suelo, crecen hifas que se ramifican en busca de raíces de una planta hospedera, si no tiene éxito, sus hifas exploradoras detienen su crecimiento después de un tiempo, mientras su citoplasma se retrae dentro de la espora a la vez que las hifas se van septando. Es por ello que estos hongos no se pueden cultivar sin la presencia de raíces, tanto *in vitro* como en condiciones de invernadero.

## **1.2.- COLONIZACIÓN MICORRIZA ARBUSCULAR**

En una primera instancia se produce una identificación mutua planta-hongo en la rizósfera, en regiones próximas a las raíces nutritivas; aunque los estados morfológicos de desarrollo son variables, pues depende, sobre todo, de la especie de planta involucrada; en general, las esporas del suelo germinan y la hifa fúngica crece desde la espора en el suelo hasta la superficie de las raíces. Este reconocimiento parece mediado por sustancias exudadas por la raíz que provocan el crecimiento del micelio y un biotropismo positivo del mismo hacia la raíz. Luego se produce el contacto intercelular al formarse una estructura llamada apresorio<sup>1</sup>.

Después se producen cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular del simbionte fúngico. Posteriormente se produce la integración fisiológica de ambos simbios, y por último se produce una alteración de las actividades enzimáticas, que se coordinan entre los simbios para integrar sus procesos metabólicos (Gianinazzi-Pearson, 1984; Azcón-Aguilar y Bago, 1994, citado por López y Barceló, 2001).

La capacidad de las micorrizas para promover el desarrollo de los cultivos depende de dos factores: efectividad e infectividad. La efectividad del hongo se demuestra cuando mejora el desarrollo del hospedante ya sea en forma directa o indirecta. Directamente mejora la absorción de fósforo, cuando éste es limitante y de algunos otros nutrientes como el zinc, cobre y amoníaco anhidro (Stribley, 1990; Marchner y Dell, 1994).

La forma indirecta protege contra patógenos del suelo y condiciones de estrés, también incrementar la agregación del suelo y la estabilidad del mismo, cualidades en las que el desarrollo hifal es fundamental (Abbott y col., 1992).

La infectividad se refiere a la capacidad del hongo para penetrar e invadir la raíz intensamente y explorar el suelo, así como su habilidad de persistir en el sistema productivo. Tanto la efectividad como infectividad de las HMA, hace que en la planta tenga mayor desarrollo y una mejor captación de nutrientes y agua. Si existen estas condiciones, la planta crecerá mejor y podrá tener mayor capacidad de sobrevivir, aún en condiciones adversas.

## **1.3.- RELACIÓN HONGO SUELO**

Una manera de cuantificar el efecto del manejo sobre la salud del suelo consiste en analizar sus parámetros químicos, físicos y biológicos (Vargas Gil y col., 2009). Dentro de los indicadores biológicos más eficientes se encuentran los hongos

---

1 Apresorio.- Estructura que origina al haustorio el cual se mueve intercelular e intracelularmente en los tejidos del hospedero.

micorrízicos arbusculares (HMA), que están relacionados con la nutrición de la planta y su sanidad y la estructura del suelo en el que se desarrollan los cultivos.

Esto se debe a que los HMA establecen la simbiosis en el sistema radical de las plantas, produciendo un intercambio de nutrientes y agua. Las plantas se benefician ya que incrementan su nivel nutricional debido a que las hifas tienen una capacidad exploratoria del suelo de hasta 100 veces mayor que las de las raíces, mientras que los HMA reciben sustratos carbonatados a cambio (Mosse y Phillips, 1971).

Los HMA producen glomalina, una glicoproteína que protege a las hifas durante el transporte de nutrimentos desde la planta hasta el extremo de la hifa y desde el suelo hasta la planta. Una vez que las hifas dejan de transportar los nutrimentos y senescen, la glomalina contenida en sus células se libera y se acumula en el suelo, representando el 5% del contenido de C, N edáfico (Treseder y Turner, 2006). Allí esta glicoproteína actúa como un aglutinante de minerales y materia orgánica, por lo que está en directa relación con la estabilidad de agregados y la estructura del suelo. Es decir que la cuantificación de glomalina de un agroecosistema tiene varias implicaciones, ya que su abundancia refleja buenas posibilidades nutricionales para la planta debido a: i) el incremento de volumen radical, sobre todo en lo relacionado a la absorción de fósforo, ii) la mejor agregación del suelo e infiltración de agua, y iii) la mayor permeabilidad e aire, actividad microbiana general y resistencia a la erosión del suelo, entre otros procesos.

#### 1.4.- ESTRUCTURAS DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES

**a) Arbúsculos:** Son estructuras que no atraviesan o interrumpen las membranas celulares de la planta, sino que la membrana invagina a los arbúsculos, formando un nuevo compartimiento denominado interfase arbuscular; ahí, los simbioses están en contacto íntimo, separados solo por sus membranas, entre las cuales hay una capa de matriz interfacial de la planta y una mínima pared celular fúngica (Harrison, 1997). Esta interfase es el sitio de intercambio de carbono y fosfato entre los simbioses, y el arbúsculo es observado como una estructura clave en la simbiosis (Harrison, 1999).

**b) Hifas:** Proviene de esporas germinadas que penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. No penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemas, tejidos estacales, clorofílicos, partes maduras de la raíz, o en sistemas especializados de órganos vivos.

Cuando la colonización se desarrolla en el interior de la corteza ocurre un crecimiento exterior de hifas (micelio externo) y se establecen nuevos puntos de entrada y se originan una densa red de hifas externas que exploran el suelo varios centímetros (Sieverding, 1983). La hifa ramificada se encuentra rodeada por la membrana plasmática de las células del parénquima cortical siendo el espacio apoplastico producido por la membrana plasmática y el hongo la zona de intercambio de nutrientes (Hernández, 1999).

**c) Vesículas:** Son estructuras ovoides, se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo y se puede producir a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado; suelen aparecer posterior a los arbuscúlos y son considerados órganos de reserva, principalmente de lípidos (Beilby y Kidby, 1980; Cooper y Lösel, 1978, citado en Hernández, 1999).

**d) Esporas:** Las esporas son estructuras de color blanco cremoso a amarillo café, a veces con tintes verdes. La forma es globosa a subglobosa, irregular y elíptica. Los tamaños varían desde 40 a 140  $\mu\text{m}$  (INVAM, 2003). (Imagen 3).

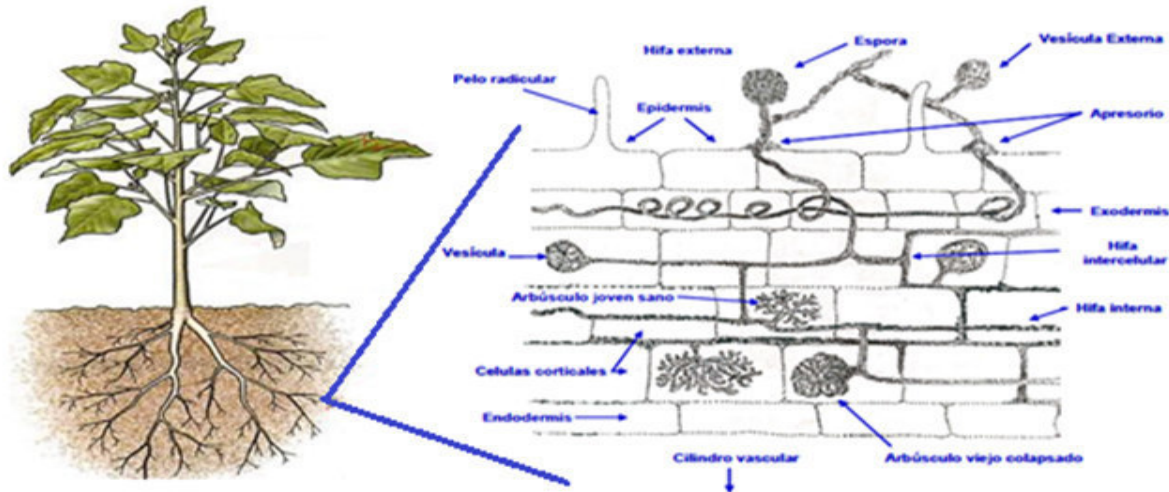


Imagen 3. Estructuras de los hongos micorrízicos arbusculares dentro de la raíz, arbuscúlos, hifas, vesículas y esporas.

Todas las estructuras propias de los HMA son fuentes de inóculos potenciales y que han demostrado ser efectivos, en la práctica se aplican tres tipos de inóculo: esporas de resistencia, raíces micorrizadas e inóculo bruto.

El uso de esporas y raíces micorrizadas aisladas, aunque muy efectiva es laboriosa y se utiliza para establecer cultivos. En el caso de las esporas, o para la inoculación puntual de un número pequeño de plantas.

El inóculo consiste básicamente en suelo impregnado con propágulos de una especie o ecotipo determinado de hongo (esporas, raíces con vesículas y arbuscúlos) y se caracteriza por su grado de infectividad suele ser elevado y su manipulación sencilla, lo que le confiere un considerable interés de aplicabilidad.

Las micorrizas arbusculares se originan a partir de hifas que proceden de los propágulos existentes en el suelo (esporas maduras, segmentos o fragmentos de raíz micorrizadas, o plantas micorrizadas que crecen en vecindad).



## 1.5.- INÓCULOS

Las micorrizas arbusculares se originan a partir de hifas que proceden de los propágulos existentes en el suelo (esporas maduras, segmentos o fragmentos de raíz micorrizadas, o plantas micorrizadas que crecen en vecindad). Los microorganismos del suelo aprovechados en la agricultura han tenido diversas denominaciones. Tradicionalmente se han utilizado los términos “inóculo” o “inocular” que es la introducción de gérmenes en un sustrato cualquiera (Font Quer, 1977), pero también se han denominado “fertilizantes bacterianos” (Dommergues, 1978) e “inoculantes microbianos” (Kapulnik y Okon, 2002).

Los inóculos son cultivos de grupos o de un solo grupo de microorganismos (HMA) del suelo. Este conglomerado de Hongos Micorrízicos Arbusculares sirven para proveer mayor cantidad de nutrientes esenciales que traslocan desde el suelo por las raíces a toda la estructuras de las especies vegetales. La relación del inóculo con las especies vegetales es que éstos ayudan a la colecta de nutrientes en el suelo o sustrato, promoviendo un mejor desarrollo en las especies vegetales.

Aunque se conoce la distribución de los HMA y que estos se localizan en la mayoría de los ecosistemas, el área donde se va a realizar la colecta requiere un estudio, ya que es necesario conocer que microorganismos habitan en esa área; ya sea con un conteo de esporas al suelo que se va a utilizar o también si existen raíces individuales se analizan con una prueba de porcentaje de colonización.

De este estudio se puede obtener un inóculo en esporas o en raíces colonizadas, estas pueden ser dos formas de obtener un inoculo natural.

### 1.5.1 Importancia de generar inóculos naturales.

La producción de inóculos surge del desafío de fomentar prácticas de conservación ambiental en los espacios agropecuarios y de la necesidad de incrementar la cantidad y la calidad de producción alimentaria, ya que las cosechas actuales no abastecen la demanda y por otro lado aumenta los requerimientos de insumos agrícolas (fertilizantes). Una de las primeras ventajas de utilizar inóculos naturales es sustituir por completo los fertilizantes químicos, ya que no dañan el suelo y son económicos. Un inóculo adecuado debe tener la capacidad de lograr con éxito el establecimiento de muchas especies vegetales en campo (Honrubia y col, 1992, Pereira y col, 2007).

Actualmente se está dando mayor importancia al uso de alternativas que permitan recuperar los suelos, de tal forma que se logre una producción óptima sin deterioro del medio. Dentro de estas alternativas se encuentra el uso de biofertilizantes. Su aplicación ha permitido incrementar los contenidos de materia orgánica al suelo, mejorar su estructura, aumentar la actividad biológica, mejorar la fertilidad del suelo, favorecer el desarrollo radicular y la biomasa de los cultivos y reducir el efecto de plagas y fitopatógenos sobre la sanidad de los cultivos, lo que puede llegar a incrementar los rendimientos en términos altamente rentables (Okumoto, 2003).

## **CAPÍTULO II ESPACIOS URBANOS NATURADOS**

### **2.1 NATURACIÓN DE AZOTEAS**

La naturación de azoteas, es la técnica para incorporar y establecer especies vegetales de forma permanente en las azoteas de las casas o edificios. La azotea naturada elegida brinda un fin ecológico, ya que preserva y genera biotopos, en la superficie de azoteas de casas o edificios en núcleos urbanos (García, 2009). Sin embargo, la idea de naturación de azoteas, como actualmente se le conoce y con el fin ecológico que brinda, viene desde la década de los años 50. Surge en varios países europeos, especialmente en Alemania, donde el establecimiento de zonas naturadas en las azoteas se ha perfeccionado. Hasta el momento, ese país cuenta con alrededor de 10 mil hectáreas de azoteas naturadas.

En México el proyecto de naturar azoteas llegó en 1999 y siendo el Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), uno de los primeros en ser naturado, mediante un convenio con la Comisión de Recursos Naturales del Gobierno de la Ciudad de México (CORENA), como una medida urgente para mitigar los altos índices de contaminación atmosférica en la capital. Por otro lado, Guadalupe Orozco Velazco, líder del proyecto ambiental del banco HSBC, declaró que: “los beneficios ambientales que generan las azoteas verdes, aumentan el 15% el valor de un inmueble comercial”, (Cosío, 2011).

De acuerdo con Gilberto Navas Gómez profesor investigador de la Universidad de Chapingo, a la fecha, solo existen de 15,000 a 20,000 m<sup>2</sup> de azoteas naturadas en todo el país. En la capital del país, se localiza 90% de las azoteas verdes, seguidos de las ciudades tales como, Guadalajara y Monterrey. Una azotea naturada, fue instalada en el Distrito Federal en la azotea del Hospital Belisario Domínguez, de la Delegación Iztapalapa. Uno de las más grandes azoteas naturadas se encuentra en la Glorieta de los Insurgentes, ubicada a la salida del metro Insurgentes, la cual cuenta con más de 93,000 plantas.

Las azoteas naturadas surgen como respuesta a la necesidad de crear espacios verdes en las grandes ciudades, son una alternativa para contar con hábitats urbanos alternativos preservando la biodiversidad, generando un nuevo equilibrio en áreas edificadas y recursos paisajísticos, tanto a nivel de cada edificio como de la totalidad de la ciudad. Esto generaría una mejora real para nuestras comunidades y su medioambiente.

La naturación urbana aporta los siguientes beneficios:

#### **a) Beneficios ambientales**

- Reduce el efecto isla de calor en ciudades

- Disminuye el impacto de las lluvias torrenciales
- Fija dióxido de carbono y gases de efecto invernadero
- Aumenta la biodiversidad en el entorno urbano
- Mejora la calidad estética de la ciudad
- Mejora el confort visual habilitando espacios en desuso
- Permite la agricultura urbana
- Prolonga la vida útil de la cubierta

#### **b) Beneficios energéticos**

- Aumentan el aislamiento termo-acústico de la cubierta
- Disminuyen la temperatura del interior del edificio
- Disminuye el consumo de climatización y calefacción
- Disminución del gasto en impermeabilización y mantenimiento

#### **c) Beneficios a la salud**

Una azotea verde se puede convertir en un espacio de recreación para las familias, convirtiéndose en una fuente de relajamiento y liberación de estrés para las personas que tengan acceso a ella e inclusive para las personas que puedan contemplarla desde otros edificios. Proporcionan un espacio de salud mental y de salud corporal ya que contar con una azotea naturada implica contar con un aire de mejor calidad, más puro y libre de contaminantes (Azoteas Verdes, 2010).

## **2.2 TIPOS DE AZOTEAS NATURADAS**

Existen dos tipos de azoteas naturadas: 1) Directa, 2) Indirecta (Tazzer, 2009).

**2.2.1 Azotea naturada directa.** Para este tipo de naturación la técnica se debe realizar sobre la superficie de la azotea imagen, como se muestra en las imágenes 4 y 5, donde se construye sobre una cubierta fértil en la cual, se puedan establecer especies vegetales de forma permanente.



Imagen 4. Ejemplo de naturación directa. (Tomada de: <http://www.obrasweb.mx/construccion/2012/06/21/ecotejado-emprende-en-el-negocio-de-las-azoteas-verdes>)



Imagen 5. Otro ejemplo de naturación directa. (Tomada de: <http://glossi.com/lauramondragon/68309-me-126-con-sus-azoteas-verdes>)

**2.2.2 Azotea naturada indirecta.** En la naturación indirecta la instalación no es sobre la superficie de la azotea, este tipo de naturación no tiene contacto directo con esta, en las imágenes 3 y 4, se puede ver un ejemplo de este tipo de azoteas. En este tipo de naturación se colocan las macetas en bases ya sea de madera, de acero o plástico.

Son económicas por que las macetas, cajas o contenedores pueden ser de materiales reciclados, en estos se coloca el sustrato de materiales ligeros y porosos, así como las especies vegetales y la instalación queda concluida, a diferencia de la azotea naturada directa, esta es más rápida de colocar y más accesible en precio y en mantenimiento.



Imagen 6. Imagen correspondiente al tipo de naturación indirecta, esta corresponde a la azotea del gimnasio de la FES Z C-II.



Imagen 7. Imagen de azotea del papalote museo del Niño. (Tomada de: <http://hoyrevista.com/zona-1/azoteas-verdes-en-papalote-museo-del-nino/>)

A su vez estas dos pueden ser extensivas o intensivas. Dependen de las especies vegetales que se cultiven y de la cantidad e sustrato que se utilice.

**Azotea naturada extensiva.** En este tipo de azoteas, se siembran especies vegetales que no requieren una hidratación constante, resistentes a temperaturas altas y bajas. Las especies suculentas (agaváceas, crasuláceas, cactáceas) y la capa de sustrato no debe rebasar los 20/cm de altura. En la imagen 5 se observa la azotea del INFONAVIT con este tipo de naturación y en la imagen 6 se muestra otra azotea en Huixquilucan, Estado de México, con este tipo de naturación.



Imagen 8. Ejemplo de azotea naturada directa extensiva. Tomada de: <http://huixquilucan.olx.com.mx/terrazas-y-azoteas-verdes-mas-alla-de-un-lujo-un-jardin-iid-28317381>



Imagen 9. Otro ejemplo de azotea naturada directa extensiva. Tomada de: <http://dc430.4shared.com/doc/CYXWU1ep/preview.html>

**Azotea naturada intensiva.** En este tipo de naturación la vegetación, (por ejemplo arbustivas, árboles pequeños, aromáticas, medicinales, imágenes 7 y 8) necesita cuidados de riego constante; ya que la mayoría de la especies no resisten altas temperaturas y la capa de sustrato sobrepasa los 20 cm de altura.



Imagen 10. Ejemplo de azotea naturada directa. Tomada de: <http://www.teorema.com.mx/desarrollourbano/anuncian-congreso-mundial-de-azoteas-verdes-en-el-df/>



Imagen 11. Azotea naturada directa. Tomada de: [http://www.casamexico.mx/cm/noticia\\_detalle.php?id=3012&idEstado=50](http://www.casamexico.mx/cm/noticia_detalle.php?id=3012&idEstado=50)

Construir este tipo de azoteas beneficia al inmueble, a las personas que viven en el inmueble y genera espacios verdes en zonas urbanas, se aprovecha el espacio, principalmente azoteas, muros, fachadas.

En la azotea del gimnasio de la FES Z C-II, se realizó el trabajo de naturación, del servicio social de Meléndez (2015) con nombre “Propuesta para la naturación de una azotea, como una opción para la sustentabilidad en zonas urbanas”. Esta propuesta de naturación se realizó con un diseño previo, la azotea que se construyó fue indirecta intensiva, con bancales de acero, tres en forma de “Y”, con 3 contenedores de plástico por cada bancal, a estos contenedores se les agregó sustrato, como medio de crecimiento de las especies vegetales. Se colocaron 7 islas, distribuidas en la azotea. También se colocaron contenedores con especies vegetales en la orilla de la azotea, cuidando no rebasar el pretil. Se hidrató con agua de lluvia, En el área de estudio se colocó un tinaco de 400 litros, de este sale un sistema de distribución (tubo con varias llaves) sobre el pretil por toda la orilla de la azotea.

También se aprovechó la infraestructura para propagar inóculo de HMA con una planta trampa para utilizarlo en las especies vegetales.

## 2.3 SUELO-SUSTRATO

**2.3.1 El suelo** se considera la parte más superficial de la corteza terrestre. Representa la interfase entre la parte biológica, hidrológica, litológica y atmosférica de nuestro planeta y constituye el soporte de la mayor parte de la vida sobre la tierra y ofrece una extraordinaria complejidad y variabilidad. Lo que parece un simple material mineral relativamente homogéneo, contiene un increíble número de organismos, así como cantidades viables de aire y agua (De la Rosa, 2008).

**2.3.2 Sustrato.** Es una mezcla de diferentes elementos que sirven de soporte y crecimiento en el desarrollo de una planta, a través de su sistema radical durante su desarrollo (Roselló y col., 2007; Bracho y col., 2009; Salas, 2007; Díaz, 2004), intensificando la producción hortícola y provee a las plantas de calidad con altos rendimientos en la cosecha, en periodos cortos y costos de producción bajos, (Ansorena, 1994; De Grazia y col., 2006).

Su origen puede ser natural, de síntesis o residual.

En ocasiones también se puede utilizar el nombre de "tierra para macetas" ya que, es un medio que busca realizar las funciones que se desarrolla en el suelo dentro de una maceta.

Sus funciones básicas son:

- 1.- Proporcionar anclaje a las plantas.
- 2.- Suministrar el agua y los nutrientes que requiere.

**2.3.2.1. Clasificación de sustratos.** Un sustrato óptimo variará en función de la planta en la que se utilice. Así, la cantidad y tamaño de los poros, la capacidad de retención de agua y nutrientes, pH, salinidad, entre otros. Permiten diferenciar entre unos tipos de sustratos y otro.

Existen diversas clasificaciones de sustratos, la más utilizada es la que diferencia entre sustratos orgánicos e inorgánicos:

**a) Sustratos orgánicos.** Pueden a su vez dividirse en:

a.1.- **De origen natural**, caracterizados por estar sujetos a biodescomposición y son conocidos como turbas.

a.2.- **De síntesis**, los cuales son polímeros orgánicos no biodegradables, que se obtienen mediante síntesis química (espuma de poliuretano, poliestireno expandido, entre otros).

**a.3.- Subproductos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas.** La mayoría de los materiales de este grupo experimentan un proceso de composteo para su uso como sustrato utilizando para ello algunos elementos tales como: cascarilla de arroz, paja de cereales, fibra de coco, el residuo que se hace del proceso de fabricación del vino, corteza de árboles, aserrín y virutas de la madera, residuos sólidos urbanos y lodos de depuración de aguas residuales, entre otros (<http://blogtecnos.blogspot.mx/2013/12/tipos-de-sustratos-definicion.html>).

## **b) Sustratos inorgánicos.**

**b.1.- De origen natural:** Se obtienen a partir de rocas o minerales de origen diverso, modificándose muchas veces de modo ligero, mediante tratamientos físicos sencillos. No son biodegradables (arena, grava, tierra volcánica).

**b.2.- Tratados** a partir de **rocas o minerales**, que modifican notablemente las características de los materiales tales como perlita, vermiculita, arcilla.

**b.3.- Agrolita:** Es un silicato aluminico procedente de rocas volcánicas. Contiene partículas de 10 a 20 veces el tamaño original, es extremadamente ligera, de color blanco con una porosidad superior al 95 %. Además, posee una capacidad de retención de agua de hasta cinco veces su peso, además de ser un material químicamente inerte y no aportan nutrimentos a las plantas.

**b.4.- Residuos y subproductos industriales:** Comprende los materiales procedentes de distintas actividades industriales (escorias de horno alto, tales como el carbón).

## **c) Otra clasificación es la que agrupa entre sustratos naturales y artificiales.**

**c.1.- Sustratos naturales:** Agua, gravas, arenas, tierra volcánica, turbas, corteza de pino o fibra de coco.

**c 2.- Peatmoss:** Está formado por restos de turba, se han conservado debajo del agua en estado de descomposición bacteriana y química del material vegetal. La composición de los diferentes depósitos de turba varía mucho, dependiendo de la vegetación de que se originaron (Hudson y Kester, 1999). La turba es uno de los medios de crecimiento más usados para el cultivo de plantas en contenedores, porque mantiene la humedad, tiene una alta porosidad lo que permite que las plantas presenten mayor vigor dando como resultado mayor porcentaje de supervivencia (Di Benedetto, 2000; Vadillo y Suni, 2006).

Se reconocen tres tipos de turba:

**i) Turbas de musgo.** Es el menos descompuesto de los tres tipos y se deriva de musgo *Sphagnum*, *Hypnum* y otros musgos. Varía en color de pardo claro o pardo oscuro. Tiene una alta capacidad para retener humedad (15 veces su peso seco), una acidez elevada (pH 3.2 a 4.5) y contiene una pequeña cantidad de nitrógeno (alrededor del 1 %), pero poco o nada de fósforo o potasio. Este tipo de turba generalmente procede de Canadá o de Europa.

**ii) Turba de júnceas.** Está formada por los restos de gramíneas, espadañas, juncos y otras plantas de pantano. Este tipo de turba varía considerablemente en composición y en color, desde el pardo rojizo hasta casi negro. Su pH es de 4.0 a 7.5 y su capacidad de retención de agua es de alrededor de 10 veces su peso seco.

**iii) Turba humosa.** Se encuentra en estado de descomposición tan avanzado que no es posible identificar el material vegetal original. Se puede originar ya sea de musgo *Hypnum* o de turba de júnceas. Es de color pardo oscuro a negro, con una baja capacidad de retención de agua, pero con 2.0 a 3.5 % de nitrógeno (Hudson y Kesler, 1999).

**iv) Turba negra.** Material orgánico, de color oscuro y con alto contenido en carbono. Forma una estructura esponjosa, liviana en la que se pueden apreciar los componentes vegetales que la forma.

**d) Vermicomposta.** Su uso implica varios procesos biológicos, que aceleran la transformación y mineralización de residuos orgánicos en descomposición realizado únicamente por la actividad de ciertas especies de lombrices y lo convierte en abono para las plantas. La más utilizada es la lombriz roja de california (*Eisenia foetida*), pues facilita que el proceso se realice más rápidamente.

El abono de las lombrices no es sino el conjunto de las excretas o heces fecales de las lombrices, es un sustrato estabilizado de gran uniformidad, contenido nutrimental y con una gran estructura física, porosidad, aireación, drenaje y capacidad de retención de humedad. Durante el proceso no se generan desperdicios, malos olores o atracción de organismos indeseables, además no requiere de equipos costosos, conocimientos profundos o controles estrictos.

Este fertilizante orgánico no contamina el medio ambiente. También propicia y acelera la germinación de las semillas, elimina el shock del trasplante y al estimular el crecimiento de la planta acorta los tiempos de producción. Tiene buen contenido de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio. Su pH debe fluctuar entre 6.5 y 8.0 (Gabriel y col., 2011).

La vermicomposta se aplica directamente en el medio de cultivo sin importar cuál sea el lugar y se mezcla. Es idónea para cualquier cultivo de plantas, ya que ayuda a mejorar la fijación de las raíces, así como un mejor desarrollo de las plantas,



además de acelerar el proceso de germinación debido a los nutrientes que aporta, (Pedrero y col., 2011).

**e) Sustratos artificiales:** Son considerados materiales tales como perlita, vermiculita, arcilla expandida o poliestireno expandido.

Un sustrato para ser considerado como adecuado, en términos generales debe contener:

**Suelo orgánico.** Formado por la descomposición aeróbica o anaeróbica de desechos orgánicos (restos de poda, hojas, raíces, comida...). Se trata de un grado de descomposición medio, cuando su descomposición es completa pasarlo a llamarlo humus. Ambos tanto el composta como humus, proporcionan al suelo porosidad, estructura y nutrientes básicos.

**Abono (fertilizante).** Sustancias de origen orgánico o inorgánico, que mejoran el sustrato ya que aportan nutrientes necesarios para el crecimiento de las plantas.

**Perlita.** Son pequeñas bolas blancas generadas por la extrusión de micas. Su función es esponjar tierra, mejorando la aireación y aumentando su capacidad de retención de humedad.

**Vermiculita.** Se trata de un mineral del grupo de los silicatos, formado eminentemente, por silicatos de hierro y magnesio. Su color es amarillento-dorado. Sus funciones son idénticas a las de la perlita. Se puede mezclar con turba a un 2%.

También se pueden considerar diversos materiales que se utilizan como fuente de materia orgánica en el suelo y se pueden aplicar en forma directa o bien luego de un proceso de elaboración, como abonos orgánicos (Durán y Henríquez, 2007).

En algunos sustratos se recomienda utilizar una mezcla de zeolitas grano fino-grano grueso en una proporción 1:1. Las zeolitas son aluminosilicatos cristalinos hidratados y alcalinotérreos que poseen una estructura tridimensional cristalina, los cuales se caracterizan por su capacidad de hidratarse y deshidratarse en forma reversible, además de cambiar algunos de sus constituyentes catiónicos sin modificar su estructura (Ming y Mumpton, 1989), son ricas en potasio, calcio y magnesio que libera gradualmente (Olguín, S.A., Anicua y col, 2009). Es un producto 100 % natural. Las zeolitas, cuya aplicación sobre suelos incrementa la capacidad de retención de  $\text{NH}_4^+$  y de agua, favorece la actividad biológica y actuando como fertilizante de liberación lenta mediante intercambio iónico y disminuye las pérdidas de nutrientes propios del suelo (Kesraoui-ouki y col, 1994).

Aplicar vermicomposta beneficia a las plantas ya que les provee de nutrimentos, acentuando la germinación y crecimiento, además de que es de origen natural.

## 2.6. PLANTAS MEDICINALES

Desde su origen el hombre ha mantenido íntimo contacto con las plantas y los animales, pues de ello ha dependido su subsistencia; esto le ha permitido acumular un rico acervo de conocimiento de las especies que se utilizan. En México existe una gran diversidad vegetal y cultural, lo que ha resultado en un amplio uso de las plantas, con cerca de 7,000 especies útiles de un total de casi 22,000 especies de plantas con flores (Rzedowski, 1992; Caballero y Cortés, 2001).

El interés por el uso, el estudio y descripción de la flora medicinal mexicana ha sido constante a lo largo de la historia de nuestro país. Desde antes de la llegada de los españoles a territorio mexicano, existía un gran conocimiento y uso de las plantas. Para la cultura azteca el mundo vegetal consistía una fuente importante de elementos que satisfacían sus actividades y creencias, como la alimentación, religión, medicina, entre otras. La sabiduría e interés por el mundo vegetal se dejaba ver en la magnitud y variedad de sus jardines botánicos, que si bien eran hechos expresamente para el placer de las personas de alto rango, parecen haber contenido plantas útiles para curar diferentes enfermedades (Heyden, 2002).

Se define a una planta medicinal como aquellas especies vegetales que presentan una característica común y es su elevado contenido de sustancias o principios activos, con propiedades químicas, bioquímicas u organolépticas muy específicas, que permiten la utilización de estas especies vegetales o de sus preparados con fines terapéuticos (Quesada, 2008).

La diversidad de plantas con que cuenta México, se considera como una de las más amplias del mundo (más de 30 000 especies), lo que queda de manifiesto por la presencia de prácticamente todos los tipos de vegetación. Lo anterior se explica por la gran diversidad de climas con que se cuenta; tanto la altura sobre el nivel del mar como los regímenes pluviométricos son de lo más variado; por ejemplo, en algunas regiones del desierto de Altar en Sonora, se tiene una precipitación pluvial anual promedio de 30.5 mm, mientras que en algunas regiones de las selvas de Oaxaca y Chiapas, se registran precipitaciones superiores a los 5 500 mm., lo cual ayuda a explicar las marcadas diferencias existentes entre dichas regiones en cuanto a la vegetación existente.

Como parte del conocimiento, uso y cultivo en casa de las plantas medicinales en la ciudad de México existen programas tanto del Gobierno Federal como también del Gobierno del Distrito Federal e Instituciones que dan a conocer las plantas medicinales que se siguen usando para remedios caseros.

Uno de estos trabajos, pertenece al Gobierno Federal, llamado: *Plantas Medicinales de la Farmacia Viviente, usos terapéuticos, tradicionales y dosificación*. Este manual es gratuito y es para dar a conocer la efectividad de las plantas medicinales, proporcionan dosificaciones y modo de preparación, aunque con sus respectivas advertencias (CEFOFOR, 2010).

En la Universidad Autónoma Chapingo (UACH), desde el año de 1996 se generó el concepto de “farmacia viviente” ellos pretenden cambiar la actual relación de saqueo, exterminio y dominio que existe entre el hombre y naturaleza; por una relación basada en la teoría de desarrollo sustentable; que consiste en aprovechar de manera racional los recursos naturales con un compromiso de reposición, preservación y cuidado de los mismos.

A partir de entonces y tomando como base la filosofía de los curanderos se consolidó el concepto de “farmacia viviente” en 1998; el cual pretende cambiar la actual relación de saqueo, exterminio y dominio que existe entre el hombre y la naturaleza; por una relación basada en la teoría del desarrollo sustentable; que consiste en aprovechar de manera racional los recursos naturales con un compromiso de reposición, preservación y cuidado de los mismos.

La “farmacia viviente” es definida por Mendoza Castelán 1998, como un conjunto de especies establecidas en lugar determinado, sea en el medio urbano o rural; de manera colectiva o individual, inducida o silvestre, con la finalidad de aportar sus propiedades curativas, procurando al mismo tiempo su cuidado y reposición. Donde deben existir plantas con doble o triple propósito; es decir, que además de tener propiedades medicinales también funcionen como plantas de ornato o alimenticias; como la bugambilia, árnica, mercadela, sábila, tejocote, epazote, menta o tomillo, entre otras.

La Universidad Autónoma Chapingo cuenta con su propia farmacia viviente; da orientación al público en general sobre su implementación e imparte cursos sobre medicina tradicional a través del Programa Universitario de Medicina Tradicional y Terapéutica Naturista con la finalidad de promover éste nuevo concepto y llevarlo a otros estados de la república (Mendoza, 1998).

El cultivar plantas medicinales para naturar una azotea, es de gran relevancia, ya que se fomenta el uso de estas especies para el tratamiento de las enfermedades más comunes. También estudios realizados en instituciones educativas han demostrado que el uso de remedios naturales, pueden prevenir y controlar enfermedades de difícil cura para la medicina moderna. Estas especies vegetales pueden ser utilizadas en infusiones, cocimiento, maceración, entre otras, con fines terapéuticos. Las plantas poseen propiedades medicinales, presentan una característica común y es su elevado contenido de sustancias o principios activos, con propiedades químicas, bioquímicas u organolépticas muy específicas, se ubican en las diferentes partes de la planta, hojas, flores, tallo, semillas, raíces.

A pesar del conocimiento del empleo de plantas para la salud data de tiempos inmemoriales aún no se ha logrado su total aprovechamiento. La finalidad de este trabajo es cultivar este tipo de especies en una azotea, se tiene al alcance de la comunidad de forma gratuita un cuadro básico de medicamentos naturales. Por esta razón el cultivo de plantas medicinales para la naturación urbana de azoteas es una alternativa para generar huertos medicinales en azoteas y también nuevos espacios verdes dentro de las áreas urbanas.

Las plantas medicinales que se utilizaron para la realización de este trabajo fueron *Heterotheca inuloides* Cass (árnica) y *Calendula officinalis* Linnaeus (mercadela).

**ÁRNICA.** Nombre científico: *Heterotheca inuloides* Cass.

Reino: *Plantae*  
Subreino: *Traqueobionta* (plantas vasculares)  
Superdivisión: *Spermatophyta* (plantas con semillas)  
División: *Magnoliophyta* (plantas con flor)  
Clase: *Magnoliopsida* (dicotiledóneas)  
Subclase: *Asteridae*  
Orden: *Asterales*  
Familia: *Asteraceae*  
Género: *Heteroteca*  
Especie: *Heteroteca inuloides* Cass



**Nombres comunes:** Árnica de monte, árnica de campo, árnica del país, cuateteco, cuauteteco, falsa árnica, tabaco de las montañas, (Martínez, 1979).

**Descripción taxonómica:** Planta de aproximadamente 60 cm de altura. Sus hojas son alternas ovadolanceoladas, su tallo presenta tricomas y es delgado, las flores están agrupadas (agrupadas en disco semejante a las margaritas), son de color amarilla, (Mc-Vaugh, 1984).

**Uso:** Medicinal antiséptico, antiinflamatorio, antibacterial, analgésico. Se utiliza toda la planta, (Lara y col. 1996).

**Distribución:** Abarca varios estados de la República Mexicana, entre ellos: Ciudad de México, Estado de México, Puebla, Hidalgo, Tlaxcala, Morelos, Michoacán, Oaxaca.

**Hábitat:** Presente en climas cálidos, semicálidos, semisecos y templados, desde el nivel del mar hasta los 2400 m, y de los 200 hasta los 300 msn. Se pueden encontrar en forma silvestre o cultivada en huertos.

**Temporalidad:** De abril a diciembre, su flor: aparece entre abril y julio, pierde sus hojas en octubre y se seca en diciembre con las heladas.

Otros: en exceso es tóxica, (Villaseñor, 1998).

**MERCADELA.** Nombre científico: *Calendula officinalis* Linnaeus.

Reino: *Plantae*  
División: *Magnoliophyta*  
Clase: *Equisetopsida*  
Subclase: *Magnoliidae*  
Superorden: *Asteranae*  
Orden: *Asterales*  
Familia: *Asteraceae*  
Subfamilia: *Asteroideae*  
Tribu: *Calenduleae*  
Género *Calendula*  
Especie *Calendula officinalis* Linnaeus



**Nombres comunes:** Caléndula, maravilla, caldo, flor de todos los meses, maravillas mexicanas o, simplemente, mexicanas, maravillas tudescas, tudescas, flamenquilla, flamencuela, reinita, flor de muerto, rosa de muertos, flor de difunto, botón de oro copetuda o maravilla y en inglés se le denomina marigold (Alonso J. 2003).

**Descripción:** Planta anual o perenne que mide entre 30 y 70 cm. de altura, con hojas alargadas sin soporte de unión con el tallo, desde donde salen las flores con pétalos largos de color amarillo anaranjado, (Muñoz, 1987).

**Uso:** Medicinal, antiinflamatoria, espasmódica, emenagoga, colagoga, sedativa, sudorífica, vulneraria y bactericida contra *Staphylococcus aureus* y *Streptococcus fecalis*; los extractos de las flores se recomiendan en el tratamiento de leucorrea. En aplicación interna se usa para estimular la actividad hepática y por tanto la secreción biliar, en tratamiento de úlceras gástricas; y externamente, la decocción, tintura o pomada se emplea en escaras, úlceras varicosas, erupciones cutáneas.

**Distribución:** Europa, específicamente en Inglaterra, Alemania, España, Polonia, Rumania, Suecia, Suiza, Francia, Hungría, Estados Unidos, México, Colombia, Costa Rica, Unión Soviética, Japón, Kuwait, (Gora y col., 1980).

**Hábitat:** Es de climas templados, aunque resiste heladas y sequías, crece en alturas que van desde el nivel del mar hasta los 1 000 m.

**Temporalidad:** Anual, ciclo aproximadamente 7 meses. Sembrada en noviembre, florece en enero y presenta semillas a partir de marzo.

**Otros:** Además de su uso medicinal se refiere su empleo en cosméticos, en la preparación de shampoo, cremas y como colorante, (Madueño, 1966).

## **OBJETIVO:**

Evaluar el efecto de la inoculación con Hongos Micorrízicos Arbusculares en un cultivo de plantas medicinales, utilizando sustratos inertes, agua de lluvia y energía solar, en una azotea naturada de la FES Zaragoza.

## **OBJETIVOS PARTICULARES:**

- Propagar el inóculo de multicepa de HMA, proveniente de dos zonas del Izta-Popo, utilizando una planta trampa como medio para obtener una mayor cantidad de raíces colonizadas.
- Elegir dos especies medicinales para su cultivo en una azotea.
- Medir las variables agronómicas de las plantas a cultivar en los diferentes tratamientos (incendio parcela, *Rhizophagus intraradices* y testigo), para conocer que inóculo es el más eficaz.
- Calcular el porcentaje de colonización y el conteo de esporas en cada uno de los sustratos utilizados.
- Generar la propuesta para la utilización del mejor inóculo y ser utilizado en el cultivo de plantas medicinales en una azotea.

## **JUSTIFICACIÓN**

Actualmente el uso de agroquímicos en cultivos es un riesgo para la producción de vegetales, ya que estos fertilizantes químicos tienen un alto costo, contaminan el suelo y agua, por lo que es importante reducir o evitar completamente el uso de estos químicos en el cultivo de plantas en azoteas naturadas, en zonas urbanas.

Una alternativa que actualmente se ha utilizado es aplicar Hongos Micorrízicos Arbusculares ya que su característica es que generan una simbiosis con las raíces de las plantas, permiten la absorción de agua y nutrimentos de manera eficaz; aunado a esto la adición de inóculos naturales de HMA utilizando una planta trampa es posible obtener un biofertilizante de alta calidad, además de que al ser generado en una azotea naturada, (se reduce el uso de fertilizantes químicos) siendo una alternativa que apoye el cultivo de plantas en espacios urbanos naturados bajo condiciones extremas, lo que favorece una buena adaptación de las plantas, se evita la contaminación del sustrato y se conservan las propiedades del medio de cultivo, las cuales se garantizan estén libres de agroquímicos en nuevos espacios verdes dentro de áreas urbanas.

Con ello se fomenta el concepto de naturación urbana, se generan áreas verdes nuevas además de que en un espacio pequeño se tengan las plantas medicinales cultivadas y que pueden ser utilizadas en el momento que se requieran, por lo que en este trabajo se considera importante evaluar el efecto de las micorrizas sobre dos especies de plantas medicinales comúnmente usadas en la ciudad, con el fin de generar una propuesta que nos garantice la naturación de espacios urbanos utilizando agua de lluvia, energía solar y biofertilizantes naturales cultivados en la misma azotea.

## **HIPÓTESIS**

La aplicación de HMA en el cultivo de plantas medicinales incrementa el éxito de naturación en azoteas urbanas.

## MÉTODO

El trabajo se dividió en 2 fases, las cuales se describen a continuación:

### I FASE DE CAMPO

En esta fase se colectó suelo de dos zonas del Parque Nacional Izta-Popo, que se ubica en la parte centro-oriental del Eje Volcánico Transversal, en el municipio de Amecameca, Estado de México; para obtener inóculo, propagarlo en la azotea y posteriormente ser utilizado en el cultivo de las plantas medicinales. La colecta se realizó en 2 puntos específicos: Una zona de cultivo en parcela de maíz y otra de incendio, a una profundidad de 40 cm, (Imagen 12).



Imagen 12. Ubicación de las zonas de colecta de suelo.

La zona de parcela de maíz se ubicó 2766 msnm, con coordenadas geográficas 19° 04.73' latitud norte LN y 98° 43.15' longitud oeste LW (Imagen 13).



Imagen 13. Zona de cultivo (parcela de maíz).

La zona de incendio se ubicó en un bosque *Pinus Harteguii* Lindl, a los 3463 msnm, en el cual se presentó un incendio hace aproximadamente 8 años. Las coordenadas geográficas 19° 05.24' LN y 98° 40.13' LW (Imagen 14).





Imagen 14. Bosque de *Pinus Hartegui*- zona incendio, Pérez (2013).

Se transportó a la FES Z C-II y se subió al área de experimentación (azotea).

### ÁREA DE EXPERIMENTACIÓN

El área de trabajo se ubicó en la azotea del gimnasio de Campus II, FES Zaragoza (Imagen 15).

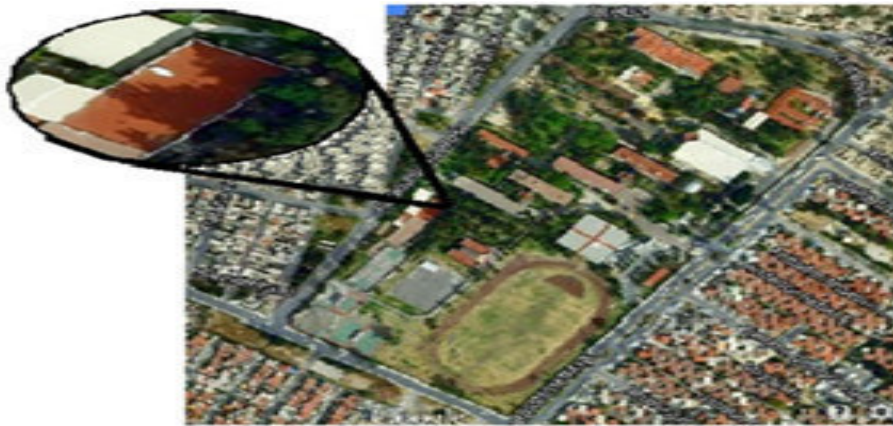


Imagen 15. Tomada y modificada de Google Earth, Febrero, 2015.

Como inicio, se implementaron bancales de acero de 135 cm de largo, 75 cm de ancho y 55 cm de altura (Imagen 16) y se colocaron contenedores de plástico de 72 cm de largo, 40 cm de ancho y 35 cm de altura (Imagen 17), siguiendo el diseño de isla en forma de “Y” (Imagen 18) (en total se ocuparon 2 bancales de acero y 16 contenedores, para este experimento) y la distribución de estos como se muestra en la imagen 19.



Imagen 16. Bancales de acero.

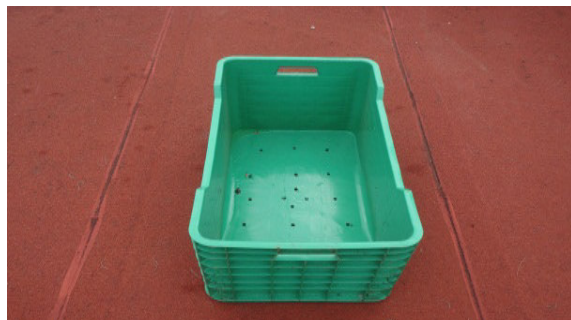


Imagen 17. Contenedores de plástico.



Imagen 18. Diseño de isla.



Imagen 19. Distribución de bancales y contenedores para el diseño de islas.

El suelo en la azotea, se distribuyó en 2 contenedores en una isla (imagen 20), evitando no exceder el peso, para no dañar la azotea.

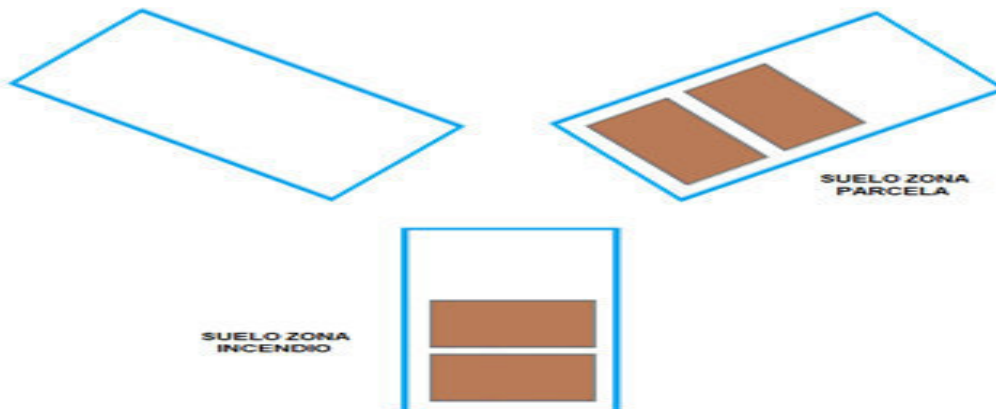


Imagen 20. Ejemplo de la distribución del suelo en una isla.



Imagen 21. Contenedores con el suelo provenientes de la zona de incendio.



Imagen 22. Contenedores con el suelo provenientes de la zona de parcela.

Se colocaron las raíces micorrizadas por tamizado (Imágenes 23 y 24), con el fin de obtener el inóculo.



Imagen 23. Tamizado de suelo.



Imagen 24. Tamizado de suelo.

Se retiró el exceso de suelo de las raíces, se enjuagó y secaron. Finalmente se etiquetaron por zonas y se refrigeraron. (Imágenes 25, 26).



Imagen 25. Raíces del suelo.



Imagen 26. Raíces en papel.

Con las raíces preparadas se hizo una prueba de % de colonización micorrízica, mediante la técnica de Philips y Hayman (1970), para calcular las estructuras de MA presentes en las raíces.

## DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LA PROPAGACION DEL INÓCULO DE MICORRIZA ARBUSCULAR

Para propagar las raíces, se trabajó en una isla (imagen 27), con zeolita como sustrato y una planta trampa (*Zea maíz*). Para preparar el sustrato, se realizó la mezcla 1:1 de zeolita grano-fino, zeolita grano-grosso (Imagen 28, y 29), como medio de cultivo, colocado en 4 contenedores.

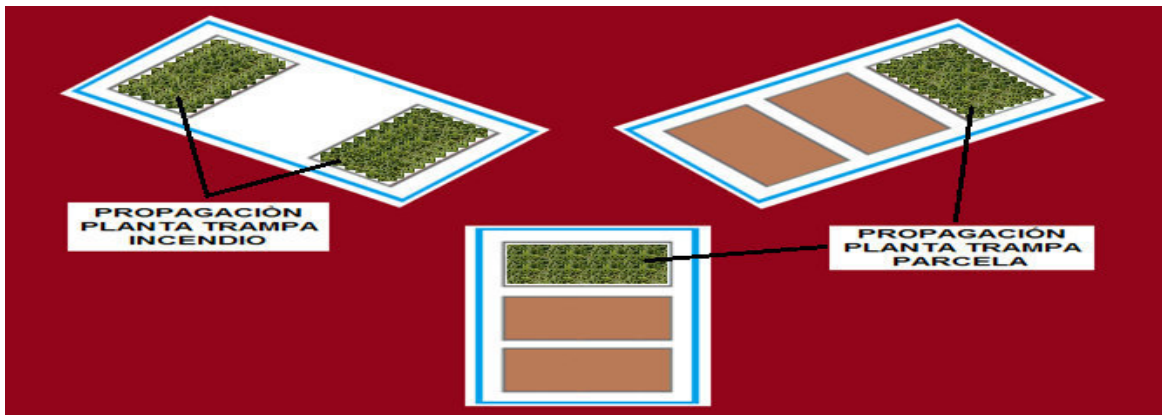


Imagen 27. Esquema de la distribución para la propagación del inóculo en planta trampa.



Imagen 28. Zeolita grano fino.



Imagen 29. Zeolita grano grueso.

En cada contenedor se colocaron 40 kg de zeolita por contenedor a  $\frac{3}{4}$ , separando una capa de zeolita de la parte superior de 8 a 12 cm, para colocar las raíces de los suelos, estas se cubrieron con una capa delgada (zeolita), mediante la técnica de voleo agregando las semillas de la planta trampa (maíz). Este procedimiento se muestra en la imagen 30.

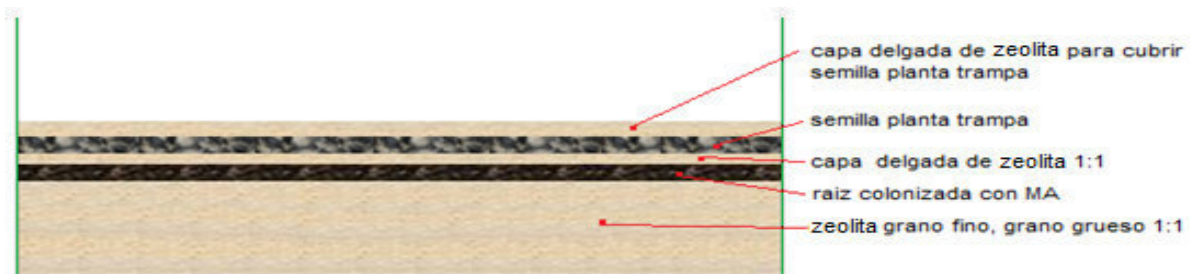


Imagen 30. Esquema de la preparación del medio para la propagación de las raíces de la planta trampa.

Como planta trampa se seleccionó a *Zea mays* L., (Imagen 31), ya que es una gramínea, con ella se disminuye el peligro de patógenos (Sieverding, 1984). Al ser de rápido crecimiento, desarrolla una raíz fibrosa que puede ser colonizada rápidamente y en mayor cantidad (Hayman y col., 1976; Owusu-Bennoah, Mosse, 1979; Smith y Skipper, 1979).

La hidratación de la planta trampa se hizo cada tercer día; para evitar que las aves o ardillas se comieran las semillas o las plántulas del maíz, se cubrió con una malla que se retiraba para el riego y se colocaba nuevamente. Esto se realizó hasta que las plántulas alcanzaron 15 cm de altura.



Imagen 31. Semillas planta trampa (maíz).

Se dejó crecer a la planta trampa por 3 meses hidratándose cada tercer día, posteriormente se indujo a un estrés hídrico por un mes (Imagen 32, 33).



Imagen 32. Planta trampa en crecimiento.



Imagen 33. Planta trampa en estrés.

Transcurrido este tiempo se llevó a cabo la cosecha del maíz. La planta trampa se retiró desde la raíz, se desechó la parte aérea y solo se colectó la raíz (Imagen 34, 35) Y se hizo el mismo tratamiento de las raíces del suelo, para las raíces de la planta trampa.



Imagen 34. Cosecha de la planta trampa.



Imagen 35. Colecta de raíces planta trampa.

Mediante la técnica de Philips y Hayman (1970) se calculó el % de colonización micorrízica en raíz.

Se procedió a germinar las semillas de ambas especies; para ello se colocaron en una solución clorada al 10 % por 3 minutos, se enjuagaron con agua destilada, con 5 repeticiones. Posteriormente se colocaron en cajas petri con algodón 10 semillas en cada caja, se humedeció el algodón, se sellaron y se espero a que germinaran (Imagen 36).



Imagen 36. Semillas de árnica y mercadela.

Una vez germinadas se hizo el conteo de las plántulas germinadas para cada especie y posteriormente poder calcular el porcentaje de germinación con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ germinación} = \frac{\# \text{ semillas germinadas}}{\# \text{ de semillas totales}} \times 100$$

Cabe mencionar que para la semilla de *Heterotheca inuloides* Cass su germinación fue en semilleros por su tamaño; una vez que la plántula alcanzó los 15 cm, se hizo el trasplante a los contenedores. Para las semillas de mercadela la siembra fue directa.

Los materiales utilizados para preparar el sustrato fueron peatmoss, agrolita y vermicomposta (Imagen 37, 38, 39). Antes de mezclarlos, se esterilizaron en una autoclave por 3 horas los dos primeros a una presión de 1.2 atm, en bolsas de plástico. Se mezclaron agrolita, peatmoss, 1:1, y vermicomposta al 15 %, (imagen 40).



Imagen 37. Agrolita.



Imagen 38. Peatmoss.



Imagen 39. Vermicomposta.



Imagen 40. Mezcla final del sustrato.

## DISEÑO EXPERIMENTAL PARA EL CULTIVO DE LAS PLANTAS.

El diseño experimental se llevo a cabo como se muestra en la tabla 1, tres tratamientos y un testigo para cada planta medicinal.

TESTIGO +	AGROLITA +	PEATMOSS +	VERMICOMPOSTA
HMA INCENDIO +	AGROLITA +	PEATMOSS +	VERMICOMPOSTA
HMA PARCELA +	AGROLITA +	PEATMOSS +	VERMICOMPOSTA
HMA <i>Rhizophagus intraradices</i> +	AGROLITA +	PEATMOSS +	VERMICOMPOSTA

Tabla 1. Diseño experimental de los tratamientos en la colonización de las especies medicinales.

Se trabajaron 8 individuos experimentales por cada tratamiento; dos más fueron utilizados para la prueba destructiva, y los 6 individuos experimentales restantes se dejaron crecer hasta la primera floración.

## SIEMBRA DE PLANTAS MEDICINALES

### Para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Fue por siembra directa, en 4 contenedores a  $\frac{3}{4}$  partes (mezcla de agrolita peatmoss 1:1 y 15 % de vermicomposta). Por cada contenedor, se realizaron 8 espacios de 15 cm de profundidad para cada individuo experimental. El 1° se utilizó para la siembra de la planta testigo y no se adicionó ningún tipo de HMA. En el 2°, se colocaron 15 gramos de raíz colonizada, previamente cortada en pequeños trozos en los espacios, de multicepa incendio y se cubrió hasta dejar 3 cm; encima se colocó la semilla y por último se cubrió con una capa delgada de sustrato, está fue por cada

individuo experimental. Para el 3<sup>er</sup> se colocaron 15 gramos de raíz colonizada de multicepa parcela, y el 4<sup>o</sup> 15 gramos de monocepa (*Rhizophagus intraradices*, esporas en sustrato) proporcionada por el Laboratorio de Microbiología de Suelos. En cada unidad experimental se colocaron 3 semillas, de acuerdo a la prueba de germinación. El procedimiento de inoculación y siembra de raíces de mercadela, se muestra en la imagen 41.

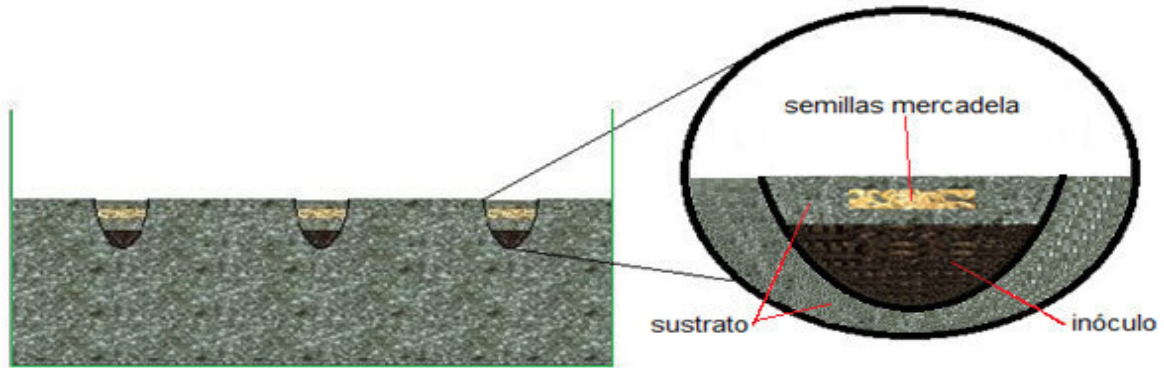


Imagen 41. Esquema de la preparación en el sustrato para la colonización de las raíces de mercadela.

### Preparación de semilleros para *Heterotheca inuloides* Cass.

Para la germinación se ocuparon dos semilleros de plástico (Imagen 42). A los 10 huecos del semillero se les agregó sustrato, (mezcla de peatmoss y agrolita 1:1 y 15 % de vermicomposta), se colocaron 15 gramos de inóculo por individuo experimental, se colocaron 4 semillas y se cubrieron, cuidando que no se rebasará el borde del semillero (imagen 43) y se hidrató cada tercer día.



Imagen 42. Semillero de plástico utilizado.

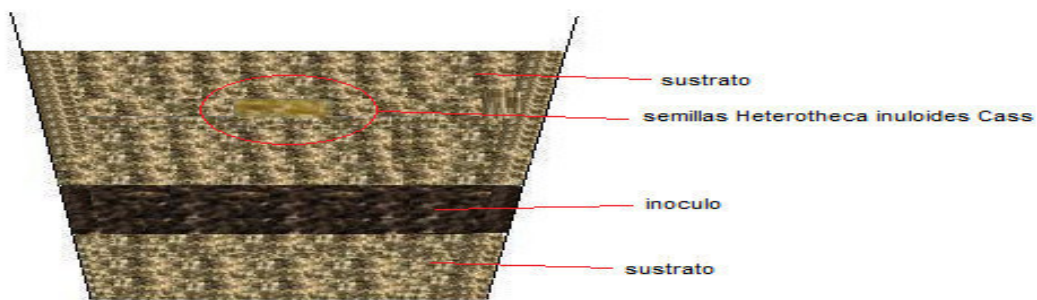


Imagen 43. Representación de la germinación de árnica en semillero.



Esta técnica de siembra en semilleros también se aplicó para los dos tratamientos restantes (Imágenes 44, 45 y 46) y por último al testigo se elaboró con la misma técnica, pero no se agregó ningún tipo de HMA. Los semilleros se subieron a la azotea y se colocaron en dos contenedores para su germinación.



Imagen 44. Sustrato con multicepa incendio.

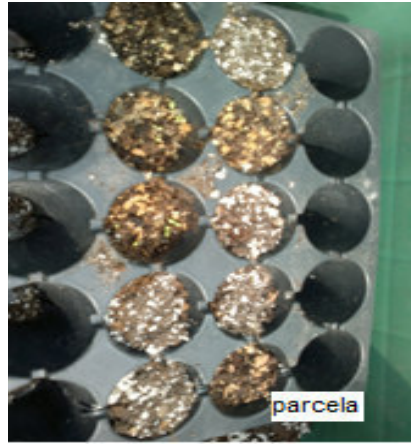


Imagen 45. Sustrato con multicepa parcela.



Imagen 46. Sustrato con *Rhizophagus intraradices*.

El tiempo de espera fue de 9 días para la germinación y una vez que plántula tuvo de 10 a 15 cm, se hizo el trasplante.

A medida que se dió el crecimiento de las dos especies, se cubrieron para evitar que aves y ardillas se llevaran las semillas, esta malla se retiró todos los días para aprovechar los rayos del sol, cuando las plántulas presentaron una altura de mayor de 20 cm se retirándola para hidratar a las plantas cada tercer día.

### **MEDICIÓN DE LAS VARIABLES FISIOLÓGICAS**

Una vez que se trasplantaron las plántulas el registro cada tercer día por semana; y las variables medidas fueron: longitud parte aérea, número de flores, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco de parte aérea, peso seco de parte aérea, peso fresco de raíz, peso seco de raíz, longitud de raíz, volumen de raíz.

A los 3 meses del cultivo de ambas plantas medicinales se efectuó una prueba destructiva, utilizando 2 individuos experimentales por cada tratamiento y mediante la prueba de Phillips y Hayman (1970), para calcular el porcentaje de colonización micorrízica. Cuando las plantas llegaron a su madurez reproductiva (desarrollo de las primeras flores) se realizó la cosecha.

## II FASE DE LABORATORIO

Se calculó el porcentaje de colonización tanto en las raíces del suelo, de la planta trampa y de las plantas medicinales. Se eligieron las raíces más delgadas para calcular el % de colonización con el método modificado de Phillips y Hayman (1970), se hizo la tinción de las raíces con hidróxido de potasio al 10 % (clareo), y para acelerar el efecto del clareo se aplicó calor por tiempos de 3 minutos. Se retiró el KOH y se enjuagaron las raíces con agua destilada. Se agregó agua oxigenada al 10 % por tres minutos, después se lavaron con agua destilada. Las raíces se cubrieron con ácido clorhídrico al 10 % por 3 minutos. Se cubrieron las raíces con una solución colorante de azul de tripano 0.05 % por 3 minutos, aplicando calor.

Finalmente se eliminó el colorante y se montaron en un portaobjetos 20 segmentos de raíces de un centímetro, de manera paralela, adicionando sobre las raíces gotas de lactoglicerol y se colocó el cubreobjetos eliminando las burbujas de aire. Se observaron al microscopio, efectuándose 3 pasajes equidistantes por laminilla.

El cálculo del porcentaje de colonización total se realizó utilizando la fórmula:

$$\% \text{ colonización total} = \frac{\# \text{ segmentos colonizados}}{\# \text{ de segmentos locales}} \times 100$$

(Ferrera-Cerrato R. 1993).

## CONTEO DE ESPORAS

Se hizo el conteo de esporas en el sustrato en el cual se aplicaron los 4 tratamientos por el método de Gendermann y Nicolson (1963), de tamizado y decantación en húmedo, colocando en suspensión 10 g de cada suelo en 1000 ml de agua, se agitó por cinco minutos y se dejó reposar por 3 minutos más para la sedimentación de las partículas grandes. La suspensión se paso por una serie de tamices de 0.250 mm, 0.125 mm, y .035 mm, respectivamente, lavando con agua y se repitió el proceso dos veces más. Las fracciones obtenidas en cada tamiz se llevaron en una caja petri con un cuadrulado para la cuantificación de las esporas.

$$\% \text{ esporas en } 10 \text{ g de suelo} = \frac{\# \text{ esporas contadas (10 g suelo)}}{10 \text{ g de suelo}}$$

## ANÁLISIS ESTADÍSTICO

A cada una de las variables fisiológicas medidas se procedió con los datos obtenidos a realizar un análisis estadístico, utilizando el software STATGRAPHICS Centurión: a un análisis de varianza y la comparación de medias de Tukey.

## RESULTADOS

Como resultados se tuvieron que:

Suelo zona de incendio.	100 Kg.
Suelo zona de parcela.	100 Kg.

Tabla 2. Cantidad de suelo colectado de las dos zonas.

Para el suelo utilizado en el cultivo de la planta: de las cuales, se obtuvieron las siguientes cantidades de raíces micorrizadas, (imágenes 47 y 48):

Raíz colectada del suelo zona de incendio.	480 gr.
Raíz colectada del suelo zona de parcela.	440 gr.

Tabla 3. Cantidad de raíces colectadas en la zona de parcela, Izta-Popo.



Imagen 47. Raíces colectadas por tamizado.



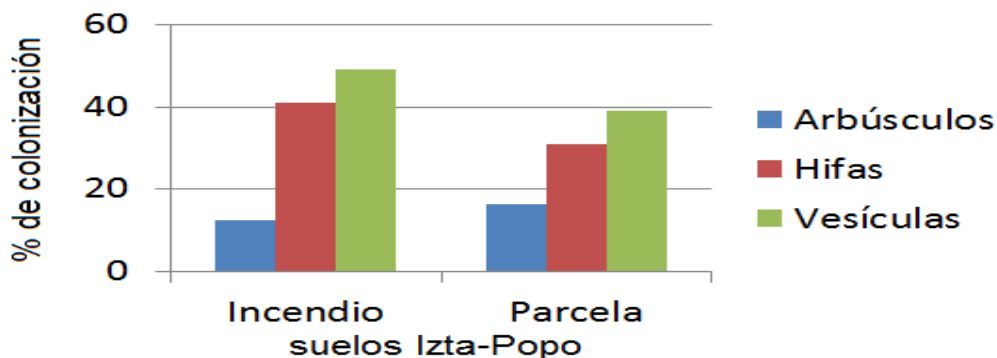
Imagen 48. Raíces enjuagadas.

### IDENTIFICACION DE ESPECIES MICORRIZICAS EN EL SUELO

En la zona de incendio se encontraron las especies *Acaulospora laevis*, así como la morfoespecie *Acaulospora sp 1*. Y en la zona de parcela se encontraron las especies *Acaulospora laevis*, *Acaulospora delicada*, *Funneliformis mosseae*, *Gigaspora margarita*, *Acaulospora aff. kentinensis*, *Racocetra aff. fulgida* y *Scutellospora aff. gilmorei*.

### PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN PARA RAÍCES DEL SUELO DEL IZTA-POPO

Se identificaron tres estructuras de HMA: arbusculos, hifas y vesículas. Con respecto al porcentaje de colonización se obtuvo para la zona incendio se tiene: arbusculos 12 %, hifas 41 % y vesículas 48 %; con respecto a las raíces provenientes de la zona parcela: arbusculos 18 %, hifas 30 % y vesículas 39 %. Estos resultados se presentan en el gráfico 1.



Gráfica 1. Porcentaje de colonización de las dos zonas del Izta-Popo, incendio parcela.

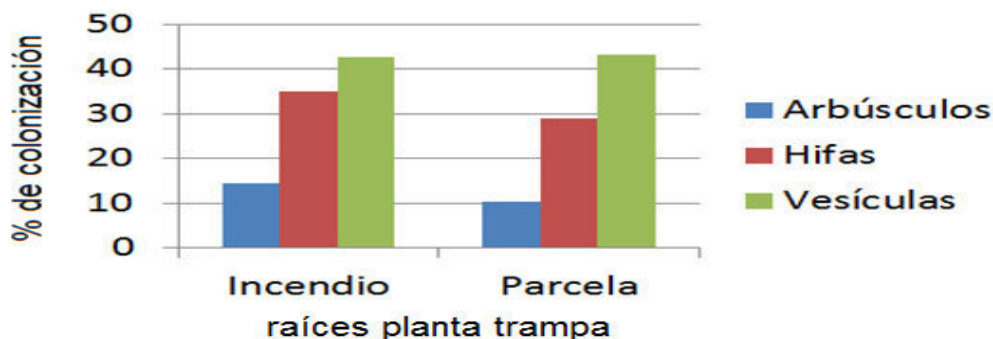
Con estos resultados se puede inferir que ambos suelos contenían una buena cantidad adecuada de Hongos Micorrízicos Arbusculares, lo que permitió propagar la micorriza con la planta trampa esto se puede realizar por que el suelo presenta tiene una alta cantidad de vesículas, lo que permite su propagación; una aceptable cantidad de hifas y arbúsculos. Al tenerse estas proporciones, en raíces del suelo se puede hacer la propagación de los HMA nativos en el inoculo.

Una vez que se procedió a colonizar el sustrato para la siembra de la planta trampa, se hizo la propagación de raíces, obteniendo:

Raíces colectadas de la planta trampa zona incendio.	510 gr.
Raíces colectadas de la planta trampa zona parcela.	490 gr.

Tabla 4. Cantidad de raíces colectadas de la planta trampa incendio y parcela.

A la par se hizo el % de colonización micorrízica en ésta, obteniéndose: micorrizas provenientes de la zona incendio, 14 % arbúsculos, 35 % hifas y 42 % vesículas; y para zona parcela 10 % arbúsculos, 28 % hifas y 42 % vesículas, lo cual se resume en la gráfica 2.



Gráfica 2. Porcentaje de colonización de las raíces planta trampa, incendio parcela.

Con respecto a la colonización micorrízica de las raíces del inóculo se tiene que hubo una aceptable colonización micorrízica ya que se tiene la presencia de arbúsculos, hifas y vesículas en una proporción del 50 %, lo que hace posible que pueda utilizarse como un buen biofertilizante para las plantas de estudio.

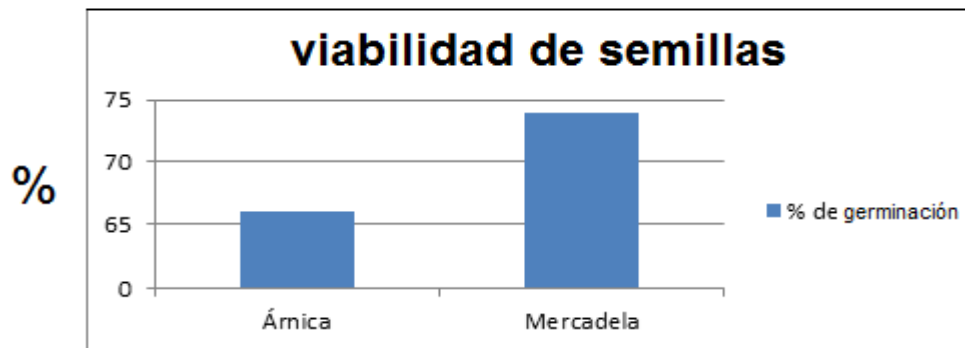
## GERMINACIÓN DE LAS ESPECIES VEGETALES

Con respecto al % de germinación de especies (*Calendula officinalis* Linnaeus y *Heterotheca inuloides* Cass) se tiene que:

Semillas	1ª muestra	2ª muestra	3ª muestra	4ª muestra	5ª muestra
Árnica	5	7	8	7	6
Mercadela	6	8	7	8	8

Tabla 5. Total de semillas germinadas de árnica y mercadela.

Esto se presenta en la gráfica 3:



Gráfica 3. Porcentaje de germinación de las semillas de árnica y mercadela.

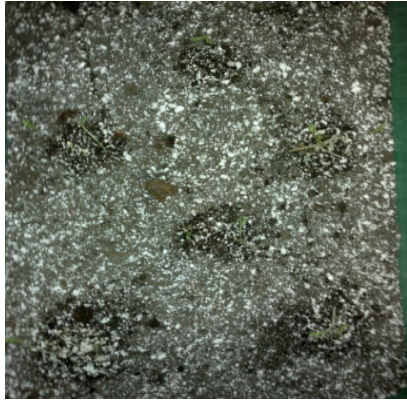
Por lo anteriormente mostrado se puede decir que las semillas utilizadas tuvieron una buena viabilidad, la cual está por encima del 65 %, considerándose por ello que su viabilidad es alta.

## SUSTRATO

Con respecto al sustrato al poder germinar y permitir el crecimiento de los individuos en estudio, se considera el adecuado en las proporciones planteadas, tanto para el inóculo como para el de las plantas.

## CULTIVO DE PLANTAS MEDICINALES

Es importante que para la siembra de *Calendula officinalis* Linnaeus si es importante como se siembra ya que tuvo un buen efecto sembrándola de manera directa en el sustrato (imágenes 49a,b,c; 50a,b,c y 51a,b,c).



a)



b)



c)

Imagen 49. Contenedores con mercadela, a) desde la siembra, b) y c) a una semana de crecimiento.



a)



b)



c)

Imagen 50. Contenedores con mercadela, a) siembra de 15 días, b) y c) a dos meses de crecimiento.



a)



b)



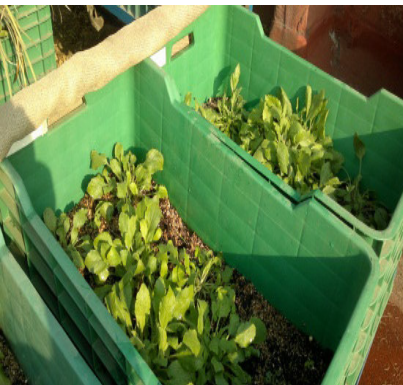
c)

Imagen 51. Contenedores con mercadela, a), b) y c) en proceso de crecimiento.

Para sembrar plantas de *Heterotheca inuloides* Cass es recomendable hacerlo en semilleros y trasplantarla a los contenedores posteriormente (imágenes 52a,b,c; 53a,b,c y 54a,b,c). El riego fue cada tercer día por 5 meses, para las dos especies.



a) b) c)  
 Imagen 52. Contenedores con el trasplante de árnica a) a una semana, b) y c) a dos semanas de crecimiento.



a) b) c)  
 Imagen 53. Contenedores con el trasplante de árnica a) a una semana, b) y c) a tres meses de crecimiento.



a) b) c)  
 Imagen 54. Contenedores con el trasplante de árnica a) a una semana, b) y c) a cinco meses de crecimiento.

## DISEÑO EXPERIMENTAL

Con respecto al diseño experimental se puede decir que:

a) El sustrato elegido permitió el crecimiento de las plantas a cultivar así como el soporte y la absorción de nutrientes necesaria para un buen desarrollo de las plantas.

b) Las micorrizas elegidas tanto las nativas como *Rhizophagus intraradices* favorecieron la absorción de nutrientes y agua. Cabe mencionar que también se utilizó a *Rhizophagus intraradices* como otro tipo de micorriza introducida con el fin de apoyar el buen desarrollo de las plantas, ya que en experimentos anteriores realizados con este tipo de micorrizas se tuvo que tiene la función de biofertilizar las raíces de las plantas, lo que favoreció el crecimiento de las plantas y la mejora en las variables morfológicas medidas en cada experimento realizado.

## COSECHA DE LAS PLANTAS MEDICINALES

El tiempo de espera para la primera floración en las especies utilizadas fue de 5 meses. Después de ese tiempo se obtuvo la cosecha de ambas plantas de estudio, (imágenes 55 a 62).

### *Calendula officinalis* Linnaeus



Imagen 55. Mercadela con el tratamiento multicepa Incendio.



Imagen 56. Mercadela con el tratamiento multicepa Parcela.



Imagen 57. Mercadela con el tratamiento *Rhizophagus intraradices*.



Imagen 58. Mercadela tratamiento Testigo.



*Heterotheca inuloides* Cass



Imagen 59. Árnica con el tratamiento Incendio.



Imagen 60. Árnica con el tratamiento Parcela.



Imagen 61. Árnica con el tratamiento *Rhizophagus intraradices*.



Imagen 62. Árnica con el tratamiento Testigo.

## VARIABLES FISIOLÓGICAS DE LAS ESPECIES VEGETALES TRABAJADAS

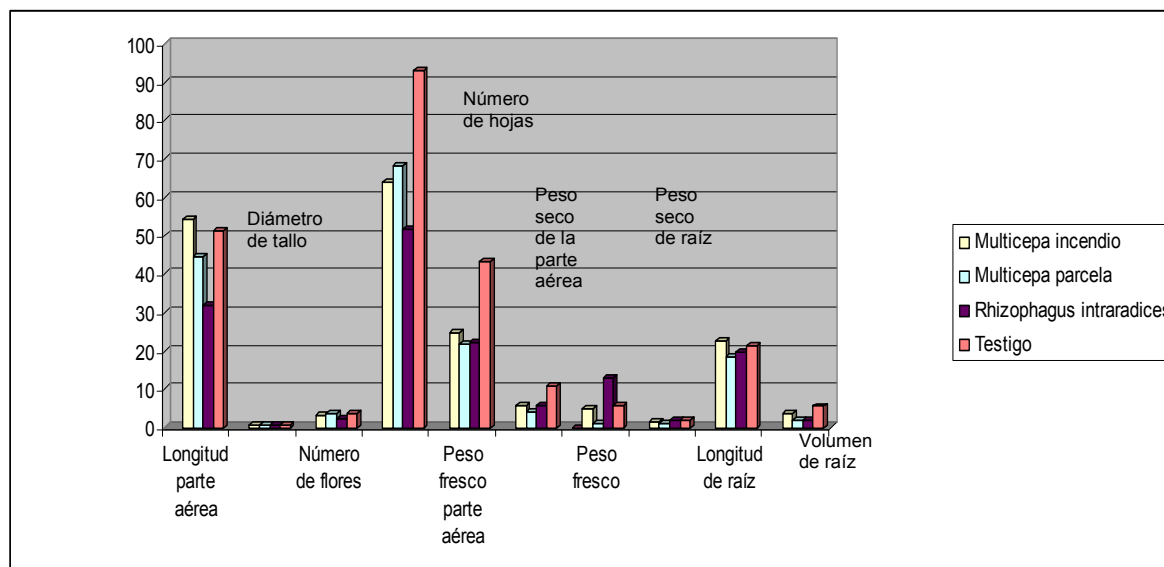
a) Para *Calendula officinalis* Linnaeus

A partir de las variables morfológicas de *Calendula officinalis* Linnaeus se obtuvieron los siguientes resultados:

<i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	Longitud parte aérea	Diámetro de tallo	Número de flores	Número de hojas	Peso fresco parte aérea	Peso seco parte aérea	Peso fresco de raíz	Peso seco de raíz	Longitud de raíz	Volumen de raíz
Multiceps incendio	54.41	.53	3.08	63.91	24.8	5.61	4.80	1.48	22.58	3.55
Multiceps parcela	44.57	.52	3.71	68.28	21.76	3.87	.96	1.12	18.35	1.79
<i>Rhizophagus intraradices</i>	31.87	.51	2.5	51.87	22.23	5.77	12.76	1.96	19.5	2
Testigo	51.22	.77	3.55	93.22	43.28	10.57	5.74	1.72	21.25	5.5

Tabla 6. Medidas morfológicas de *Calendula officinalis* Linnaeus.

Estos se plasmaron en el siguiente gráfico:



Grafica 4. Medidas morfológicas de *Calendula officinalis* Linnaeus.

El mejor efecto para *Calendula officinalis* Linnaeus se dio en las variables diámetro de tallo, número de hojas, peso fresco de la parte aérea y siendo testigo el que mejor efecto tuvo, sin embargo, también existió efecto para estas variables de los tratamientos HMA parcela, HMA incendio y un menor efecto para *Rhizophagus intraradices*.

Como los efectos para los tratamientos HMA incendio, HMA parcela y testigo son semejantes, se realizó el análisis estadístico para verificar si existían diferencias estadísticas significativas entre estos tratamientos, por lo cual, se presenta a continuación este análisis realizado.

## VARIABLE LONGITUD DE PARTE AÉREA

En esta variable no existen diferencias estadísticas significativas ( $P\text{-value} > 0.05$ ) entre los tratamientos testigo (de 49 a 59 cm), HMA multicepa incendio (51 a 59 cm) y HMA parcela (41 a 47 cm); pero si entre *Rhizophagus intraradices* (de 27 a 37 cm), con los otros tratamientos (Gráfica 5).

Tabla 7. Para longitud parte aérea cm por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	1165.53	3	388.511	0.72	0.5485
Within groups	14559.4	27	539.238		
Total (Corr.)	15725.0	30			

Cuadro 1. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para longitud parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MNC	8	31.875	X
MCP	14	44.5714	X
T	9	51.2222	XX
MCI	12	54.4167	X

Este efecto se puede atribuir a que existe una buena cantidad de hifas (46 %) y vesículas (39 %), así como una proporción aceptable de arbusculos (29 %) (ver gráfico 26), por lo que se incrementa la absorción de nutrientes y agua, contribuyendo a un mejor crecimiento de la planta.

## VARIABLE DIÁMETRO DE TALLO

Para esta variable no existe diferencia estadística significativa ( $P\text{-value} > 0.05$ ) entre los tratamientos *Rhizophagus intraradices* (0.44 a 0.58 cm), multicepa incendio (0.48 a 0.60 cm) y parcela (0.45 a 0.52 cm); pero si para testigo (0.70 a 0.84 cm) (Gráfica 6). Aunque no hubo diferencia estadística significativa entre ellos, se puede decir que el tratamiento que tuvo el mejor efecto para esta variable fue testigo.

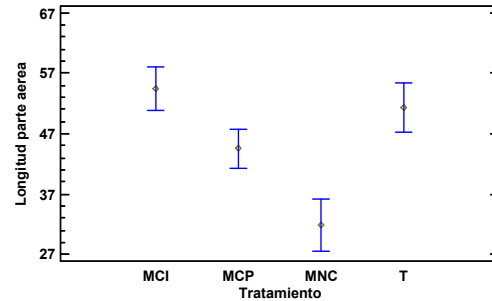
Tabla 8. Para el diámetro de tallo por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	0.462201	3	0.154067	13.22	0.0000
Within groups	0.454544	39	0.011655		
Total (Corr.)	0.916744	42			

Cuadro 2. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para diámetro de tallo. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

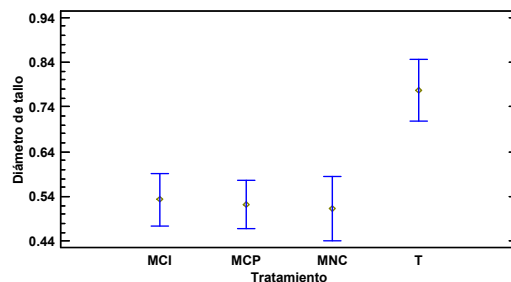
Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MNC	8	0.5125	X
MCP	14	0.521429	X
MCI	12	0.533333	X
T	9	0.777778	X

Means and 95.0 Percent Tukey HSD Intervals



Gráfica 5. Longitud parte aérea. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Means and 95.0 Percent Tukey HSD Intervals



Gráfica 6. Diámetro de tallo. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Este efecto se le puede atribuir a que por la misma biología de la planta le permite adaptarse a medios adversos sin necesidad de biofertilizarla.

### VARIABLE NÚMERO DE HOJAS

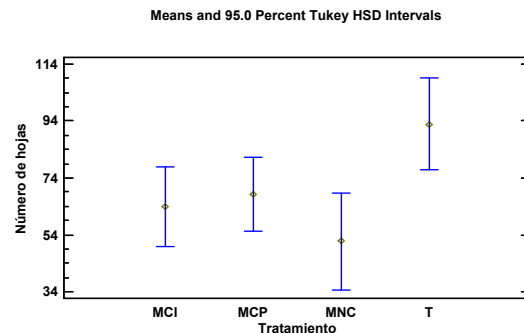
En este tratamiento si existe diferencia estadística significativa (P-value > 0.05) entre los tratamientos *Rhizophagus intraradices* (34 a 69 hojas) y testigo (79 a 109 hojas), pero no para HMA multicepa incendio (49 a 79 hojas), HMA multicepa parcela (54 a 80 hojas) (Gráfica 7).

Tabla 9. Para el número de hojas por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	7798.32	3	2599.44	4.01	0.0140
Within groups	25271.5	39	647.988		
Total (Corr.)	33069.9	42			

Cuadro 3. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para número de hojas. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MNC	8	51.875	X
MCI	12	63.9167	XX
MCP	14	68.2857	XX
T	9	92.8889	X



Gráfica 7. Número de hojas. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Esto se le puede atribuir a que por la misma biología de la planta ésta adaptada a condiciones extremas, por lo que no necesita ningún apoyo ni biofertilizante para su crecimiento. Pero también se observó que las hojas en este tratamiento se secaban más rápido. Mientras que para el tratamiento parcela se conservaron verdes por más tiempo y tenían más vigor, podemos atribuir este efecto por que presenta un alto % de colonización y una alta cantidad de hifas (43 %); ya que las hifas absorben y localizan más rápidamente los nutrientes.

### VARIABLE NÚMERO DE FLORES

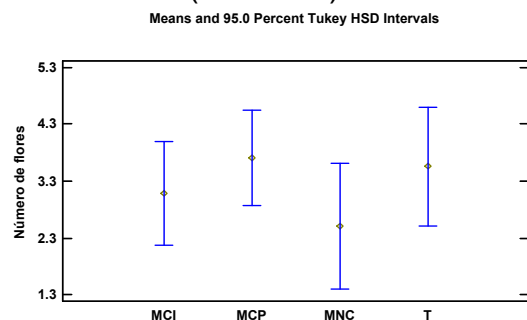
Para esta variable se observa que no existen diferencias estadísticas significativas (P-value > 0.05) entre ninguno de los tratamientos (Gráfica 8).

Tabla 10. Para el número de flores por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	8.65513	3	2.88504	1.06	0.3765
Within groups	105.996	39	2.71785		
Total (Corr.)	114.651	42			

Cuadro 4. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para número de flores. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MNC	8	2.5	X
MCI	12	3.08333	X
T	9	3.55556	X
MCP	14	3.71429	X



Gráfica 8. Número de flores. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Por lo que se puede inferir que el tratamiento testigo fue el que presentó mayor número de flores (2.75 a 4.75 flores); multicepa parcela (22 flores), seguido de multicepa incendio (20 flores) y el que presentó el menor efecto fue el tratamiento con *Rhizophagus intraradices* (1.3 a 3.6 flores), cabe mencionar que el testigo tuvo un mayor número de flores, al hacer las observaciones biológicas estas presentaron un menor tamaño con respecto a las plantas con flores tratadas con el tratamiento parcela, fueron más grandes y con una coloración más intensa, nuevamente atribuyendo este efecto al alto % de colonización de HMA utilizado como inóculo.

### VARIABLE PESO FRESCO PARTE AÉREA

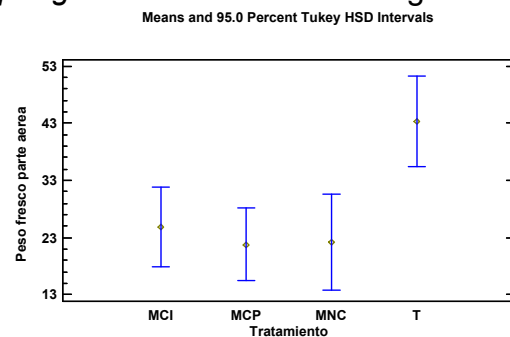
Para esta variable si existe diferencia estadística significativa (P-value > 0.05) entre el testigo (35 a 50 gramos) y los tres tratamientos (multicepa incendio 18 a 31 gramos, multicepa parcela 15 a 27 gramos y *Rhizophagus intraradices* 13 a 30 gramos) (Gráfica 9).

Tabla 11. Para el peso fresco parte aérea por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	3009.46	3	1003.15	6.31	0.0014
Within groups	6197.16	39	158.902		
Total (Corr.)	9206.62	42			

Cuadro 5. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso fresco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamie	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCP	14	21.76	X
MNC	8	22.23	X
MCI	12	24.8	X
T	9	43.28	X



Gráfica 9. Peso fresco parte aérea. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Pero no hay diferencia estadística significativa entre HMA incendio, HMA parcela y *Rhizophagus intraradices*, se observa que el tratamiento que tuvo el mejor efecto para esta variable fue testigo. Al igual que en variables diámetro de tallo, número de hojas y número de flores, el tratamiento testigo es el que tiene mejor efecto, aunque los otros tres tratamientos son semejantes tuvieron un efecto mucho menor a testigo, lo que puede asumirse que es más que el tratamiento por la fisiología de la planta.

### VARIABLE PESO SECO PARTE AÉREA

Para esta variable, si existen diferencias estadísticas significativas (P-value > 0.05) entre el tratamiento testigo (9 a 13 gramos) y HMA multicepa incendio (4 a 7 gramos), HMA multicepa parcela (2 a 5 gramos) y *Rhizophagus intraradices* (3 a 8 gramos) pero no entre estos 3 últimos tratamientos (Gráfica 10).

**Tabla 12. Para el peso seco parte aérea por tratamiento**

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	253.174	3	84.3914	8.11	0.0003
Within groups	405.631	39	10.4008		
Total (Corr.)	658.805	42			

**Cuadro 6. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso seco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD**

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCP	14	3.87857	X
MCI	12	5.61667	X
MNC	8	5.775	X
T	9	10.5778	X

Por ello se puede decir que el tratamiento que tuvo el mejor efecto para esta variable fue testigo.

### VARIABLE PESO FRESCO DE RAÍZ

Para esta variable no existen diferencias estadísticas significativas ( $P\text{-value} > 0.05$ ) entre multicepa parcela (11 a 14 gramos) y *Rhizophagus intraradices* (10 a 15 gramos); de igual manera entre multicepa incendio (2.5 a 7 gramos) y testigo (3 a 8.5 gramos). Pero si existen diferencias entre ambos grupos de tratamientos (parcela-*Rhizophagus intraradices* vs incendio-testigo) (Gráfica 11).

**Tabla 13. Para el peso fresco de raíz por tratamiento**

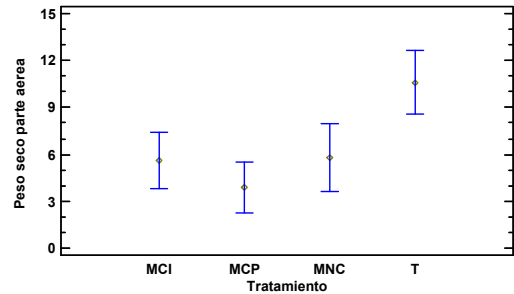
Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	654.152	3	218.051	13.14	0.0000
Within groups	647.239	39	16.5959		
Total (Corr.)	1301.39	42			

**Cuadro 7. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso fresco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD**

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCI	12	4.80833	X
T	9	5.74444	X
MNC	8	12.7625	X
MCP	14	13.1071	X

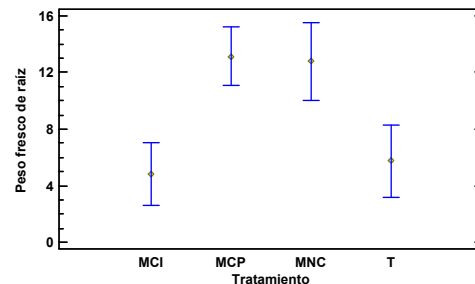
Respecto a la gráfica 26 se observó que el % de colonización de *Rhizophagus intraradices* y multicepa parcela en las raíces es alto, ya que la presencia de hifas extracelulares en raíces incrementan la captación de agua y esto se aprecia en un mayor peso de éstas.

Means and 95.0 Percent Tukey HSD Intervals



**Gráfica 10. Peso seco parte aérea. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.**

Means and 95.0 Percent Tukey HSD Intervals



**Gráfica 11. Peso fresco de raíz. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.**

## VARIABLE PESO SECO DE RAÍZ

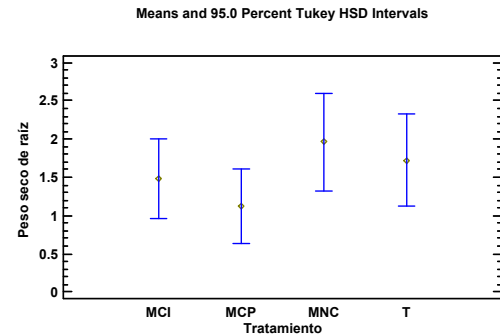
Para esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P- value > de 0.005) entre tratamientos (Gráfica 12).

Tabla 14. Para el peso seco de raíz por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	4.08836	3	1.36279	1.48	0.2339
Within groups	35.8195	39	0.91845		
Total (Corr.)	39.9079	42			

Cuadro 8. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso seco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCP	14	1.12857	X
MCI	12	1.48333	X
T	9	1.72222	X
MNC	8	1.9625	X



Gráfica 12. Peso seco de raíz. Tratamientos multicepsa incendio (MCI), multicepsa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Aun cuando no existe diferencia estadística significativa entre tratamientos, si hubo efecto para todos, sin embargo el mejor efecto fue *Rhizophagus intraradices* (1.3 a 2.6 gramos), testigo (1.1 a 2.3 gramos), después multicepsa incendio (1 a 2 gramos) y el que presentó el menor efecto fue multicepsa parcela (0.6 a 1.6 gramos). Se observó que las variables peso fresco y peso seco de raíz coinciden en el mejor efecto para el tratamiento *Rhizophagus intraradices*, por lo que asumimos que la monocepa de HMA modifican la raíz haciéndola más robusta y con mayor número de raíces laterales lo que se refleja en un mayor peso seco.

## VARIABLE LONGITUD DE RAÍZ

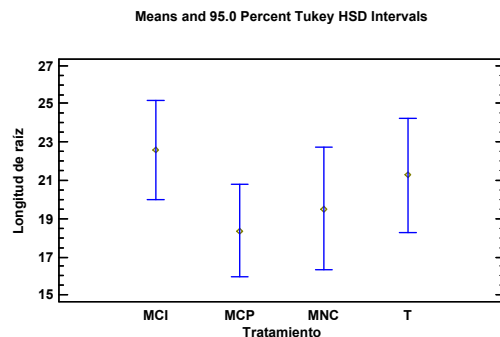
En esta variable no existe diferencias estadísticas significativas (P- value > de 0.005) entre ningún tratamiento (Gráfica 13).

Tabla 15. Para la longitud de raíz por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	128.613	3	42.871	1.89	0.1475
Within groups	885.233	39	22.6983		
Total (Corr.)	1013.85	42			

Cuadro 9. Prueba de Rango Múltiple para longitud de raíz por Tratamiento. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCP	14	18.3571	X
MNC	8	19.5	X
T	9	21.2556	X
MCI	12	22.5833	X



Gráfica 13. Longitud de raíz. Tratamientos multicepsa incendio (MCI), multicepsa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Por lo tanto a partir de los datos se puede decir que el mejor efecto se presentó en multicepsa incendio (20 a 25.5 cm), testigo (18 a 24.5 cm), después *Rhizophagus*

*intradices* (16.5 a 23 cm) y el menor efecto fue parcela (16 a 21 cm). Se observa nuevamente la influencia en el tratamiento multicepa incendio de las HMA, ya que en esta variable las HMA incrementan el área de exploración de las raíces con las hifas de HMA, por lo que se considera que dio este aumento en la longitud de la raíz.

### VARIABLE VOLUMEN DE RAÍZ

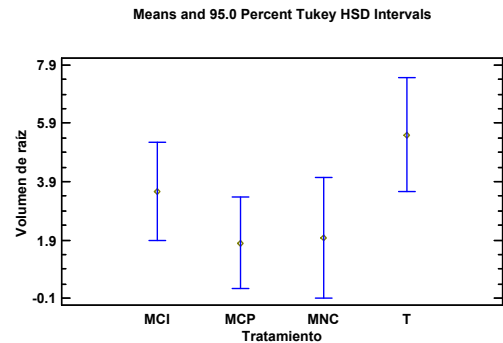
Para esta tampoco variable no existe diferencias estadísticas significativas (P-value > de 0.005) entre los tratamientos multicepa incendio, parcela y *Rhizophagus intradices*. Pero si hay diferencia entre multicepa parcela y testigo (Gráfica 14).

Tabla 16. Para el volumen de raíz por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	87.8705	3	29.2902	3.10	0.0378
Within groups	368.759	39	9.45537		
Total (Corr.)	456.63	42			

Cuadro 10. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para volumen de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCP	14	1.79286	X
MNC	8	2.0	XX
MCI	12	3.55	XX
T	9	5.5	X



Gráfica 14. Volumen de raíz. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intradices* (MNC) y el testigo (T), para *Calendula officinalis* Linnaeus.

Pese a que no existe diferencia estadística significativa, el mejor efecto fue testigo (3.8 a 7.7 ml) seguido de multicepa incendio (1.9 a 5.7 ml) y *Rhizophagus intradices* (0 a 3.9 ml) y el que presentó menor efecto fue multicepa parcela (0 a 3.5 ml). A pesar que el tratamiento testigo no fue inoculado con HMA se observa una diferencia en esta variable con respecto a los otros tres tratamientos, se puede afirmar que las condiciones de estrés de la azotea naturada no afectan la fisiología de la planta.

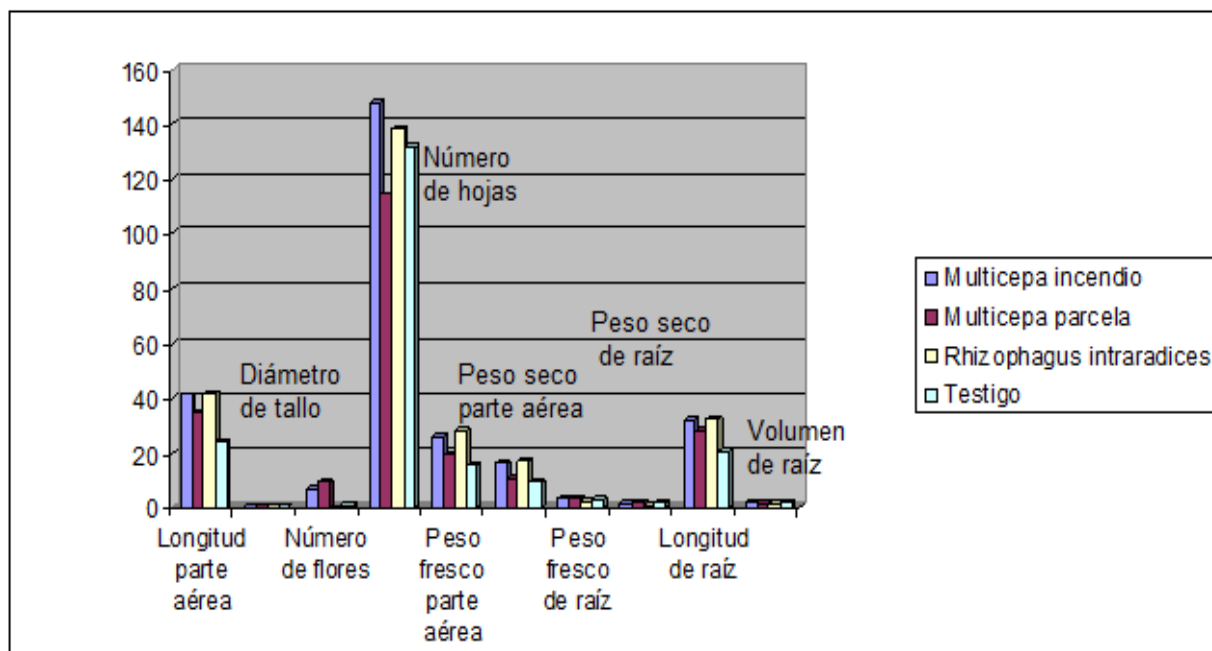
Para las variables morfológicas de *Heterotheca inuloides* Cass se obtuvieron los siguientes datos:

<i>Heterotheca inuloides</i> Cass	Longitud parte aérea	Diámetro de tallo	Número de flores	Número de hojas	Peso fresco parte aérea	Peso seco parte aérea	Peso fresco de raíz	Peso seco de raíz	Longitud de raíz	Volumen de raíz
Multicepa incendio	41.22	.42	7.22	147.7	26.04	16.26	3.26	1.8	31.88	2.08
Multicepa parcela	34.36	.44	9.45	114	19.54	10.52	3.25	1.94	28	1.881
<i>Rhizophagus intradices</i>	41.33	.45	0	138	27.83	17	2.26	1	32.5	1.883
Testigo	24	.34	1.2	131.2	15.5	9.36	3.1	1.92	20.6	2.14

Tabla 17. Medidas morfológicas de *Heterotheca inuloides* Cass.



Estos se plasmaron en el siguiente gráfico:



Gráfica 15. Medidas morfológicas de *Heterotheca inuloides* Cass.

El mejor efecto para *Heterotheca inuloides* Cass se dio en las variables diámetro de tallo, número de hojas, peso fresco de la parte aérea y volumen de raíz, siendo *Rhizophagus intraradices* el que tuvo mejor efecto, sin embargo, también existió efecto para estas variables de los tratamientos HMA incendio, HMA parcela y un menor efecto para testigo.

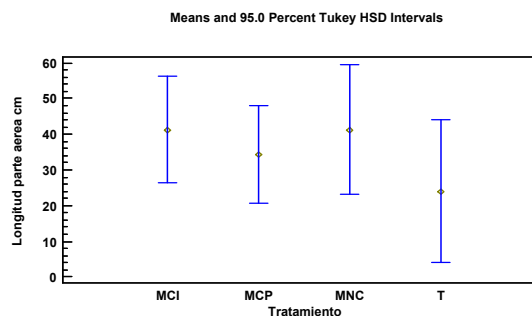
Como los efectos para los tratamientos *Rhizophagus intraradices*, HMA incendio, HMA parcela son semejantes, se realizó el análisis estadístico para verificar si existían diferencias estadísticas significativas entre estos tratamientos, por lo cual, se presenta a continuación este análisis realizado.

#### VARIABLE LONGITUD PARTE AÉREA

Para esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P-value > 0.05) entre los tratamientos (Gráfica 16).

Tabla 18. Para la longitud parte aérea cm por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	1165.53	3	388.511	0.72	0.5485
Within groups	14559.4	27	539.238		
Total (Corr.)	15725.0	30			



Cuadro 11. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para longitud parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
T	5	24.0	X
MCP	11	34.3636	X
MCI	9	41.2222	X
MNC	6	41.3333	X

Gráfica 16. Longitud parte aérea. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T) para *Heterotheca inuloides* Cass.

Sin embargo el mejor efecto fue en el tratamiento con *Rhizophagus intraradices* (24 a 60 cm) seguido de multicepa incendio (26 a 55 cm de altura), multicepa parcela, (20 a 48 cm de altura) y el más bajo fue el testigo (2 a 43 cm). Aunque también tuvieron un buen efecto los HMA de parcela e incendio.

### VARIABLE DIÁMETRO DE TALLO

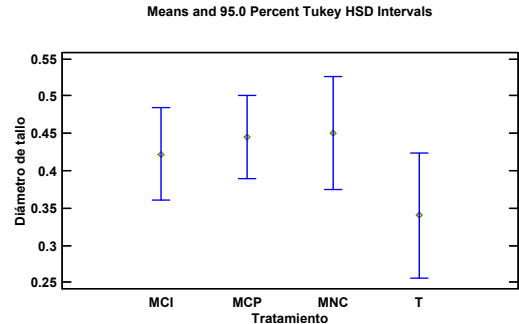
A partir de los datos existentes para esta variable se puede deducir que no existen diferencias estadísticas significativas ( $P\text{-value} > 0.05$ ) entre ninguno de los tratamientos (Gráfica 17).

Tabla 19. Para el diámetro de tallo por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	0.0443653	3	0.0147884	1.60	0.2129
Within groups	0.249828	27	0.0092529		
Total (Corr.)	0.294194	30			

Cuadro 12. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para diámetro de tallo. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
T	5	0.34	X
MCI	9	0.422222	X
MCP	11	0.445455	X
MNC	6	0.45	X



Gráfica 17. Diámetro de tallo. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.

El mejor efecto se presentó en el tratamiento *Rhizophagus intraradices*, (0.38 a 0.64 cm), seguido de parcela (39 a .60 cm) y el menor efecto se dio en incendio (37 a .52 cm) y el que tuvo el menor efecto fue testigo (26 a .44 cm). El tratamiento con *Rhizophagus intraradices*, tuvo un mejor desarrollo en el tallo, por lo que se puede decir que si hubo diferencias en cada tratamiento.

### VARIABLE NÚMERO DE HOJAS

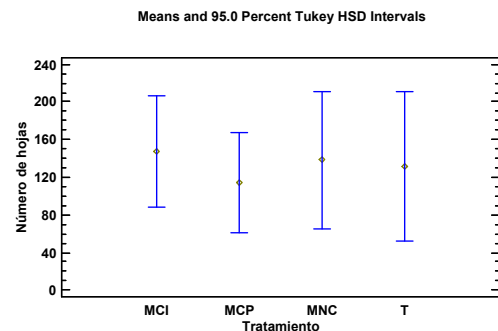
En esta variable no existen diferencias estadísticas significativas ( $P\text{-value} > 0.05$ ) entre los tratamientos (Gráfica 18).

Tabla 20. Para el número de hojas por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	5984.29	3	1994.76	0.24	0.8684
Within groups	225432.	27	8349.34		
Total (Corr.)	231416.	30			

Cuadro 13. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para número de hojas. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCP	11	114.091	X
T	5	131.2	X
MNC	6	138.167	X
MCI	9	147.778	X



Gráfica 18. Número de hojas. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.

El mejor efecto fue en *Rhizophagus intraradices* (65 a 212 hojas) seguido de testigo (50 a 210 hojas), multicepa incendio (90 a 205 hojas) y el tratamiento multicepa parcela el de menor número de hojas (60 a 90 hojas). Para esta variable se puede deducir que *Rhizophagus intraradices* y testigo tienen un efecto similar aunque *Rhizophagus intraradices* es el que tuvo mayor efecto en el número de hojas y para los otros dos tratamientos son similares al de testigo y el de menor efecto fue parcela.

### VARIABLE NÚMERO DE FLORES

En esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P-value >0.005) entre ninguno de los tratamientos. Cabe mencionar que para *Rhizophagus intraradices* no hubo efecto (Gráfica 19).

Tabla 21. Para el número de flores por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	472.014	3	157.338	0.57	0.6400
Within groups	7461.08	27	276.336		
Total (Corr.)	7933.1	30			

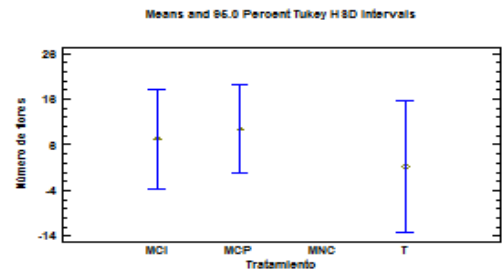
Cuadro 14. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para número de flores. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MNC	6	0	ⓧ
T	5	1.2	ⓧ
MCI	9	7.22222	ⓧ
MCP	11	9.45455	ⓧ

Sin embargo aunque no hubo diferencias estadísticas entre tratamientos, el mejor efecto fue en tratamiento HMA multicepa parcela (22 flores) seguido de HMA multicepa incendio (20 flores) y testigo (17 flores). Aunque los tratamientos parcela e incendio son semejantes en su efecto al tratamiento testigo, cabe mencionar que con *Rhizophagus intraradices* no hubo ningún efecto para esta variable (0 flores).

### VARIABLE PESO FRESCO PARTE AÉREA

Con respecto a esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P-value >0.005), entre los tratamientos (Gráfica 20).



Gráfica 19. Número de flores. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.

**Tabla 22. Para el peso fresco parte aérea por tratamiento**

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	624.339	3	208.113	0.42	0.7408
Within groups	13410.1	27	496.671		
Total (Corr.)	14034.5	30			

**Cuadro 15. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso fresco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD**

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
T	5	15.5	X
MCP	11	19.54	X
MCI	9	26.04	X
MNC	6	27.83	X

Por tanto el mejor efecto fue en *Rhizophagus* (10 a 46 gramos), multicepa incendio (12 a 40 gramos), seguido de testigo (0 a 34 gramos) y el de menor efecto fue multicepa parcela (6 a 32 gramos). Se deduce que la monocepa tiene mayor efecto en el peso fresco de la parte aérea, se puede decir que la absorción de agua fue mayor en este tratamiento.

### VARIABLE PESO SECO PARTE AÉREA

En cuanto a esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P-value >0.005), entre los tratamientos (Gráfica 21).

**Tabla 23. Para el peso seco parte aérea por tratamiento**

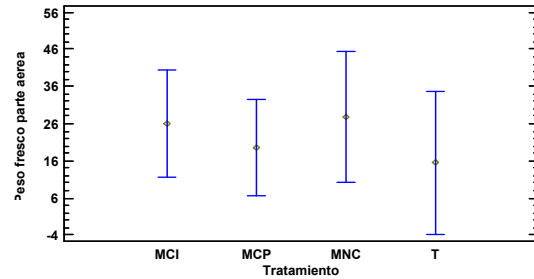
Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	323.482	3	107.827	0.50	0.6824
Within groups	5770.59	27	213.726		
Total (Corr.)	6094.08	30			

**Cuadro 16. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso seco parte aérea. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD**

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
T	5	9.36	X
MCP	11	10.5273	X
MCI	9	16.2667	X
MNC	6	17.0	X

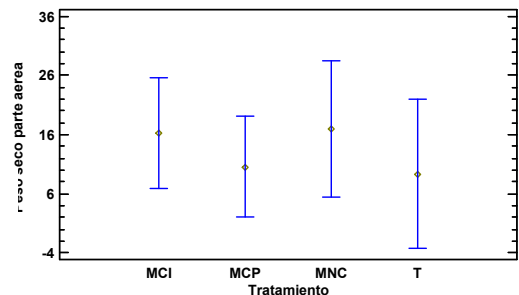
El mejor efecto fue en *Rhizophagus intraradices* (6 a 28 gramos), multicepa incendio (7 a 26 gramos), le sigue testigo (0 a 22 gramos) y menor comportamiento fue multicepa parcela (2 a 19 gramos). Por lo que se puede decir que esta variable coincide con el peso fresco del tratamiento *Rhizophagus intraradices*, por lo que se puede asumir que hubo una buena absorción de agua.

Means and 95.0 Percent Tukey HSD Intervals



**Gráfica 20. Peso fresco parte aérea. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.**

Means and 95.0 Percent Tukey HSD Intervals



**Gráfica 21. Peso seco parte aérea. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.**

## PESO FRESCO DE RAÍZ

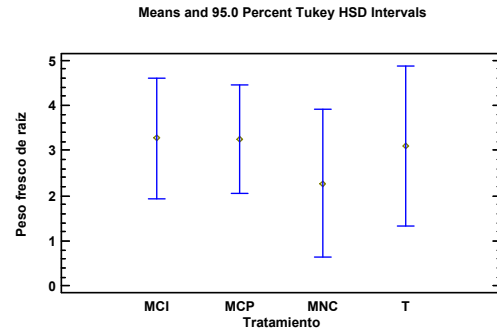
Con respecto a esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P-value >0.005), entre los tratamientos (Gráfica 22).

Tabla 24. Para el peso fresco de raíz por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	4.57488	3	1.52496	0.36	0.7833
Within groups	114.801	27	4.25187		
Total (Corr.)	119.375	30			

Cuadro 17. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso fresco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MNC	6	2.26667	X
T	5	3.1	X
MCP	11	3.25455	X
MCI	9	3.26667	X



Gráfica 22. Peso fresco de raíz. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.

Sin embargo aunque no haya diferencia estadística significativa, si hubo efecto para el testigo (1.3 a 4.9 gramos), multicepa incendio (1.9 a 4.6 cm), después multicepa parcela (2 a 4.6 cm) y el de menor efecto fue para *Rhizophagus intraradices* (0.6 a 3.9 cm). Aunque el efecto sobre la planta del testigo es semejante al tratamiento de multicepa incendio, lo cual puede ser relacionado con la presencia de arbusculos e hifas (32 % y 34 % respectivamente). Lo que hace que la absorción y asimilación de nutrimentos y agua sea más efectiva en la planta.

## VARIABLE PESO SECO DE RAÍZ

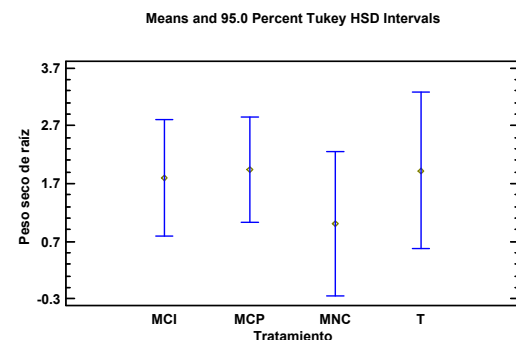
En esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P-value >0.005), entre los tratamientos (Gráfica 23).

Tabla 25. Para el peso seco de raíz por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	3.92666	3	1.30889	0.53	0.6652
Within groups	66.6153	27	2.46723		
Total (Corr.)	70.5419	30			

Cuadro 18. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para peso seco de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MNC	6	1.0	X
MCI	9	1.8	X
T	5	1.92	X
MCP	11	1.94545	X



Gráfica 23. Peso seco de raíz. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.

Sin embargo a pesar de no existir diferencia estadística significativa, si hubo un mejor efecto para el testigo (0.5 a 3.3 gramos), multicepa parcela (1 a 2.9 gramos), seguido de multicepa incendio (8 a 2.8 gramos) y el de menor efecto fue para *Rhizophagus intraradices* (0 a 2.3 gramos). Aunque el efecto sobre la planta del testigo es semejante al tratamiento de multicepa parcela, lo cual puede ser relacionado con la presencia de arbusculos e hifas (36 % y 38 % respectivamente). Lo que hace que la absorción y asimilación nutrimentos sea más efectiva en la planta.

### VARIABLE LONGITUD DE RAÍZ

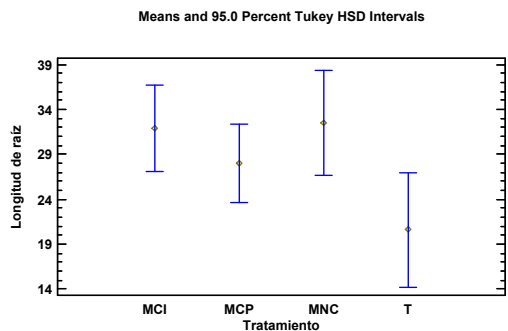
En esta variable no existen diferencias estadísticas significativas (P-value > 0.005) entre tratamientos (Gráfica 24).

Tabla 26. Para la longitud de raíz por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	511.25	3	170.417	3.14	0.0418
Within groups	1467.59	27	54.3551		
Total (Corr.)	1978.84	30			

Cuadro 19. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para longitud de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
T	5	20.6	X
MCP	11	28.0	XX
MCI	9	31.8889	X
MNC	6	32.5	XX



Gráfica 24. Longitud de raíz. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.

Por lo tanto, a partir de los datos se puede decir que el mejor efecto fue para el tratamiento con *Rhizophagus intraradices* (26 a 39 cm), multicepa incendio (27 a 37 cm), multicepa parcela (24 a 32 cm) y el de menor efecto fue testigo (14 a 27 cm). Se observa el efecto en el tratamiento *Rhizophagus intraradices*, ya que al presentar arbusculos e hifas (18 % y 33 % respectivamente), para esta variable las HMA incrementan el área de exploración de las raíces con las hifas de HMA y absorbe mayor cantidad de nutrimentos y agua.

## VARIABLE VOLUMEN DE RAÍZ

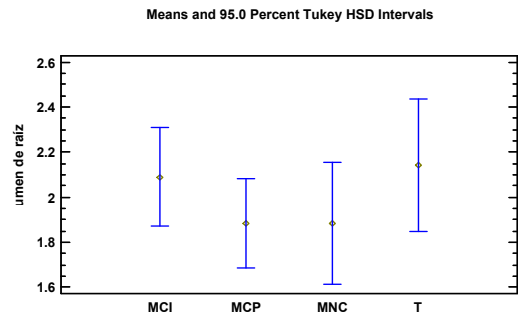
Para esta variable no existe diferencia estadística significativa ( $P\text{-value} > 0.005$ ) entre ninguno de los tratamientos (Gráfica 25).

Tabla 27. Para el volumen de raíz por tratamiento

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	0.39635	3	0.132117	1.14	0.3502
Within groups	3.12559	27	0.115762		
Total (Corr.)	3.52194	30			

Cuadro 20. Diferencias estadísticas entre los grupos homogéneos, para volumen de raíz. Método: 95.0 por ciento Tukey HSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
MCP	11	1.88182	X
MNC	6	1.86333	X
MCI	9	2.08889	X
T	5	2.14	X

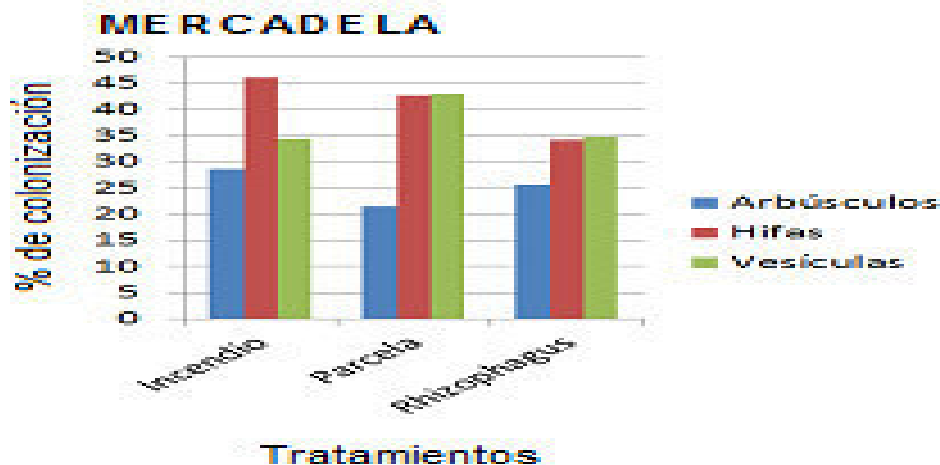


Gráfica 25. Volumen de raíz. Tratamientos multicepa incendio (MCI), multicepa parcela (MCP), *Rhizophagus intraradices* (MNC) y el testigo (T), para *Heterotheca inuloides* Cass.

Aunque no hubo diferencia estadística significativa si se puede decir que hubo un buen efecto para testigo (1.85 a 2.15 ml) e incendio (1.85 a 2.3 ml), seguido de *Rhizophagus intraradices* (1.6 a 1.95 ml) y el tratamiento con el menor efecto fue multicepa parcela (1.7 a 2.1 ml). Con estos resultados se puede decir que aunque la planta no haya sido colonizada con MA, la fisiología de la misma planta, le permite adaptarse a condiciones extremas de temperatura y estrés hídrico (para testigo no hubo presencia de arbusculos, hifas ni vesículas; pero para incendio de arbusculos, hifas y vesículas (32 % 34 % y 18 % respectivamente).

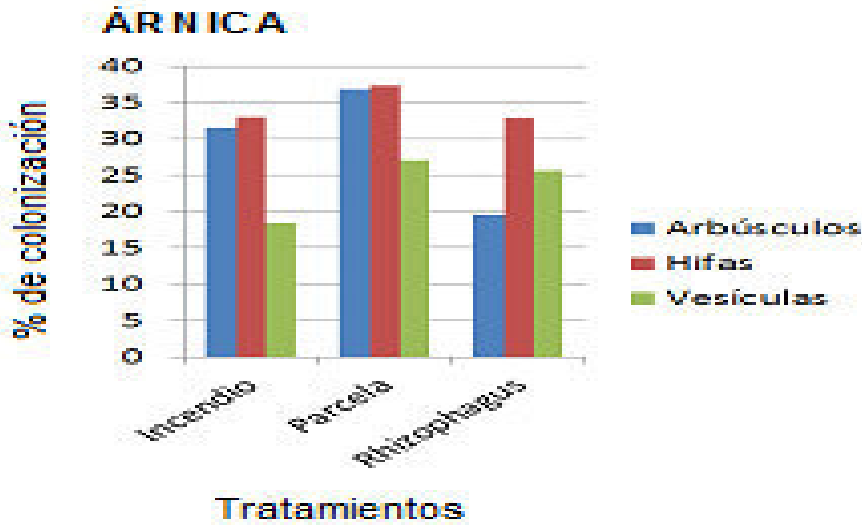
## PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN EN PLANTAS MEDICINALES

Para ambas plantas se encontraron tres estructuras de HMA arbusculos, hifas y vesículas. A partir del porcentaje de colonización de *Calendula officinalis* Linnaeus, muestran para multicepa incendio el porcentaje de arbusculos fue 29 %, hifas 46 % y vesículas 34 %; para multicepa parcela el porcentaje de arbusculos fue de 21 % 43 hifas % y vesículas 44 %; para *Rhizophagus intraradices* fue de arbusculos 26 %, hifas 34 % y vesículas 35 % (Gráfica 26).



Gráfica 26. Porcentaje de colonización de mercadela.

Los resultados del porcentaje de colonización final de *Heterotheca inuloides* Cass fueron los siguientes: para multicepa incendio fue 27.6 %, para multicepa parcela fue de 34 % y para *Rhizophagus intraradices* fue de 25.6 %. Se encontraron tres estructuras de MA: arbuscúlos hifas y vesículas (Gráfica 27).



Gráfica 27. Porcentaje de colonización de árnica.

### ESTRUCTURAS EN RAICES DE PLANTAS MEDICINALES

Imágenes de las estructuras encontradas en las raíces de las plantas medicinales, en la prueba de porcentaje de colonización.

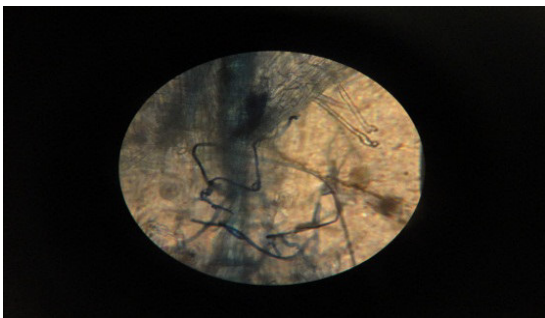


Imagen 63. Hifas extracelulares.

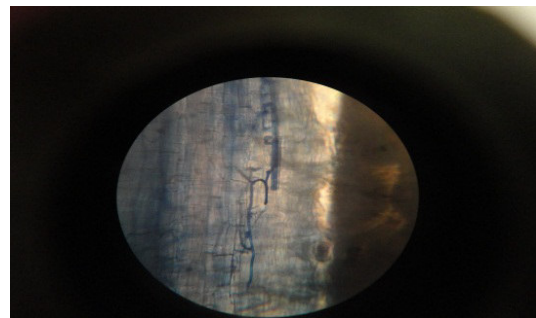


Imagen 64. Hifas intracelulares.

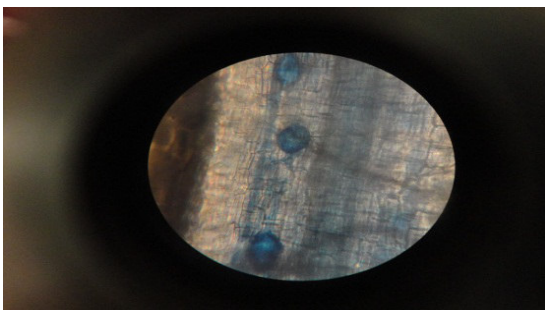


Imagen 65. Vesículas.

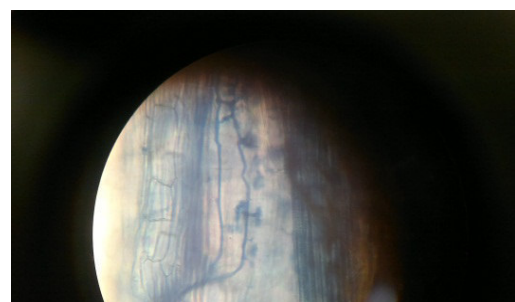


Imagen 66. Arbúsculos.



## CONTÉO DE ESPORAS

Los resultados del conteo de esporas por el método de Gendemann y Nicolson (1963), para *Calendula officinalis* Linnaeus en los cuatro tratamientos fueron:

Mercadela	0.250mm	0.125mm	0.035mm
Incendio	5.3	18.3	471
Parcela	6	19.3	380
<i>Rhizophagus</i>	3	17	239
Testigo	0	0	0

Tabla 28. Resultado del conteo de esporas de mercadela.

Para *Heterotheca inuloides* Cass en los cuatro tratamientos fueron:

Arnica	0.250mm	0.125mm	0.035mm
Incendio	5	21	220
Parcela	2.6	15.3	601
<i>Rhizophagus</i>	3.3	15.6	509
Testigo	0	0	0

Tabla 29. Resultado del conteo de esporas de árnica.

## CONCLUSIONES

Por lo anteriormente expuesto se concluye que si hubo efecto al inocular con HMA en los cultivos de *Heterotheca inuloides* Cass y *Calendula officinalis* Linnaeus en una azotea naturada; aunque dicho efecto fue mucho menor en *Calendula officinalis* Linnaeus, siendo el mejor tratamiento el de *Rhizophagus intraradices* para la especie *Heterotheca inuloides* Cass y para *Calendula officinalis* Linnaeus no es necesario hacer la inoculación ya que la biología de la especie le permite adaptarse y sobrevivir a condiciones extremas.

Es importante mencionar que para *Heterotheca inuloides* Cass, si hubo un buen efecto fue con *Rhizophagus intraradices*, favoreciendo el crecimiento de la parte aérea (longitud de la parte aérea, diámetro de tallo, número de hojas, peso fresco y seco de parte aérea y longitud de raíz); aunque también puede usarse como biofertilizante el tratamiento con HMA parcela si se desea tener un mayor número de flores. Esto beneficia que en una azotea naturada ésta especie pueda ser cultivada con un buen éxito utilizando sustrato inerte en las proporciones propuestas y adicionando vermicomposta como apoyo nutritivo.

Es pertinente mencionar que utilizando cualquiera de los HMA nativos (incendio y parcela) también se tiene efecto aunque menor al de *Rhizophagus intraradices* ya que estos benefician algunas variables tales como altura y número de hojas, mientras que con los 2 primeros se tuvo un mejor crecimiento y elongación de la raíz.

Por otro lado se concluye que para *Calendula officinalis* Linnaeus al ser el tratamiento testigo el que mejor respuesta tuvo en algunas variables (diámetro de tallo, número de hojas, número de flores, peso fresco y seco de parte aérea y volumen de raíz), no se considera indispensable la adición de HMA, ya que por su misma fisiología esta especie es resistente a condiciones adversas y alto estrés hídrico, siendo posible cultivarla en la azotea bajo condiciones extremas de temperatura, agua y nutrimentos; pero se recomienda que se adicione HMA para beneficiar el crecimiento de la planta.

Algo importante de mencionar es que si se desea tener una mayor respuesta en las variables medidas y favorecer el crecimiento de la raíz se propone utilizar a *Rhizophagus intraradices* ya que como se mostró en los resultados obtenidos se obtuvo un mejor crecimiento y elongación de la raíz.

Por tanto para cultivar especies medicinales semejantes a las especies trabajadas en una azotea naturada se debe inocular con HMA nativas o *Rhizophagus intraradices* utilizando sustratos inertes, vermicomposta, agua de lluvia y energías alternativas.

Se recomienda que para naturar una azotea se siga la infraestructura de naturación planteada con un diseño de isla, así como el uso de agua de lluvia para hidratar a las especies, paneles solares para subir el agua, la mezcla de materiales utilizados en este trabajo.

También es posible el concepto de farmacias vivientes en una azotea naturada bajo condiciones de temperaturas extremas. Además de que se cultivó la especie árnica y mercadela, también se cultivaron albahaca, hinojo, lantana, lavanda, algunas hortalizas como lechuga, chile, entre otras.

La utilización de HMA como inóculo para la captación extra de nutrimentos en un sistema naturado, como lo es la azotea del gimnasio, es una alternativa viable y sumamente importante para lograr un cultivo ecológico. Así como utilizar fertilizantes biológicos que no contaminan el ambiente, se conserva el sustrato desde el punto de vista de fertilidad y biodiversidad. Y el cultivar especies medicinales en una azotea ayuda a tener siempre a la mano y a bajo costo remedios caseros en una azotea naturada generando nuevos espacios verdes dentro de zonas urbanas.

## BIBLIOGRAFÍA

Abbott L. K; Robson A. D; Gazey C. 1992. "Selection of inoculants vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi". In: Norris, V.R., D.J. Read, A.K. Varma (eds.), *Methods in microbiology*. Vol. 23. *Techniques for the Study of Mycorrhiza*. Academic Press, London. Pág. 25–73.

Aguirre M. J. F; Kohashi S. J; Trejo L. C; Acosta G. J. A; Cadena I. J. 2005. "La inoculación de *Phaseolus vulgaris* L. con tres microorganismos y su efecto en la tolerancia a la sequía". *Agr. Téc. México*. 31(2): 125-137.

Alanís F. J. G. 2005. "El arbolado urbano en el área metropolitana de Monterrey". *Revista Ciencia UANL*. 8: 20-32.

Alexander M. 1980. "Introducción a la microbiología del suelo". AGT Editor. México, D.F. Pág. 491.

Alfaro M. A. 2001. "Plantas, cultura y Sociedad. Estudio sobre la Relación entre Seres Humanos y Plantas en los Albores del Siglo XXI". Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa y Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales, México D.F. Pág. 79-100.

Ansorema, M. J. 1994. *Sustratos Propiedades y Caracterización*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. Pág. 19.

Augé R. M; Stadola, A. J. W; Tims J. E; Saxton M. 2001. "Moisture retention properties of a mycorrhizal soil". *Plant and Soil*. 230: Pág. 87-97

Azcón A. C; Bago B. 1994. "Impact of Arbuscular Mycorrhizal on Sustainable Agriculture". ALS. Birkhäuser, Pág. 47-60.

Bago, B; Azcón A. C; Shachar Y; Pfeffer P. E. 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente entre la raíz y su entorno. En Alarcón A. y R. Ferrera-Cerrato (eds). 2000. *Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular*. Colegio de Postgraduados. Montecillos. Mundi Prensa. México. Págs. 78-92.

Beilby J. P; Kidby D. K. 1980. "Biochemistry of ungerminated and germinated spores of the vesicular arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus caledonium*: changes in neutral and polar lipids". *Journal of Lipid Research*. 21: Pág. 739-741.

Benítez, G. T; Pulido S. M; Equihua M. 2004. *Árboles multiusos nativos de Veracruz para reforestación restauración y plantaciones*. Comisión Nacional Forestal (CONAFORT), Sistema de Investigación del Golfo de México (SIGOLFO), e Instituto de Ecología, A. C. (INECOL). Xalapa, Veracruz. México. 420.

Bracho J. F. P; Quiroz A. 2009. "Caracterización de componentes de sustratos locales para la producción de plántulas de hortalizas en el estado Lara". Venezuela, Briagro. Pág. 117-124.

Caballero J; Cortés L. 2001. Percepción, uso y manejo tradicional de los vegetales en México. En: Rendón-Aguilar B., Rebollar-Domínguez S., Caballero-Nieto J. y Martínez-Chávez, A. J. M; Toledo G. S. L. 2006. Estimación de áreas verdes públicas en el municipio de Guadalajara Pinar del Rio Cuba. 4to Simposio Internacional sobre Manejo Sostenible de los Recursos Forestales. 1.

Cooper K. M; Lösel D. M. 1978. "Lipid physiology of vesicular arbuscular mycorrhiza. I. Composition of lipids in roots onion, clover and ryegrass infected with *Glomus mosseae*". New Phytol. 80: Pág. 143-151

Cosío G. D. 2011. "Convertir el techo del Palacio Municipal de Guadalajara en una azotea verde de tipo intensivo o mixto como espacio urbano" Guadalajara, Jalisco, México, Pág. 1,2,3,4.

De Grazia J; Tiftonell P. A; Chiesa A. 2006. "Efecto de sustratos con compost y fertilización nitrogenada sobre la fotosíntesis, precocidad y rendimiento de pimiento (*Capsicum annuum*)". Cien. Inv. Agr. 34(3): Pág. 195-204.

De la Rosa D. 2008. "Evaluación Agro-ecológica de los suelos para un desarrollo rural sostenible. Mundi-Prensa, España, Pág. 404

Díaz, F. R. 2004. "Selección de sustratos para la producción de hortalizas en invernaderos". IV Simposio Nacional de Horticultura. Invernaderos: Diseño, manejo y producción. Torreón, Coach, México, Pág. 44-68.

Di Benedetto A; Molinari J; Boschi C; Klasman R; Benedicto D. 2000. "Adaptación de cuatro especies florales anuales a diferentes sustratos de crecimiento". Facultad de Agronomía de Buenos Aires, Argentina.

Dommergues Y. R. 1978. "Impact on soil management and plant growth. In: interactions between nonpathogenic soil microorganisms and plants". Y. R. Dommergues and S. V. Krupa (eds). Elsevier. The Netherlands. Pág. 443-458

Durán L; Henríquez C. 2007. "Caracterización Química, Física y Metodológica de vermicomponentes producidos a partir de cinco sustratos orgánicos". Agronomía. Costa Rica.

Ferrera C. R; Gonzáles C. M. C; Rodríguez M. 1993. Manual de Agromicrobiología. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. Pág. 142.

Ferrol N; Barea J. M; Azcon A. C. 2002. "Mechanisms of nutrient transport across interfaces in arbuscular mycorrhizas". *Plant Soil*. 244:231-237.

Font Q. P. 1977. Diccionario de Botánica. 6ª reimpresión. Editorial Labor, S. A. Barcelona, España. Pág. 1244.

Gabriel P; Loza M. M; Mamani F; Sainz M. H. 2011. "Efecto de la lombriz Californiana (*Eisenia foetida*) durante el composteo y vermicomposteo en predios de la Estación Experimental de la Unidad Académica Campesina Carmen Pampa" Selva Andina Res Soc. Universidad Católica Boliviana San Pablo-UCB Unidad Académica Campesina Carmen Pampa-UAC-CP, Ingeniería Agronómica. La Paz, Bolivia, PP. 23-39.

García I. 2009. *Cubiertas verdes*. Tesis de Licenciatura, UNAM, México.

Gendermann J. W; Nicolson T. H. 1963. "Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting". Trans. Br. Mycol. Soc. 46: 235-244.

Gianinazzi P. V; Dumas G. E; Gollote A; Tahiri A; Gianinazzi S. 1996. "Cellular and molecular defence-related root responses to invasion by arbuscular mycorrhizal fungi". *NewPhytol.* 133:45-57.

Goddard M. A; Dougill A. J; Benton T. G. 2009. "Scaling up from gardens: biodiversity conservation in urban environments". *Journal Trends in Ecology and Evolution.* 30: 1-9.

Gora J; Kalonba D; Kurowska A. 1980. "Chemical substance from inflorescences of *arnica Montana* and *Calendula officinalis*". *Rev Herba Hung* 19: Pág. 157-171.

Harrison M. J. 1997. "The arbuscular mycorrhizal symbiosis: an underground association". *Trends Plant Science* 2:54-60.

Harrison M. J. 1999. "Molecular and cellular aspects of the arbuscular mycorrhizal symbiosis". *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 50:361-389.

Hayman D; Barea J; Azcon R. 1976. "Vesicular arbuscular mycorrhiza in Southern Spain: its distribution in cross growing in soil of different fertility". *Phytopathol Med* 15 (1): 1-6.

Hernández A. 1999. "Las micorrizas". Centro de estudios ecológicos. Argentina.

Hernández Z. Y. 2013. *Inoculación de Micorriza Arbuscular y uso de vermicomposta en el cultivo de albahacar (*Ocimum basilicum* L) en una azotea naturada*. Tesis de licenciatura, FES Zaragoza. UNAM.

Heyden D. 2002. "Jardines botánicos prehispánicos". *Arqueología Mexicana.* X (57): 18-25.

Honrubia M; Torres P; Díaz G; Cano A. 1992. Manual para micorrizar plantas en viveros forestales. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, España. ICONA. 47 p.

Hudson T; Kester D. E. 1999. Propagación de plantas: principios y prácticas. Séptima reimpresión. Ed. Compañía Editorial Continental. México.

International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM). 2003. *Glomus intraradices* reference accession: UT 126, *Glomus claroideum* reference accession: SC 186, (on line) <http://invam.caf.wvu.edu>

Jeffries J. S; Gianinazzi S; Perotto K; Turnau; Barea, J. M. 2003. "The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in the sustainable maintenance of plant health and soil fertility" *Biol. Fertil. Soil*.

Kapulnik Y; Okon Y. 2002. "Plant growth promotion by rhizosphere bacteria". In: Waisel Y., A. Eshell and V. Kafkafi (eds). *Plant roots. The hidden half. Third edition revised and expanded*. Marcel Dekker. New York. Pág. 869-985.

Kesraoui O. S; Cheeseman C. R; Perry R. 1994. "Natural zeolite utilisation in pollution control: a review of applications to metals'effluents". *J. Chem. Tech. Biotechnol.* 59, 121-126.

Lara O. F; Márquez A. 1996. *Plantas medicinales de México. Composición usos y actividad biológica*, Universidad Nacional Autónoma de México. México. Pág. 131.

López C; Barceló A. 2001. Sobre micorrizas. Científico, (CSIC) en la estación experimental La Mayora. Investigadora del C.I.F.A.

Madueño B. M. 1966. *Cultivo de plantas medicinales*. Madrid. Ministerio de agricultura. Pág. 494.

Manual "Plantas medicinales de la Farmacia Viviente del CEFOFOR: usos terapéuticos tradicionales y dosificación" Gobierno Federal, SEMARNAT, 2010.  
Naturación de azoteas, septiembre 2007 Secretaria del Medio Ambiente Ciudad de México.

Marschner H; Dell B. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. In: A.D. Robson, L.K. Abbott, N. Malujezuk (eds.), *Management of mycorrhizal in agriculture, horticulture and forestry*. Kluwer. Academic Publisher. Netherlands, pp 89–102.

Martínez, M; 1979. *Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas*. Fondo de Cultura Económica, México, D.F.

McVaugh, R. 1984. *Flora Novo-Galiciana. A descriptive account of the vascular plants of Western Mexico. Vol. 12. Compositae*. University of Michigan, Ann Arbor, Michigan.

Meléndez B. P. 2015. *Propuesta para la naturación de una azotea, como una opción para la sustentabilidad en zonas urbanas*. Trabajo de servicio social, FES Zaragoza. UNAM.

Mendoza, C. 1998. Programa Universitario de Medicina Tradicional y Terapéutica Naturista de la Uach, México.

Ming, D. W; Mumpton, F. A. 1989. "Zeolites in soils". In: Dixon, B.J. and Weed, B.S. (eds.). Mineral in soils environmental. (2<sup>nd</sup> Ed.). Book Series, No.1. Soil. Science Society of America, Inc. South Segoe Road, Madison, WI53711, USA. Pág. 585-610.

Molina L. M; Mahecha L. L; Medina S. M. 2005. "Importancia del manejo de hongos micorrizógenos en el establecimiento de árboles en sistemas silvopastoriles". Rev. Colombiana de Ciencias Pecuarias. 18: Pág. 162-175.

Muñoz F. 1987. Plantas medicinales y aromáticas. Estudio, cultivo y procesado. Madrid. Editorial Mundi- Prensa Pág. 365.

Okumoto S. 2003. Uso de inoculante microbiano para la elaboración de abono orgánico. Escuela de Agricultura de la región tropical húmeda. San José, Costa Rica.

Olguin S. A; Anicua R; Gutiérrez Ma. C; Sánchez P; Ortiz C; Volke V; Rubiños J. E. 2009. Tamaño de partícula y relación micromorfológica en propiedades físicas de perlita y zeolita. Agricultura Técnica en México. 35(2):147-156.

Owusu B. E; Mosse, B. 1979. Plant growth responses to vesicular arbuscular mycorrhiza. XI. Field Inoculation responses in barley, lucerne and onion. New Phytol 83: 671-679.

Pedreiro A. H; Zuart M. J. L; Ramirez L. A. B. F. E; Graham A. H; Espinoza V. S; Garcia H. V. M. 2011. Manual de lombricultura, fundación: Produce Chiapas A. C. Enlace Innovación y Progreso. México. Pág. 10.

Peñaloza R. C. 2015. *Evaluación del rendimiento de Solanum lycopersicum L. (jitomate) al inocular con Azoospirillum sp. Y Rhizophagus intraradices em condiciones de invernadero.* Tesis de licenciatura, FES Zaragoza. UNAM.

Pereira G; Herrera J; Machuca A; Sánchez M. 2007. Efecto del pH sobre el crecimiento *in vitro* de hongos ectomicorrízicos recolectados de plantaciones de *Pinus radiata*. Los Ángeles, Chile. *Bosque* 28(3): 215-219.

Pérez P. P. 2013. *Diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares en un gradiente altitudinal en el Parque Nacional Izta-Popo.* Tesis de licenciatura, FES Zaragoza. UNAM.

Peterson R. L; Massicotte, H. B; Melville, L. H. 2004. Arbuscular mycorrhizas. En: Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology. NRC-CNRC. Research Press. Ottawa. Canada. Chap.3: Pág. 57-79



Phillips J. M; Hayman D. S. 1970. "Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection". Trans. Br. Mycol. Soc. 55: Pág. 158-160.

Quesada A. 2008. "Las plantas medicinales". Revista biocinesis, Vol,21. Pág. 21-22.

Read D. J. 1999. "Mycorrhiza. The state of the art". En: Mycorrhiza 2<sup>nd</sup>. (A. Varma y B. Hock, eds.) Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg. Pág. 3-34.

Rente N. J; Krishnamurthy L; Juhani K. K. 1997. "Áreas verdes urbanas en América Latina: una introducción. Áreas verdes urbanas en Latinoamérica y el Caribe". Banco Interamericano de Desarrollo. Impreso en México 6: 1-13.

Rodríguez, S. M. C. 2002. "Manejo de áreas verdes en concepción: mejor calidad de vida urbana". Revista Urbano. 41-42.

Rodríguez N. L; Alarcón M. 2003. "Para llamarse ciudad áreas verdes y espacios de paz en las ciudades presentes". Revista Austral de Ciencias Sociales. 7: 129-138.

Roselló J; Domínguez A; Ginora R; Ruiz M. J. 2007. Compostaje. Comparación de diversos sustratos para su utilización en viveros ecológicos. Estación experimental agraria. Editorial Mundi Prensa. México.

Rzendowski J. 1992. "Diversidad del universo vegetal de México: perspectivas de un conocimiento sólido".

Salas A. F. 2007. Evaluación de mezclas de residuos orgánicos bioprocesados y otros materiales, para la propagación de vid (*Vitis* spp). Memoria de título. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile.

Schüßler A; Schwarzott D; Walker C. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. Mycological Research. Vol 105, Págs. 1413-1421.

Sieverding E. 1984. Aspectos básicos de la investigación de la micorriza vesículoarbuscular. En: *Investigaciones sobre micorrizas en Colombia*. E. Sieverding Ed. Palmira, Valle. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional. Págs.1-14.

Simon L; Lévesque R; Lalonde M. 1993. Identification of Endomycorrhizal Fungi Colonizing Roots by Fluorescent Single Strand Conformation Polymorphism-Polymerase Chain Reaction. Appl. Environ. Microbiol 59 (12): Pág. 4211-4215.

Siqueira J. 1994. Micorrizas. In: R.S. Araújo, Hungaria, M. (Eds.), *Microrganismos de importancia agrícola*. Embrapa-CNPAC, Embrapa-CNPSo. Embrapa-SPI, Brasilia. Págs. 151-194.

Smith G. S. (1987) Interaction of nematodes with mycorrhizal fungi. En: Vistas on Nematology. Vech J.A. y Dickinson D.W. (Eds). Society of Nematologist, Hyattsille, MD. Págs: 292-300.

Smith S; Skipper G. 1979. Comparison of methods to extract spores of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. Soil Sci Soc Amer J 43: 722-725.

Stribley D. P. 1990. Mycorrhizal associations and their significance. In: Ravinovich, H.D., J.L. Brewster (eds.), Onions and allied crops. II. Agronomy, biotic interactions, pathology and crops protections. C.R.C Boca Raton, Florida, USDA. Págs. 85–101.

Tapia G. J; Ferrera C. R; Varela F. L; Rodriguez O. J; Soria C. J; Tiscareño I. M; Loredo O. C; Alcala J; Villa M. C. 2010. "Infectividad y efectividad de hongos micorrízicos arbusculares nativos de suelos salinos en el cultivo de lechuga (*Lactuca sativa*), Revista Mexicana de Micología Vol. 31. Págs. 69-74.

Tazzer A; Tonda D. 2009. "Un parque para cada techo". Fuente Reforma. México.

Treseder K. K; Turner K. M. 2006. Glomalin in ecosystems. Soil Sci. Soc. Am. J. 71:1257–1266.

Vadillo G; Suni M. 2006. Evaluación de sustratos para el establecimiento en laboratorio de plántulas de *Puya raimondii* (*Bromeliaceae*). Rev. Perú. Biol. Pág. 3(1):139-141.

Vargas G. S; Becker A; Oddino C; Zuza M; Marinelli A; March G. 2009. "Soil biological, chemical and physical responses to the impact of tillage intensity, fertilization, and cattle grazing in a long-term field trial". *Environ. Management* 44: 378-376.

Villaseñor R. J. L; Espinosa G. F. J. 1998. Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.

## **Webgrafía:**

<http://www.econstruccion.com.mx/revistas/reforma01.pdf> página consultada 22 agosto 2014.

<http://www.intrevisionsocial.terra.com.mx> página consultada 2 diciembre 2015.

[http://www.imagenagropecuaria.com/2007/farmacia\\_viviente\\_la\\_salud\\_en\\_casa/](http://www.imagenagropecuaria.com/2007/farmacia_viviente_la_salud_en_casa/) página consultada 15 febrero 2014.

<http://www.enalmex.com/docpdf/libro/ch01.pdf.pdf> página consultada 11 abril 2014.

<http://www.obrasweb.mx/construccion/2012/06/21/ecotejado-emprende-en-el-negocio-de-las-azoteas-verdes>. página consultada 30 septiembre 2013.

<http://www.glossi.com/lauramondragon/68309-me-126-con-sus-azoteas-verdes>). página consultada 16 marzo 2014.

<http://www.hoyrevista.com/zona-1/azoteas-verdes-en-papalote-museo-del-nino/>) página consultada 25 febrero 2014.

<http://www.ingenieriaenconstruccion-ua.blogspot.mx/2008/09/canaletas-de-pvc.html> página consultada 8 enero 2014.

<http://www.torange-es.com/Architecture/building/sistema-de-canaleta-de-pl%C3%A1stico-correr-el-agua-799.html> página consultada 9 enero 2014.

<http://www.searchpp.com/instalacion-de-cisternas-por-agua-saludable/> página consultada 10 enero 2014.

<http://www.energiasrenovablesaplicadas.blogspot.mx/> página consultada 11 febrero 2014.

<http://www.mcgraw-hill.es/bcv/guide/capitulo/8448171691.pdf> página consultada 13 febrero 2014.

<http://www.biofabrica.com.mx> página consultada 22 abril 2014.

<http://www.conafor.gob.mx> página consultada 25 abril 2014.

<http://www.complusalliance.org> página consultada 26 abril 2014.