



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

**ESPECIES ORNAMENTALES EN PAREDES VIVAS E INOCULACIÓN
MICROBIANA**

ARIADNA SCHEHERAZADA SÁNCHEZ LÓPEZ

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL
GRADO DE

MAESTRIA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2008

La presente tesis, titulada: **Especies ornamentales en paredes vivas e inoculación microbiana**, realizada por la alumna: **Ariadna Scheherazada Sánchez López**, bajo la dirección de Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRIA EN CIENCIAS

FRUTICULTURA

CONSEJO PARTICULAR

Consejero: _____

Dr. Jorge Antonio Gutiérrez Espinosa

Asesor: _____

Dra. Heike Vibrans Lindemann

Asesor: _____

Dra. Ma. del Carmen Ángeles González Chávez

Montecillo, Texcoco, México,

ESPECIES ORNAMENTALES EN PAREDES VIVAS E INOCULACIÓN MICROBIANA

Ariadna Scheherazada Sánchez López, M. C.

Colegio de Postgraduados, 2007

Debido a la relación entre la calidad del ambiente intramuros y el bienestar de las personas surgen alternativas de mantenimiento del ambiente como las paredes vivas. Éstas, además de tener impacto estético, promueven la modificación o remediación del ambiente por medio de una cubierta vegetal. Las plantas hacen posible el desarrollo de poblaciones de microorganismos, como hongos arbusculares y rizobacterias. A su vez, el uso de dichos microorganismos puede promover el crecimiento y desarrollo de las plantas en las paredes. El presente trabajo tuvo la finalidad de determinar si la inoculación microbiana mejora el crecimiento de tres especies ornamentales al desarrollo en paredes vivas. Plántulas de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia* fueron utilizadas. En la primera fase se evaluó el efecto de los microorganismos en la propagación del material vegetal. Se emplearon los hongos arbusculares BEG 25 y Zac 19 y las rizobacterias *Salmonella enterica* y *Bacillus cereus*. Las tres especies lograron desarrollar raíces en los diferentes tratamientos. No obstante, el efecto de microorganismos fue inconsistente mostrando variaciones dependiendo de la especie vegetal, microorganismo y variable evaluada. *L. nummularia* fue la única especie donde se observó colonización micorrízica activa. En la segunda fase, se evaluó el efecto de una mezcla comercial de microorganismos en el establecimiento y desarrollo de las plantas en paredes vivas. Las tres especies lograron establecerse en las paredes. Los efectos de la inoculación fueron variables en cada especie vegetal y variable.

Palabras clave: *Glomus* sp., desarrollo vertical, paredes de biofiltración.

ABSTRACT

ORNAMENTAL SPECIES ON BIOWALLS AND MICROORGANISM INOCULATION

Air maintenance alternatives, like biowalls, have been rise due to the relation between indoor air quality and health. Trough a plant cover, biowalls promote remediation or modification of indoor air, moreover they have the aesthetic impact. The plants make posible mycorrhizal fungi and bacteria development. These microorganisms could improve plant growth and development. Determine if microorganism inoculation improve the growth of plants on biowalls was the aim of these investigation. *Alternanthera fiocidea*, *Lysimachia nummularia* and *Sedum moranense* plants were used. In the first part the efect of microorganisms in plant propagation was evaluated. Mycorrhizal fungi BEG 25 and Zac 19, rhizobacteria *Salmonella enterica* and *Bacillus cereus* were used for plant inocuation. In any treatment the three plant species could rooting. The results varied in function of plant specie, microorganisms and variable evaluated. Active colonization was observed only in *L. nummularia* roots. In the second phase, a microorganims comercial mix was evaluated on the plant growth and stablishment. The three plants species could stablish themself and growth on the walls. The results were differentes in each plant specie and variable evaluated.

Key words: *Glomus* sp., vertical development, biofiltration walls.

AGRADECIMIENTOS

Al Colegio de Postgraduados, en especial al área de Fruticultura por participar en mi formación y enseñarme el arte de la investigación.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) y al Consejo Mexiquense de Ciencia y Tecnología por el apoyo financiero otorgado para la culminación de éste trabajo de investigación.

A mi consejo particular, integrado por el Dr. Jorge Antonio Gutiérrez Espinosa, Dra. Heike Vibrans Lindemann y la Dra. Ma. del Carmen González Chávez, por sus consejos, atinadas aportaciones y tiempo compartido para lograr la elaboración de éste trabajo.

A todos los profesores del Colegio de Postgraduados campus Montecillo que de alguna forma intervinieron en mi formación.

Al personal del área de Fruticultura, en especial a Rocío Cuellar y Elsa Castillo, porque más allá de una relación laboral encontré en ustedes una linda amistad.

Al Dr. Rogelio Carrillo y todo el personal del laboratorio de Química de Suelos del Colegio de Postgraduados por todo el apoyo y paciencia brindados.

A Lupita, Alejandra, Violeta, Rosalba, Leo, Caro, Guille, Maribel, Goyo, Arturo, José, Gerardo, Jaime, Gabriel, Julia y todos mis amigos que con su amistad y consejos me ayudaron a superar instantes difíciles y también por los buenos momentos.

Al profesor Isaías Gil Vázquez y a todos los compañeros del laboratorio de Biotecnología de Chapingo, porque somos una prueba de que la amistad no tiene límites de tiempo.

A mis nuevos amigos, porque con ellos aprendí que aún en el lugar más lejano y árido puede crecer la semilla de la amistad y cariño, Lulú, Jorge, Claudia, Belisario y a la Familia Recinos.

Al Centro Jardinerero de Vallarta, en especial al personal operativo de Los Cabos, por permitirme la oportunidad de vivir nuevas experiencias y crecer juntos.

DEDICATORIA

A Dios:

Por ser mi guía e iluminar mi camino todo el tiempo.

A mis padres:

Eustorgio Sánchez García y Victorina López Arroyo, por brindarme la vida y alentarme a seguir siempre adelante. Muchas gracias por darme su apoyo incondicional, sin ustedes no sería lo que ahora soy.

A mis hermanos:

Ulises, Diana y mi nueva hermana, Mónica, son los mejores amigos que puedo tener, gracias por todos los momentos que hemos pasado y por los que nos faltan, así como por su cariño que siempre han mostrado. Han sido una guía para mí.

A mis sobrinos:

Leoné y Adriel, siempre son un aliciente y una luz que ánima a seguir adelante, los quiero mucho.

A toda mi familia y amigos, que sería imposible mencionarlos a todos, gracias por todo.

CONTENIDO

	Página
Contenido	vi
Índice de cuadros	xiv
Índice de figuras	xvi
Introducción general	1
Objetivo general	3
Hipótesis general	3
Revisión de literatura	4
Tecnologías alternativas de mejora ambiental	4
Paredes vivas o de biofiltración	4
Selección de especies para ser usadas en paredes vivas	7
Plantas como herramienta de mejora ambiental	9
Interacción planta-microorganismos	19
Plantas ornamentales y hongos micorrízicos arbusculares	20
Plantas ornamentales y rizobacterias benéficas	22
Consideraciones generales problemática ambiental	24
Contaminación del aire	24
Ambiente extramuros	24
Principales contaminantes y fuentes de emisión	25

Efectos de los contaminantes sobre la salud	26
Ambiente intramuros	27
Principales contaminantes y fuentes de emisión	29
Efectos de los contaminantes sobre la salud	30
Relación ambiente extramuros e intramuros	28
Eliminación de contaminantes atmosféricos	32
Eliminación de los contaminantes por plantas	32
Eliminación de los contaminantes por suelo	36
Capítulo 1. Inoculación con microorganismos en la propagación de material vegetal	37
1.1 Introducción	37
1.2 Microorganismos en la propagación de esquejes	38
1.2.1 Objetivos	38
1.2.1.1 Objetivo general	38
1.2.1.2 Objetivos particulares	38
1.2.2 Hipótesis	38
1.2.3 Materiales y métodos	38
1.2.3.1 Localización	38
1.2.3.2 Material vegetal	39
1.2.3.3 Inóculo micorrízico	40
1.2.3.4 Inóculo bacteriano	40

1.2.3.5 Establecimiento e inoculación	41
1.2.3.6 Tratamientos	41
1.2.3.7 Mantenimiento	42
1.2.3.8 Variables evaluadas	42
1.2.3.9 Diseño experimental	43
1.2.3.10 Análisis estadístico	44
1.2.4 Resultados	44
1.2.4.1 <i>Alternanthera ficoidea</i>	44
1.2.4.1.1 Supervivencia	44
1.2.4.1.2 Volumen radical	44
1.2.4.1.3 Volumen de parte aérea	45
1.2.4.1.4 Biomasa seca radical	46
1.2.4.1.5 Biomasa seca de parte aérea	46
1.2.4.1.6 Relación parte aérea/radical	46
1.2.4.1.7 Porcentaje de colonización micorrízica	46
1.2.4.2 <i>Sedum moranense</i>	46
1.2.4.2.1 Supervivencia	46
1.2.4.2.2 Volumen radical	47
1.2.4.2.3 Volumen de parte aérea	47
1.2.4.2.4 Biomasa seca radical	48

1.2.4.2.5 Biomasa seca de parte aérea	48
1.2.4.2.6 Relación parte aérea/radical	49
1.2.4.2.7 Porcentaje de colonización micorrízica	49
1.2.4.3 <i>Lysimachia nummularia</i>	49
1.2.4.3.1 Sobrevivencia	49
1.2.4.3.2 Volumen radical	50
1.2.4.3.3 Volumen de parte aérea	51
1.2.4.3.4 Biomasa seca radical	52
1.2.4.3.5 Biomasa seca de parte aérea	52
1.2.4.3.6 Relación parte aérea/radical	53
1.2.4.3.8 Porcentaje de colonización micorrízica	53
1.2.5 Discusión	56
1.2.6 Conclusiones	58
1.3 Microorganismos en el crecimiento de plántulas	59
1.3.1 Objetivos	59
1.3.1.1 Objetivo general	59
1.3.1.2 Objetivos particulares	59
1.3.2 Hipótesis	59
1.3.3 Materiales y métodos	59
1.3.3.1 Localización	59

1.3.3.2 Material vegetal	60
1.3.3.3 Propagación del material vegetal	60
1.3.3.4 Inóculo micorrízico	60
1.3.3.5 Inóculo bacteriano	61
1.3.3.6 Establecimiento e inoculación	61
1.3.3.7 Tratamientos	62
1.3.3.8 Mantenimiento	62
1.3.3.9 Variables evaluadas	62
1.3.3.10 Diseño experimental	64
1.3.3.11 Análisis estadístico	64
1.3.4 Resultados	64
1.3.4.1 <i>Alternanthera ficoidea</i>	64
1.3.4.1.1 Sobrevivencia	64
1.3.4.1.2 Altura de planta	65
1.3.4.1.3 Número de hojas	65
1.3.4.1.4 Número de brotes	67
1.3.4.1.5 Volumen radical	67
1.3.4.1.6 Volumen de parte aérea	67
1.3.4.1.7 Biomasa seca radical	68
1.3.4.1.8 Biomasa seca de parte aérea	68

1.3.4.1.9 Relación parte aérea/radical	68
1.3.4.1.10 Porcentaje de colonización micorrízica	69
1.3.4.2 <i>Sedum moranense</i>	69
1.3.4.2.1 Supervivencia	69
1.3.4.2.2 Altura de planta	69
1.3.4.2.3 Número de brotes	71
1.3.4.2.4 Número de brotes secundarios	71
1.3.4.2.5 Volumen radical	71
1.3.4.2.6 Volumen de parte aérea	71
1.3.4.2.7 Biomasa seca radical	72
1.3.4.2.8 Biomasa seca de parte aérea	72
1.3.4.2.9 Relación parte aérea radical	72
1.3.4.2.10 Porcentaje de colonización micorrízica	73
1.3.4.3 <i>Lysimachia nummularia</i>	73
1.3.4.3.1 Supervivencia	73
1.3.4.3.2 Número de brotes	73
1.3.4.3.3 Longitud de brotes	73
1.3.4.3.4 Número de brotes secundarios	75
1.3.4.3.5 Volumen radical	75
1.3.4.3.6 Volumen de parte aérea	76

1.3.4.3.7 Biomasa seca radical	76
1.3.4.3.8 Biomasa seca de parte aérea	76
1.3.4.3.9 Relación parte aérea/radical	76
1.3.4.3.10 Porcentaje de colonización micorrízica	77
1.3.5 Discusión	77
1.3.6 Conclusiones	78
Capítulo 2. Desarrollo e inoculación de especies ornamentales en paredes vivas	80
2.1 Introducción	80
2.2 Objetivos	81
2.2.1 Objetivo general	81
2.2.2 Objetivo específico	81
2.3 Hipótesis	81
2.4 Materiales y métodos	82
2.4.1 Localización	82
2.4.2 Material vegetal	82
2.4.3 Propagación del material vegetal	82
2.4.4 Construcción de paneles de desarrollo	82
2.4.5 Transplante e inoculación	83
2.4.6 Mantenimiento	84
2.4.7 Obtención de datos climáticos	84

2.4.8 Variables evaluadas	84
2.4.9 Diseño experimental	86
2.4.10 Análisis estadístico	86
2.5 Resultados	88
2.5.1 Supervivencia	88
2.5.2 Porcentaje de cobertura	88
2.5.3 Volumen radical	90
2.5.4 Volumen de parte aérea	92
2.5.5 Biomasa fresca radical	92
2.5.6 Biomasa fresca de parte aérea	92
2.5.7 Biomasa fresca de planta	92
2.5.8 Biomasa seca radical	92
2.5.9 Biomasa seca de parte aérea	93
2.5.10 Biomasa seca de planta	93
2.5.11 Relación parte aérea/radical	93
2.5.12 Porcentaje de colonización micorrízica	94
2.5.13 Contenido de clorofila y carotenoides	96
2.6 Discusión	97
2.7 Conclusiones	100
Anexos	101
Bibliografía	115

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos.	10
Cuadro 2. Principales contaminantes atmosféricos y sus efectos en la salud.	27
Cuadro 1.1. Descripción de los tratamientos empleados en la propagación de esquejes.	42
Cuadro 1.2. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de esquejes de <i>Alternanthera ficoidea</i> .	45
Cuadro 1.3. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de esquejes de <i>Sedum moranense</i> .	47
Cuadro 1.4. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de esquejes de <i>Lysimachia nummularia</i> .	51
Cuadro 1.5. Descripción de los tratamientos aplicados en plántulas de tres especies ornamentales.	62
Cuadro 1.6. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de plántulas de <i>Alternanthera ficoidea</i> .	68
Cuadro 1.7. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de plántulas de <i>Sedum moranense</i> .	72
Cuadro 1.8. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de plántulas de <i>Lysimachia nummularia</i> .	75
Cuadro 2.1. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas.	91
Cuadro 2.2. Colonización vital por hongos micorrízicos arbusculares y bacterias en tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas.	94

Cuadro 2.3. Contenido de clorofila y carotenoides de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas. 96

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Componentes de una pared viva o de biofiltración.	7
Figura 2. Clasificación de los contaminantes atmosféricos.	24
Figura 3. Vías de eliminación de contaminantes por las plantas y factores que las afectan.	33
Figura 4. Absorción y liberación de contaminantes aéreos por los estomas y cutícula de las hojas.	35
Figura 1.1. Especies ornamentales empleadas.	39
Figura 1.2. Porcentaje de sobrevivencia de plantas de <i>Lysimachia nummularia</i> .	50
Figura 1.3. Porcentaje colonización micorrízica en plantas de <i>Lysimachia nummularia</i> .	54
Figura 1.4. Colonización micorrízica en raíces de <i>Lysimachia nummularia</i> .	55
Figura 1.5. Inoculación microbiana en el crecimiento de plántulas de <i>Alternanthera ficoidea</i> .	66
Figura 1.6. Inoculación microbiana en el crecimiento de plántulas de <i>Sedum moranense</i> .	70
Figura 1.7. Inoculación microbiana en el crecimiento de plántulas de <i>Lysimachia nummularia</i> .	74
Figura 2.1. Porcentaje de cobertura vegetal de tres especies ornamentales en paredes vivas.	89
Figura 2.2. Colonización vital por hongos micorrízicos arbusculares y bacterias en tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas.	95

INTRODUCCIÓN GENERAL

Alternativas tecnológicas como las paredes vivas son herramientas de gran impacto en la mejora de nuestro deteriorado ambiente en condiciones extra o intra muros. Existe evidencia de que la contaminación en espacios cerrados es un problema similar o de mayores proporciones al observado en extramuros (Oliver *et al.*, 1998). Las inadecuadas prácticas de ventilación propician en múltiples casos mayores concentraciones de partículas contaminantes en el ambiente interior (Darlington *et al.*, 2000). Además, fuentes internas de emisión de partículas y volátiles contribuyen en su modificación y características finales (Gutiérrez, 2005). Algunos volátiles tienen efectos cancerígenos (EPA, 1995), pudiendo generar condiciones alarmantes, toda vez que cerca del 85 % de las actividades cotidianas se realizan en el interior (EPA, 1995).

En años recientes, temas como la eficiencia y la sustentabilidad urbana llaman la atención y generan interés por parte de autoridades públicas y privadas (Gutiérrez, 2005). En nuestro país, autoridades públicas y privadas han implementado acciones encaminadas al mejoramiento de la calidad del aire exterior. Sin embargo poca o nula atención se dedica al estudio, mantenimiento y mejoramiento del aire en interior.

Varias tecnologías derivadas de la arquitectura y ecología urbanas han surgido con el propósito de promover el uso eficiente y sustentable de los recursos naturales (Baird, 1999). Tecnologías como las paredes vivas o de biofiltración, naturación de azoteas y paredes de retención incluyen como un componente esencial el establecimiento y desarrollo de especies vegetales (Wani, *et al.*, 1997). La cubierta vegetal tiene la finalidad de contribuir en la generación de un ambiente adecuado para el sano desenvolvimiento de las actividades humanas (Wani, *et al.*, 1997).

El uso de especies vegetales en paredes vivas, además de modificar las condiciones de temperatura y humedad, ofrece el potencial de remediar el ambiente interior al atrapar, absorber, remover o transformar contaminantes o partículas nocivas; mejorando así la calidad del ambiente y la sensación de

confort (Darlington, *et al.*, 2000). La acción remediadora del ambiente que ejercen estos sistemas representa una herramienta de modificación o remediación respecto del control y mantenimiento tradicional de corrientes de aire (Naturaire®; 2004), debido a que reemplazan el uso de agentes químicos, por la retención, reducción o remoción *in situ* de dichas partículas por medio de filtros biológicos o plantas en crecimiento (Darlington *et al.*, 2001; Wani, *et al.*, 1997). Adicionalmente, la rizósfera en el sistema raíz-suelo-panel (de la pared viva) tiene una capacidad potencial de contener poblaciones microbianas que contribuyan junto con las plantas en la conformación de un horizonte de degradación o modificación de contaminantes (Darlington *et al.*, 2001).

Los hongos micorrízico arbusculares tienen la capacidad de establecer una asociación simbiótica en las raíces de las plantas, y de este modo contribuir a su crecimiento y desarrollo (González-Chávez *et al.*, 1998). En algunos casos los hongos micorrízico arbusculares y rizobacterias en asociación con especies vegetales contribuyen en la recuperación de suelos contaminados con metales pesados o hidrocarburos (Korda *et al.*, 2004; Glick, 2003; González-Chávez, 2000). Diversos estudios en especies ornamentales brindan evidencia del beneficio sobre el crecimiento y desarrollo que ocurre tras la incorporación de hongos micorrízicos arbusculares o rizobacterias (Koide *et al.*, 1999; Linderman y Davis, 2003; Ongena y Thonart, 2006; Rojas, 2005; Scagel, 2003; Verhagen *et al.*, 2006). A pesar de los beneficios antes referidos, no existen reportes o evidencias que determinen los efectos de la incorporación de microorganismos al desarrollo de especies vegetales en escenarios verticales, como lo son las paredes vivas o de biofiltración.

Por lo anterior el presente trabajo tiene como finalidad proveer información inicial sobre los efectos de la incorporación de microorganismos en el establecimiento y desarrollo de especies vegetales en paredes vivas.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el desarrollo de especies ornamentales con potencial para establecerse en paredes vivas bajo condiciones de invernadero, así como determinar los efectos de la inoculación microbiana sobre el establecimiento y desarrollo de las mismas.

HIPÓTESIS GENERAL

La inoculación microbiana en paredes vivas mejora el establecimiento y desarrollo de las especies vegetales seleccionadas.

REVISIÓN DE LITERATURA

El desarrollo de las actividades humanas ha propiciado transformaciones en los ecosistemas. La constante sustitución de cubiertas vegetales con pavimentos y concretos con una reducida capacidad de absorción y conducción térmica, genera incrementos en las temperaturas así como la formación de las llamadas islas de calor urbano (Monterroso, 1999). Éste fenómeno consiste en el aumento de la temperatura del aire hasta en 10° C sobre la temperatura del ambiente de la periferia de la ciudad (Monterroso, 1999).

En el hogar, oficina o sea cual fuera el lugar de trabajo o esparcimiento tanto en exterior como en intramuros, un mayor número de estudios (Heath y Mendell, 2002; Lawrence *et al.*, 2004; Marks, 2003; Mohammadyan *et al.*, 2003; Stridh *et al.*, 2002) ha revelado las consecuencias de la mala calidad del aire sobre la salud humana. Con la finalidad de promover la modificación o remediación del ambiente en condiciones de extramuros o intramuros un considerable número de tecnologías han surgido a partir de la arquitectura y ecología urbanas, (Baird, 1999; Gutiérrez, 2005). Paredes vivas, naturación de azoteas, paredes de biofiltración y paredes de retención son algunas de las tecnologías implementadas con este propósito, las cuales tienen como principal componente una superficie cubierta con vegetación (Gutiérrez, 2005).

Tecnologías alternativas de mejora del ambiente

Varias tecnologías han sido desarrolladas con la finalidad de proveer de un mantenimiento o remediación al ambiente intramuros. Estos avances tecnológicos incluyen el uso de cubiertas vegetales en muy variados arreglos, para proveer un espacio armónico con el ambiente, que permita su mejora y mantenimiento (Gutiérrez, 2005).

Paredes vivas o de biofiltración

De forma tradicional la calidad del ambiente intramuros se mantiene con el uso de sistemas de ventilación que proveen aire del exterior, el cual diluye la

concentración de contaminantes presentes en la habitación (Darlington *et al.*, 2001; Gutiérrez, 2005) o en algunos casos solo reemplaza un contaminante por otro (Mung *et al.*, 2006). No obstante, dichos sistemas aumentan el consumo de energía y por lo tanto el costo de operación del edificio (Darlington *et al.*, 2000; Gutierrez, 2005). Una alternativa es el uso de biofiltros, pero la diversidad de compuestos encontrados en el aire, aún en concentraciones bajas, dificulta el desarrollo y mantenimiento de la población microbiana altamente especializada (Lewellyn *et al.*, 2000; Wani *et al.*, 1997).

Los biofiltros que incluyen plantas verdes son capaces de retirar compuestos orgánicos volátiles, como el tolueno (Darlington *et al.*, 2001; Lewellyn *et al.*, 2000). Además, los biofiltros participan en la degradación de contaminantes orgánicos (Darlington *et al.*, 2000; Lewellyn *et al.*, 2000), sin demeritar la calidad del aire por la liberación de otros compuestos volátiles (Wani *et al.*, 1997). A pesar de que la mayor parte de las plantas superiores con hojas verdes tienen la capacidad de metabolizar compuestos orgánicos, la tasa de absorción a través de los estomas es baja, por lo que no se puede asegurar que las plantas son un instrumento poderoso para purificar el aire (Schmitz *et al.*, 2000) y eliminar completamente los contaminantes presentes (Darlington *et al.*, 2001)

La remoción efectiva de compuestos orgánicos volátiles que se lleva a cabo en las paredes vivas, se debe en parte a la presencia de plantas que tienen el papel de biofiltros (Darlington *et al.*, 2001; Lewellyn *et al.*, 2000; Wani *et al.*, 1997), además de la población presente de microorganismos degradadores (Wood *et al.*, 2002). Las paredes vivas responden de manera similar a los biofiltros industriales, excepto porque estos últimos no dependen de la actividad microbiana (Darlington *et al.*, 2001).

Existen condiciones que pueden favorecer la remoción de contaminantes por medio de los biofiltros, como la temperatura y el flujo de aire (Darlington *et al.*, 2001). El flujo de aire afecta a la cantidad de compuestos orgánicos volátiles que hay en el ambiente y el tiempo de retención de estos compuestos en los

biofiltros, mientras que la temperatura puede modificar las características físicas y biológicas del biofiltro (Darlington *et al.*, 2001). Los mismos autores encontraron que la mayor reducción en la concentración se presentó en el flujo de aire más bajo (0.2 m s^{-1}) y la temperatura óptima es de $20 \text{ }^\circ\text{C}$ o menos.

La capacidad de los biofiltros de degradar compuestos orgánicos volátiles depende, entre otros factores, de la partición de los compuestos a la fase acuosa y la tasa de degradación de los microorganismos; ambos afectados por la temperatura. Si la actividad microbiana es limitada, entonces la remoción aumentará si la temperatura es más elevada. En caso contrario, si la remoción es limitada por difusión, la solubilidad de los compuestos a bajas temperaturas conducirá a la eliminación debido a la disponibilidad de sustrato para los degradadores (Darlington *et al.*, 2001).

Además de tener impacto en la cantidad de contaminantes presentes en el interior, los biofiltros con plantas verdes presentan beneficios en la sensación de bienestar, porque aumentan la humedad relativa en la habitación (Lewellyn *et al.*, 2000). Por otro lado, si la humedad es demasiada y pasa a otros lugares fuera del biofiltro, es probable que se presenten daños por humedad en el edificio (Darlington *et al.*, 2001).

Los principales componentes de los sistemas de biofiltración que incluyen plantas verdes, son: un biodepurador, una sección de cultivo hidropónicos y un acuario (Figura 1) (Darlington *et al.*, 2000).

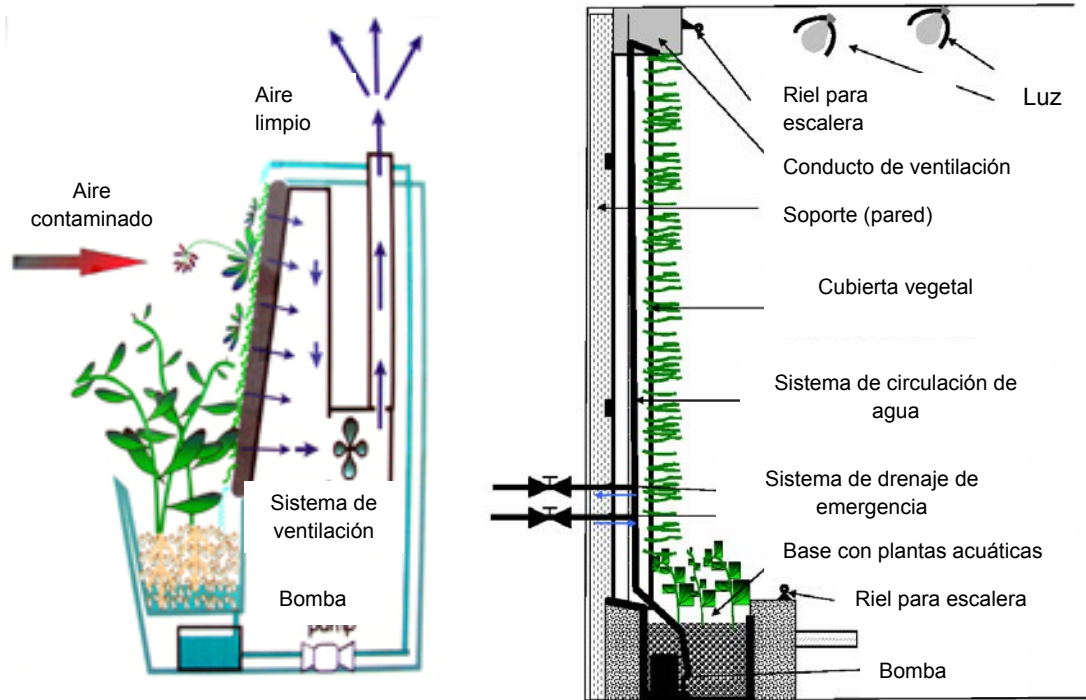


Figura 1. Componentes de una pared viva o de biofiltración (Modificado de: <http://www.robertsonbuilding.com/biowall.htm>).

Selección de especies para paredes vivas o de biofiltración

Un componente clave para la instalación de los sistemas de biofiltración es la adecuada selección de especies vegetales (Shöme *et al.*, 2002). Las especies elegidas deben contar con características anatómicas, morfológicas y fisiológicas que permitan mantener crecimiento y desarrollo en disposición vertical bajo condiciones cambiantes de luz, temperatura y humedad (de Felipe, 2004; Shöme *et al.*, 2002). Entre los principales criterios de selección se encuentran: plantas herbáceas de porte bajo, raíz no pivotante, de hábito rastrero, colgante, semierectas, trepadoras o decumbentes, epifitas, con hojas pubescentes o suculentas (Carmona, 2001; Dunnnett y Kingsbury, 2004). Si se eligen especies silvestres y/o nativas, preferentemente deben ser aquellas que se establecen rápidamente en las superficies de construcciones, con requerimientos mínimos de suelo, adaptadas a condiciones extremas como

sequía prolongada, humedad temporal excesiva y con capacidad natural de extenderse verticalmente (Carmona, 2001; Gómez-Campo, 2004; Dunnett y Kingsbury, 2004).

En el caso de la naturación de azoteas, el género *Sedum* se ha usado ampliamente (Gómez-Campo, 2004). Sin embargo existe una gran diversidad de especies que son aptas para el desarrollo en azotes verdes, las cuales también lo son potencialmente para su establecimiento en paredes vivas, sobre todo aquellas de hábito rastrero. Dunnett y Kingsbury (2004) sugirieron que en países como Inglaterra, Francia, España y Alemania, los siguientes géneros son relevantes para su uso en azoteas y paredes: *Dianthus*, *Campanula*, *Cheiranthus*, *Corydalis*, *Armeria*, *Geranium*, *Erodium*, *Alyssum*, *Arabis*, *Aubetria*, *Cerastium* y *Helianthemum*. Kotzen (2004) indica que *Parthenocissus quinquefolia* es una alternativa para establecimiento en paredes. Sin embargo, los géneros anteriormente recomendados son el resultado de estudios realizados en otros países, principalmente europeos, los cuales tienen condiciones ambientales diferentes a las de México. El desarrollo vertical de especies requiere de mayor estudio, debido a que en nuestro país no existe información de requerimientos de humedad, tipo de sistema radical, tamaño de la cubierta vegetal y las necesidades generales de mantenimiento de especies útiles en paredes de biofiltración (Gutiérrez, 2005; Shōme et al., 2002).

Las plantas a usar se deben elegir en función de su disponibilidad, dureza, facilidad de cultivo, atributos fisiológicos que afectan el proceso de intercambio gaseoso, tipo de metabolismo (Cornejo *et al.*, 1999). Es recomendable tomar en cuenta si su capacidad de remoción de contaminantes ya ha sido estudiada (Cornejo *et al.*, 1999). Para cualquier sistema de naturación es deseable una rusticidad general que permita a la planta vivir con cuidados escasos, para minimizar costos (Gómez-Campo, 2004). Además de las especies que ya han sido estudiadas, existe una amplia diversidad de plantas ornamentales o con potencial ornamental que podrían emplearse en tecnologías ambientales, lo que además del impacto estético brinda beneficios ambientales y a la salud.

Plantas como herramienta de mejora ambiental

Algunos de los beneficios de las cubiertas vegetales son: retención de polvo y partículas suspendidas, la retención de agua de lluvia, fomento de corrientes de aire a través de los pasillos verdes, aislamiento térmico de los edificios, aislamiento acústico, filtro de rayos ultravioleta, impacto estético, beneficios en la salud mental de la población (Kolb, 2004; Monterroso, 1999). Además, las cubiertas vegetales mejoran el grado de humedad atmosférica mediante la evapotranspiración (Briz, 2004; Monterroso, 1999). Kotzen (2004) y Eppel-Hotz (2004) mencionaron que el establecimiento de barreras de ruido disminuye el estrés, mejora el ambiente y tiene impacto estético. Sugirieron que, si se hace una adecuada selección de especies, la cubierta vegetal estabiliza el suelo y ayuda a conservar la biodiversidad de la flora silvestre de la región.

Se sabe que el uso de plantas es una alternativa para mejorar la calidad del aire tanto en el ambiente exterior como en el intramuros (Darlington *et al.*, 2001). Es de notar que en la mayoría de los estudios en relación a la capacidad de las plantas para purificar el aire se han utilizado especies ornamentales de interior (Cuadro 1). Debe tratarse en lo posible de plantas perennes, para que cubran la superficie durante todo el año. También es recomendable el uso de mezclas de especies (Gómez-Campo, 2004).

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos.

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Adiantum raddianum</i>	cilantrillo/maidenhair	Formaldehído, xileno, tolueno, etilbenceno	Darlington <i>et al.</i> (2001)
<i>Aechmea fasciata</i>	piñuela/urn plant	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Aglaonema crispum</i>	aglaonema/chinese evergreen	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Aloe barbadensis</i>	sábila/aloe	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Anthurium andraeanum</i>	anturio/flamingo flower	Formaldehído, xileno, tolueno, amonio	Wolverton (1997)
<i>Araucaria heterophylla</i>	araucaria/norfolk island pine	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Begonia semperflorens</i>	begonia/wax begonia	Formaldehído	Wolverton (1997)

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Brassaia actinophylla</i>	aralia/schefflera	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Calathea makoyana</i>	calatea/peacock plant	Formaldehído, amonio	Wolverton (1997)
<i>Chamaedora seifrizii</i> , <i>C. elegans</i>	palma camedor/bamboo palm	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Chrysalidocarpus lutescens</i>	palma areca/areca palm	Formaldehído, xileno, tolueno, benceno	Wolverton (1997)
<i>Chrysanthemum morifolium</i>	crisantemo/florist's mum	Formaldehído, amonio	Wolverton (1997)
<i>Chlorophytum comosum</i> , <i>C. elatum</i>	mala madre/spider plant	Pentano, tricloroetano formaldehido, benceno	Cornejo <i>et al.</i> (1999); Giese <i>et al.</i> (1994); Wolverton <i>et al.</i> (1984)

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Cissus rhombifolia</i>	Parra, ciso/oakleaf ivy	Formaldehído, benceno, tolueno	Mung <i>et al.</i> (2006); Yoo <i>et al.</i> (2006)
<i>Codiaeum variegatum pictum</i>	croto/croton	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Cyclamen persicum</i>	ciclamen/cyclamen	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Cymbidium rubrigemmum</i> , <i>C. sinense</i> , <i>C. virescens</i> , <i>C. kanran</i>	cymbidium/rock orchid	Sulfato, ozono	Han y Lee (2002)
<i>Dieffenbachia camilla</i> , <i>D. picta</i>	difenbaquia/dumb cane	Xileno, etilbenceno Formaldehído, tolueno	Darlington <i>et al.</i> (2001); Wolverton (1997)
<i>Dendrobium sp.</i>	dendrobium/dendrobium	Sulfato, ozono	Han y Lee (2002)

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Dracaena godseffiana</i>	dracena/dracaena	Formaldehído, tolueno,	Cornejo <i>et al.</i> (1999);
<i>D. deremensis</i> , <i>D. fragans</i> ,		xileno, etilbenceno	Darlington <i>et al.</i> (2001)
<i>D. marginata</i>			
<i>Epipremnum aureum</i>	potos/golden pothos	Formaldehído	Schmitz <i>et al.</i> (2000); Wolverton <i>et al.</i> (1984)
<i>Euphorbia pulcherrima</i>	nochebuena/poinsettia	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Ficus macleilandii</i> ,	ficus/ficus benji	Formaldehído	Cornejo <i>et al.</i> (1999);
<i>F. benjamina</i> ,		Benceno, pentano	Schmitz <i>et al.</i> (2000)
<i>Gerbera jamesonii</i>	gerbera/gerbera daisy	Formaldehído	Wolverton (1997)

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Hedera helix</i>	hiedra/english ivy	Formaldehído, xileno, tolueno, benceno, etilbenceno	Darlington <i>et al.</i> (2001); Mung <i>et al.</i> (2006); Yoo <i>et al.</i> (2006)
<i>Homalomena wallisii</i>	homalomena/king of hearts	Formaldehído, xileno, tolueno	Wolverton (1997)
<i>Howea forsteriana</i>	palma/kentia palm	Hexano	Wood <i>et al.</i> (2002)
<i>Kalanchoe blossfeldiana</i>	calancho/kalanchoe	Formaldehído, benceno, pentano	Cornejo <i>et al.</i> (1999); Wolverton (1997)
<i>Liriope spicata</i>	espigosa/lily turf	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Maranta leuconeura</i>	maranta /prayer plant	Formaldehído	Wolverton (1997)

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Marraya</i> sp.	marraya/jasmine orange	Tolueno, etilbenceno formaldehído, xileno	Darlington <i>et al.</i> (2001)
<i>Musa cavendishii</i>	platanillo/dwarf banana	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Nerium indicum</i>	adelfa/oleander	Formaldehído	Kondo <i>et al.</i> (1995)
<i>Neprolepis obliterata</i> <i>N. exaltata</i>	helecho/boston fern	Formaldehído, xileno, tolueno	Wolverton (1997)
<i>Pelargonium domesticum</i>	geranio/pelargonium	Benceno, pentano	Cornejo <i>et al.</i> (1999)
<i>Phalenopsis</i> sp.	phalenopsis/moth orchid	Formaldehído, xileno, tolueno	Wolverton (1997); Wolverton (1997);

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Philodendron erubescens</i> , <i>P. tuxla</i> , <i>P. oxycardium</i> , <i>P. selloum</i>	filodendro/philodendron	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Phoenix roebelenii</i>	palma enana/dwarf date palm	Formaldehído, benceno, tolueno	Wolverton (1997)
<i>Plagiomnium cuspidatum</i>	musgo/woody plagiomnium	Formaldehído	Darlington <i>et al.</i> (2000)
<i>Rhapis excelsa</i>	palma bambú/lady palm	Formaldehído, amonio	Wolverton (1997)
<i>Rhododendron simsii</i> , <i>R. obtusum</i>	azalea/rhododendron	Formaldehído, amonio, xileno, etilbenceno, tolueno	Darlington <i>et al.</i> (2001); Wolverton (1997)

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Sansevieria trifasciata</i>	sansevieria/snake plant	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Saxifraga stolonifera</i>	saxifraga/saxifrage	Benceno, pentano	Cornejo <i>et al.</i> (1999)
<i>Schlumbergera bridgesii</i> , <i>S. rhipsalidopsis</i>	cactus de Navidad/ easter cactus	Formaldehído	Wolverton (1997)
<i>Spathiphyllum willisii</i> , <i>S. maunahoa</i>	cuna de moisés/peace lily	Formaldehído, xileno, amonio, tolueno, acetona benceno, etilbenceno, tricloroetileno,	Darlington <i>et al.</i> (2001); Mung <i>et al.</i> (2006); Wolverton (1997); Yoo <i>et al.</i> (2006)
<i>Syngonium podophyllum</i>	singonio/syngonium	Formaldehido, benceno, tolueno	Mung <i>et al.</i> (2006); Wolverton <i>et al.</i> (1984)

Cuadro 1. Relación de plantas ornamentales en las que se ha demostrado capacidad de absorción de contaminantes orgánicos aéreos (*continuación*).

Nombre científico	Nombre común (español/inglés)	Contaminante	Referencia
<i>Taxiphyllum deplanatum</i>	musgo/taxiphyllum moss	Formaldehído	Darlington <i>et al.</i> (2000)
<i>Tradescantia fluminensis</i>	tradescantia/wandering jew	Benceno, pentano	Cornejo <i>et al.</i> (1999)
<i>Tulipa gesneriana</i>	tulipán/tulip	Formaldehído, amonio	Wolverton (1997)
<i>Vriesea splendens</i>	pluma de indio/sword	Formaldehído, xileno, tolueno, etilbenceno	Darlington <i>et al.</i> (2001)

Interacción plantas – microorganismos

Uno de los ejemplos más claros de los beneficios de la asociación planta-microorganismos son las orquídeas y bromelias. Diversas especies de dichas plantas son epífitas; generalmente no requieren de gran cantidad de sustrato. En condiciones naturales las orquídeas se asocian con hongos micorrízicos desde su germinación o en etapas tempranas (Pereira *et al.*, 2005).

Además de los hongos micorrízicos otros microorganismos, como las bacterias (Tsavkelova *et al.*, 2007) y cianobacterias (Tsavkelova *et al.*, 2003a), se asocian a las plantas epífitas y brindan beneficios a las orquídeas y otro tipo de plantas. Por ejemplo, producen ácido indolacético y otras sustancias parecidas a las auxinas o citocininas (Tsavkelova *et al.*, 2003), que estimulan el crecimiento y formación de raíces de las plantas (Tsavkelova *et al.*, 2007). La colonización y sus efectos en las plantas son afectados por el tipo de microorganismo y especie del mismo (Rowe y Pringle, 2005; Suárez, 2006), especie vegetal (Suárez, 2006; Tsavkelova *et al.*, 2007), estado de desarrollo de la planta (Pereira *et al.*, 2005) y condiciones ambientales (Tsavkelova *et al.*, 2003a).

Se ha asociado la presencia de microorganismos benéficos, como hongos micorrízicos (Joner y Leyval, 2001), bacterias (Radwan, 1995; Roane, 1999), protozoarios y algas (Rodríguez-Zaragoza y García-Gómez, 2005) en plantas usadas en el proceso de remediación de ambientes contaminados. En general, el sustrato que se usa para plantas ornamentales no es completamente estéril, es decir, existe una población microbiana que convierte al suelo en una vía de eliminación de contaminantes (Wolverton *et al.*, 1984). De acuerdo con Wood *et al.* (2002) los microorganismos presentes en el sustrato o medio de cultivo son los agentes que responden de manera más rápida a la presencia de compuestos orgánicos volátiles, mientras que, aparentemente, la función de las plantas es sostener a la población microbiana.

Los sistemas de desarrollo vegetal son capaces de soportar una población diversa de microorganismos degradadores. Algunas plantas y musgos liberan compuestos orgánicos que pueden actuar como fuente de alimento para los

mismos microorganismos (Darlington *et al.*, 2001). Se observa una disminución en las tasas de remoción de compuestos en los periodos de oscuridad (Mung *et al.*, 2006; Wood *et al.*, 2002), por lo que es posible que los compuestos que permanecen en el suelo sean degradados por la población microbiana presente en la zona de la raíz (Mung *et al.*, 2006).

Entre los microorganismos que desempeñan un papel en el crecimiento y nutrición vegetal se encuentran los de naturaleza simbiótica, condición que les permite la obtención de productos metabolizables y de manera recíproca la planta se beneficia de los productos suministrados por los microorganismos (Azcón, 2000).

Plantas ornamentales y hongos micorrizicos arbusculares

Las plantas inoculadas con hongos micorrizicos generalmente tienen mayor calidad, lo que incrementa la sobrevivencia, crecimiento, nutrición o rendimiento aun si están expuestas a condiciones ambientales adversas. También presentan mayor resistencia a algunas enfermedades, y en general muestran mayor productividad y producción de biomasa (González-Chávez, *et al.* 1998; Álvarez-Solis, *et al.* 2000; Davis *et al.* 2000). La micorriza arbuscular capacita y faculta a la planta hospedera para incrementar la captación de iones, principalmente fosfato, el cual puede ser seis veces superior al que conseguirían en su ausencia (Azcón, 2000).

La inoculación con hongos arbusculares permite que las plantas sometidas a estrés hídrico tengan mejor desarrollo comparadas con plantas con suficiente humedad en el suelo y sin inocular, como es el caso de trigo (Al-Karaki *et al.*, 2004). En suelos salinos, plantas de cebada inoculadas con *Glomus intraradices* y fertilizadas con fósforo crecieron y desarrollaron adecuadamente, mientras las plantas que no fueron inoculadas presentaron un desarrollo pobre (Mohammad *et al.*, 2003).

Recientemente el uso de hongos micorrizicos en la biorremediación de suelos ha recibido más atención, ya que varios hongos son capaces de desarrollarse en ambientes extremadamente contaminados por sustancias tóxicas o metales

pesados. Éstos se han encontrado en terrenos de minas abandonadas, en sitios de deshecho de zinc, plomo y cadmio. En dichos lugares se han hallado principalmente hongos arbusculares del género *Glomus* (González-Chávez, 2000).

Los hongos arbusculares son utilizados en sistemas comerciales de propagación de plantas porque favorecen el desarrollo de raíces incrementando el éxito en trasplante en la propagación asexual (Davis *et al.* 2000).

En estudios de inoculación micorrizica en especies ornamentales, se observó que la presencia de los hongos mejoró significativamente el desarrollo de las plantas en la mayoría de los casos. La efectividad dependió de diversos factores como la especie vegetal, especie de hongo, método de inoculación y tipo de sustrato (Koide *et al.*, 1999; Linderman y Davis, 2003; Scagel, 2003). Koide *et al.* (1999) en un estudio de inoculación en diferentes especies ornamentales observaron que los géneros *Coleus*, *Petunia* y *Viola* tuvieron mayor colonización que *Impatiens*, *Tagetes* y *Salvia*. En otro caso, Scagel (2003) encontró que incluso dentro del mismo género la respuesta a la inoculación varió en función de la especie. Plantas de *Zephyranthes* inoculadas emergieron de 7 a 13 días antes que las no inoculadas, disminuyeron los días a floración, incrementaron el número de flores, peso fresco y seco; sin embargo la magnitud de la respuesta dependió de la especie de *Zephyranthes* (Scagel, 2003).

La especie del hongo arbuscular es un factor que influye en los resultados. En *Echinacea pallida* se evaluaron los efectos de las especies fúngicas *Glomus mosseae*, *Gigaspora ramisporophora*, *Scutellospora fulgida* y *Entrophospora colombiana*. La inoculación con cualquiera de los hongos mejoró la sobrevivencia de las plantas. Pero las plantas inoculadas con *Glomus mosseae* y *Scutellospora fulgida* presentaron sobrevivencia de 100 % (Lata *et al.*, 2003). Rao y Shukla (2003) observaron que el hongo arbuscular *Glomus mosseae* indujo mayor porcentaje de colonización y mayor contenido de nitrógeno y fósforo en plántulas de *Digitaria adscendens*, en comparación con el hongo *Azospirillum brasilense*.

Koide *et al.* (1999) probaron tres métodos de inoculación de *Glomus intraradices* en diversas especies ornamentales (*Salvia splendens*, *Impatiens walleriana*, *Tagetes patula*, *Petunia* sp., *Coleus hybridus* y *Viola wittrockiana*). Los métodos comparados fueron: inoculación en la siembra, al trasplante y en ambas ocasiones. La inoculación en la siembra requirió menos cantidad de inóculo que cualquiera de los otros métodos y en general fue tan efectivo en la colonización como la doble inoculación y tuvo mejores resultados que la inoculación al trasplante.

También existen algunos reportes de efectos negativos de la inoculación. Linderman y Davis (2003) probaron la efectividad de la inoculación con hongos arbusculares en sustratos a base de polvo de fibra de coco en diversas especies ornamentales, teniendo resultados diferentes. En el caso de *Tagetes patula* el desarrollo no mejoró significativamente con la inoculación; para *Teucrium fruticans* y *Lavandula angustifolia* se obtuvo colonización pero el crecimiento de la planta disminuyó. Esto se atribuyó a la respuesta variable de cada especie vegetal en los diferentes sustratos o medio de desarrollo. Dichos autores concluyen que una buena colonización no necesariamente tiene efectos positivos en el crecimiento de la planta.

De acuerdo con Azcón (2000) la regulación de la formación y el desempeño de los hongos arbusculares está influenciada por otros microorganismos rizosféricos, que pueden activar la germinación de propágulos infectivos, promover la formación de puntos de entrada o el desarrollo de la simbiosis.

Plantas ornamentales y rizobacterias benéficas

Algunas rizobacterias tienen efectos benéficos en plantas: incrementan la capacidad de absorber nutrimentos como nitrógeno (Kapulnik *et al.*, 1985), fósforo (Lifshitz *et al.*, 1987) y potasio (Williamson y Jones, 1973), promueven la síntesis de antibióticos, la producción de sustancias promotoras de crecimiento, fitohormonas y sideróforos, así como la habilidad para solubilizar fosfatos (Okon y Kapulnik, 1986). Algunas de ellas producen ácido cianhídrico, el cual se ha implicado en la reducción del ataque de patógenos en la rizósfera

(Kloepper, 1993). Además del efecto indirecto sobre el control biológico, pueden ejercer otros efectos, como la estimulación de la nodulación en leguminosas por medio de *Rhizobium* y la mejora de emergencia en las semillas. Así mismo, se han mostrado efectos estimuladores en el crecimiento de raíces (Peter *et al.*, 1987) y la formación de pelos radicales (Kloepper *et al.*, 1991). Sin embargo, los efectos de la inoculación con rizobacterias no son siempre positivos, ya que pueden depender del tipo de cepa, la especie vegetal y las condiciones ambientales del lugar (Fulchieri y Frioni, 1994).

Se ha probado el efecto benéfico en diversos cultivos, entre los que destacan: lechuga (Díaz, 2001), papa (Peter *et al.*, 1987), pimiento (Joo *et al.*, 2004), tomate (Pardeep y Sood, 2002), algodón (Oosterhuis *et al.*, 1999), tabaco (Shang, *et al.*, 1999), soya (Osburn *et al.*, 1995), trigo (Argumedo, 2006), maíz (Tilak y Srinivasa, 2006), alfalfa (Fett, 2006), pastos (Saile y Koehler, 2006), plátano (Vlassack *et al.*, 1992) y especies ornamentales (Lin *et al.*, 1999; Monier *et al.*, 1998).

Dentro de los géneros de bacterias benéficas más conocidos se encuentran: *Azotobacter* (Katznelson, 1965), *Clostridium* (Burr y Caesar, 1984), *Rhizobium*, *Arthrobacter* (Kloepper *et al.*, 1988), *Azospirillum* (Fallik y Okon, 1988), *Enterobacter* (Kapulnik, 1991), *Bacillus* (Mahaffe y Backman, 1993), *Pseudomonas* (Dandurand y Knudsen, 1993), *Serratia* (Raupach *et al.*, 1996), *Azoarcus*, *Zooglea* y *Klebsiella* (Malik *et al.*, 1997) y *Bradyrhizobium* (Dashti *et al.*, 1997), entre otros.

Con frecuencia los microorganismos del suelo presentan interacciones complejas entre ellos que afectan la fertilidad del mismo y el crecimiento de las plantas (Linderman, 1991). No siempre esta interacción resulta positiva, ya que pueden tener resultados inhibitorios o antagónicos (Paulitz y Linderman, 1991).

Consideraciones generales de problemática ambiental

Contaminación del aire

La contaminación es un cambio indeseable en las características físicas, químicas o biológicas del ambiente (Warner, 1996). La contaminación del aire, en exterior o en interior, está determinada por la presencia de contaminantes en la atmósfera en cantidades y por periodos tales que resultan nocivos para la salud humana (Warner, 1996). La contaminación química se debe a la aparición de sustancias que no formaban parte del aire o a cambios en sus concentraciones (Rico *et al.*, 2004). Los contaminantes tiene dos orígenes: uno natural y otro antropogénico (Figura 2).

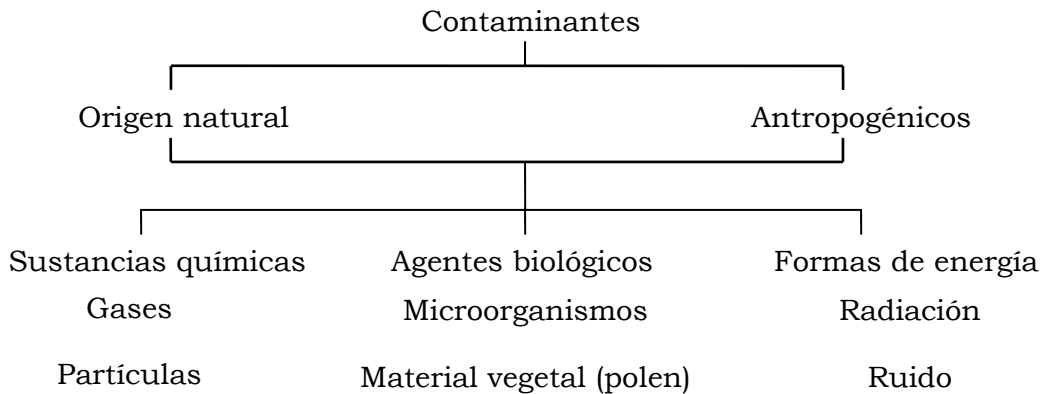


Figura 2. Clasificación de los contaminantes atmosféricos (Modificado de Rico *et al.*, 2004).

Ambiente extramuros

La calidad del aire en ambientes extramuros está en función de la concentración de contaminantes y de las características meteorológicas y topográficas del área (Bravo, 1987). Un importante ejemplo lo constituye la Zona Metropolitana del Valle de México (ZMVM), donde la acumulación de partículas nocivas en el ambiente es consecuencia de la gran cantidad de emisiones contaminantes combinada con su situación fisiográfica. Rodeada por

una cadena montañosa y localizada a una altura de 2,240 msnm, la ZMVM posee bajo contenido de oxígeno en el aire, situación que contribuye a una menor eficiencia en los sistemas de combustión, los cuales emiten una mayor cantidad de contaminantes (Legorreta y Flores, 1992; GDF, 2003). Además, la cadena montañosa impide su dispersión (GDF, 2003). Aunado a esto, la constante sustitución de áreas verdes por superficies con mayor capacidad y conductividad térmica como los pavimentos y concretos, genera un fenómeno climático común de las zonas urbanas denominado islas de calor urbano, las cuales influyen directamente sobre los incrementos de la temperatura media anual (Monterroso, 1999).

Principales contaminantes y fuentes de emisión

Los tres factores principales que tienen impacto negativo en el ambiente de la ZMVM son el transporte, el crecimiento urbano desmedido y la concentración industrial (Legorreta y Flores, 1992). Los principales contaminantes atmosféricos son: óxidos de azufre (SO_x), óxidos de nitrógeno (NO_x), ozono, monóxido de carbono (CO), partículas suspendidas y plomo (Bravo, 1987; Puerto y García, 1986). En la ZMVM los principales contaminantes son: metano, emitido en su mayoría por los rellenos sanitarios; amoniaco, partículas menores a $10 \mu\text{m}$ y menores a $2.5 \mu\text{m}$ (GDF, 2003).

Diversos compuestos se pueden encontrar en zonas aparentemente no contaminadas, debido a que son arrastradas por el viento (Bravo, 1987). La contaminación fotoquímica por oxidantes, mejor conocida como smog, es realmente la mezcla de diversos compuestos gaseosos y aerosoles entre los que destacan el ozono, dióxido de nitrógeno y nitratos (Seoáñez, 2002). Una característica importante de los oxidantes es que no son emitidos directamente a la atmósfera, sino que son formados en el aire a través de reacciones químicas afectadas por las condiciones meteorológicas y la hora del día (Stern *et al.*, 1984).

Efectos de los contaminantes sobre la salud

En promedio una persona inhala alrededor de 20,000 litros de aire al día. La inhalación y la exposición a los contaminantes es continua a diferencia de la ingestión de contaminantes a través de los alimentos o agua (Warner, 1996). De acuerdo con Legorreta y Flores (1992) todas las sustancias tóxicas que son emitidas a la atmósfera provocan daños en la salud de la población, la gravedad del daño depende del tipo, concentración y duración de la exposición a los contaminantes y el estado de salud de las personas (Cuadro 2).

Se menciona que algunos contaminantes como los óxidos de nitrógeno no provocan daños por sí solos, los inconvenientes aparecen cuando reaccionan con otros contaminantes o elementos químicos, es decir cuando intervienen en una serie de reacciones que en contacto con la luz solar generan compuestos más tóxicos (Seoáñez, 2002). El bióxido de azufre es otro ejemplo, ya que su peligro es mayor cuando flota en el aire con otros compuestos que actúan como catalizadores y lo convierten en ácido sulfúrico (EPA, 1993).

Cuadro 2. Principales contaminantes atmosféricos y sus efectos en la salud.

Contaminante	Efectos
Óxidos de azufre	Dificultad para respirar, alteración de defensas pulmonares y cardiovasculares, rinitis, conjuntivitis, irritación de ojos y piel (Puerto y García, 1986; Stern <i>et al.</i> , 1984).
Óxidos de nitrógeno	Irritación en los pulmones, dificultad para respirar, debilitamiento progresivo, cianosis (Legorreta y Flores, 1992).
Ozono	Dolor de pecho, tos, náuseas, congestión pulmonar (Legorreta y Flores, 1992).
Monóxido de carbono	Penetra al torrente sanguíneo y disminuye la percepción visual, capacidad para el trabajo y la destreza manual, cambios en el funcionamiento del corazón y cerebro (Seoáñez, 2002; Stern <i>et al.</i> , 1984).
Partículas suspendidas	Alteran el sistema de defensa, dañan tejido pulmonar causando cáncer (Legorreta y Flores, 1992; Warner, 1996).
Plomo	Se acumula en sangre y huesos, afecta riñones, hígado, sistema nervioso y circulatorio, puede provocar convulsiones, retraso mental y desordenes de comportamiento (Seoáñez, 2002; Warner, 1996).

Ambiente intramuros

El ambiente intramuros se puede definir como el aire que se encuentra dentro de una habitación o estructura, el cual no circula con facilidad y es respirado por los ocupantes de los mismos (NSF, 2007). La calidad del aire en ambientes

intramuros afecta el bienestar y productividad de los ocupantes del edificio (Samet y Spengler, 2003).

Inicialmente la contaminación intramuros había sido un tema concerniente al sector industrial (Oliver *et al.*, 1998). Pero a partir de 1976 se comenzó a prestar atención a la calidad del aire en espacios interiores de viviendas. El evento que propició ésta atención fue una convención donde se dieron 182 casos de neumonía y 39 muertes causadas por la bacteria *Legionella pneumophila*, la cual no había sido identificada anteriormente (Oliver *et al.*, 1998). Se determinó que la fuente de dicho microorganismo era el sistema de ventilación y humidificación del hotel (Oliver *et al.*, 1998).

La población urbana permanece alrededor del 85 al 90% del tiempo en ese tipo de ambientes, por ejemplo casas particulares, oficinas, escuelas y hospitales (EPA, 1995, Kostianen, 1995). El peligro consiste en que, sobre todo en ciudades industrializadas, el ambiente intramuros puede estar hasta 10 veces más contaminado que el externo (Komarnicki, 2005; Wolverton, 1997). El problema aumenta por la antigüedad del edificio, cantidad y edad de los ocupantes, e introducción de nuevos productos químicos y materiales sintéticos de construcción (Kostianen, 1995; Oliver *et al.*, 1998; Weschler *et al.*, 2006).

Entre los principales factores causales de la acumulación de contaminantes en interior está la ventilación inadecuada; si no entra la suficiente cantidad de aire para diluir los contaminantes, estos incrementan su concentración (EPA, 1995; Oliver *et al.*, 1998), así como altos niveles de humedad relativa y temperatura (EPA, 1995); diseño, antigüedad y mantenimiento del edificio, actividades de los ocupantes, fuentes internas de contaminantes, contaminantes exteriores y las reacciones químicas que ocurren en el interior (Oliver *et al.*, 1998; Weschler *et al.*, 2006). De igual forma, la época del año, tipo de habitación (Kostiainen, 1995) y actividades (El-Hougeiri y El-Fadel, 2004) afectan la concentración de contaminantes. Uno de los factores que convierte a la presencia de contaminantes en interior en un problema de salud

es el tiempo de exposición, a pesar de que algunos compuestos están presentes en concentraciones permitidas (Darlington *et al.*, 2001).

El estudio de la contaminación en espacios intramuros es complejo debido a que también se deben tomar en cuenta factores psicológicos. Es común que las personas expuestas a contaminantes experimenten sensaciones de ansiedad, frustración y estrés, sin que necesariamente sean consecuencia directa de los compuestos presentes en el ambiente (Oliver *et al.*, 1998).

Principales contaminantes y fuentes de emisión

Los principales contaminantes en el aire usualmente provienen de productos químicos de uso común, emisiones de vehículos, partículas de fibra de vidrio y polvo (Oliver *et al.* 1998). Las fuentes de contaminantes son variadas, e incluyen: fuentes de combustión, materiales de construcción, muebles, aislantes de asbesto, alfombras, conglomerados, productos de limpieza, mantenimiento y cuidado personal, sistemas de calefacción, ventilación, humidificadores, polvo, muebles dañados por humedad, humo de cigarro, fuentes externas, actividades humanas, entre otros (EPA, 1995; Oliver *et al.*,1998). La importancia de cada fuente de emisión depende del contaminante y cantidad que libere (EPA, 1995). Un solo compuesto puede tener diferentes orígenes y una sola fuente puede emitir más de un tipo de contaminante.

Entre los principales contaminantes se encuentran los compuestos orgánicos volátiles (COV's), monóxido de carbono, óxidos de nitrógeno, partículas sólidas suspendidas, contaminantes biológicos (bacterias, hongos, esporas, polen, pelo de animales, ácaros), elementos potencialmente tóxicos, plaguicidas, polvo, asbestos, entre otros (Gosh *et al.*, 2001; Hameed, 2005; Komarnicki, 2005; Kostianinen, 1995).

Los COV's son los químicos más comunes en el ambiente interior (Kostianinen, 1995; Molhave *et al.*, 1997). Éstos pueden ser liberados en forma de gas a partir de productos usados para la limpieza del hogar, ceras, desinfectantes, cosméticos, recubrimientos de madera, alfombras, perfumes, pinturas, mascotas, equipo de oficina como fotocopiadoras, reproductores de discos

compactos, libros, revistas, etc. (EPA, 1995; Mung *et al.*, 2006; Oliver *et al.*, 1998). Las actividades de los ocupantes (cocinar, limpiar y fumar) también influyen en la cantidad de contaminantes presentes (Kostiainen, 1995). Existe gran diversidad de compuestos orgánicos volátiles; la EPA (1995) y Molhave *et al.* (1997) resumen alrededor de 300. Un estudio de Kostiainen (1995) caracterizó el ambiente de diferentes hogares, identificándose alrededor de 150 compuestos diferentes en cada construcción.

Los óxidos de nitrógeno, el monóxido de carbono y las partículas sólidas suspendidas son producto de la combustión. Las principales fuentes son los calentadores, chimeneas y estufas (EPA, 1995). Son contaminantes encontrados fácilmente en los hogares, sobre todo en aquellos que utilizan leña para cocinar (Ghosh *et al.*, 2001; Samet y Spengler, 2003). Pero también pueden provenir de fuentes externas, como las emisiones de vehículos y la cercanía a carreteras o caminos (El-Hougeiri y El-Fadel, 2004).

Uno de los principales contaminantes biológicos son los hongos. La especie y cantidad presentes en el aire varía de acuerdo a la vegetación, condiciones climáticas y región geográfica. Por ejemplo, el género fúngico *Alternaria* es dominante en lugares cercanos a tierras de cultivo y otros como *Aspergillus*, *Penicillium* y *Cladosporium* son cosmopolitas (Hameed, 2005). Las plantas pueden propiciar la presencia de hongos, bacterias y compuestos volátiles (Darlington *et al.*, 2000). Estos autores encontraron que la mayoría de los hongos presentes en habitaciones con plantas, se relacionaron con material vegetal en descomposición, suelo y superficies de plantas. Los géneros encontrados fueron: *Chrysosporium*, *Penicillium*, *Acremonium*, *Cladosporium*, *Gliocladium*, *Alternaria* y *Aspergillus*, los cuales pueden provocar reacciones alérgicas o infecciones.

Efectos de los de contaminantes sobre la salud

La mala calidad del aire dentro del edificio se asocia con diversos malestares, los cuales en la mayoría de los casos pueden ser tratados. Sin embargo, existe la posibilidad de serios riesgos a la salud, sobre todo cuando existen una

mezcla de diversos contaminantes (EPA, 1995). Las manifestaciones más comunes son: irritación de ojos, nariz, garganta; dolor de cabeza, rigidez en el pecho, respiración agitada, congestión nasal, mareos, náuseas, fatiga (EPA, 1995; Oliver *et al.*, 1998), irritación de la membrana mucosa y piel, alergias, afecciones cardiopulmonares e incluso cáncer (Molhave *et al.*, 1997; Weschler *et al.*, 2006). Los contaminantes liberados por la combustión provocan malestares respiratorios como tos, expectoración, dificultad para respirar e irregularidades en el funcionamiento de los pulmones (Ghosh *et al.*, 2001).

El tiempo de aparición de los síntomas es variable, puede ser inmediatamente después de la exposición o incluso aparecer años después. Esto depende del estado de salud de las personas (EPA, 1995). Existe una correlación fuerte entre la presencia de compuestos orgánicos volátiles y los síntomas de los ocupantes del edificio, lo que es una evidencia de los efectos adversos que los compuestos causan en la salud (Molhave *et al.*, 1997; Weschler *et al.*, 2006).

La Organización Mundial de la Salud ha reconocido que esta asociación entre la calidad del aire en espacios intramuros y la presencia de algunos malestares en los ocupantes del edificio, a lo cual se ha nombrado Síndrome del Edificio Enfermo (Molhave *et al.*, 1997; Kostianen, 1995). Entre los síntomas de éste síndrome se encuentran: irritación de ojos, nariz y piel, resequedad de garganta, dolor de cabeza, fatiga, congestión, respiración agitada, tos, vértigo, náuseas, estornudos (Kostianen, 1995; Oliver *et al.* 1998). Una de las características del síndrome es que las molestias disminuyen o desaparecen al abandonar el edificio y se presentan nuevamente al entrar el mismo (Oliver *et al.*, 1998).

Además del síndrome del edificio enfermo hay otras afecciones relacionadas directamente con la calidad del aire intramuros, entre las que destacan: hipersensibilidad a la pneumonitis, hipersensibilidad química múltiple, enfermedad del legionario, fiebre del humidificador y el síndrome de la casa nueva (EPA, 1995; Molhave *et al.*, 1997; Mung *et al.*, 2006; Weschler *et al.*, 2006).

Eliminación de los contaminantes atmosféricos

Los contaminantes atmosféricos se pueden eliminar mediante diferentes mecanismos, entre los que sobresalen: precipitación química, reacción química, deposición seca (sedimentación), absorción (Rico *et al.*, 2004). La deposición seca implica una transferencia al suelo en asociación con todas las formas de precipitación. En la atmósfera los contaminantes están sujetos a numerosas reacciones químicas y pueden ser transformados en aerosoles o bien en un producto oxidado o reducido. La conversión en aerosoles seguida de la deposición sobre la superficie se llama deposición seca (Rico *et al.*, 2004).

La vegetación y el suelo son los sumideros más importantes de contaminantes (Rico *et al.* 2004). Las plantas pueden absorber, capturar o degradar diversos contaminantes, ya sea en la superficie de las hojas o incorporándolos a su metabolismo (Darlington *et al.*, 2000; Mung *et al.*, 2006).

Eliminación de contaminantes por las plantas

El uso de plantas para mejorar la calidad del aire es una alternativa basada en los principios de fitorremediación de suelos o agua contaminada. Así, la fitorremediación facilita la remoción de compuestos tóxicos (Darlington *et al.*, 2001) o disminuye su disponibilidad (Cornejo *et al.*, 1999). Gran variedad de procesos biológicos, físicos y químicos están implicados en la transferencia de contaminantes del aire a la superficie vegetal, la cual actúa como filtro y superficie de reacción (Rico *et al.*, 2004). Una vez que las partículas contaminantes llegan a las plantas pueden depositarse en la superficie o entrar a la planta (Simonich y Hites, 1995). La capacidad de las plantas para transformar o remover contaminantes es afectada por las especies vegetales, tipo, cantidad y propiedades físicas y químicas de los contaminantes existentes en el aire, así como por factores ambientales: luz y temperatura (Cornejo *et al.*, 1999; Simonich y Hites, 1995; Ugrekhelidze *et al.*, 1997) (Figura 3).

La respuesta de las plantas ante la presencia de contaminantes puede ser rápida (días o semanas) o lenta (de algunos meses hasta años) (Simonich y Hites, 1995). La remoción de los contaminantes es variable dependiendo del

tipo de compuesto, concentración, si está presente con otras sustancias y de la especie vegetal. Hay plantas que modifican su capacidad de remoción dependiendo de las condiciones de luz y si se encuentran solas o con otras plantas (Cornejo *et al.*, 1999, Mung *et al.*, 2006; Simonich y Hites, 1995).

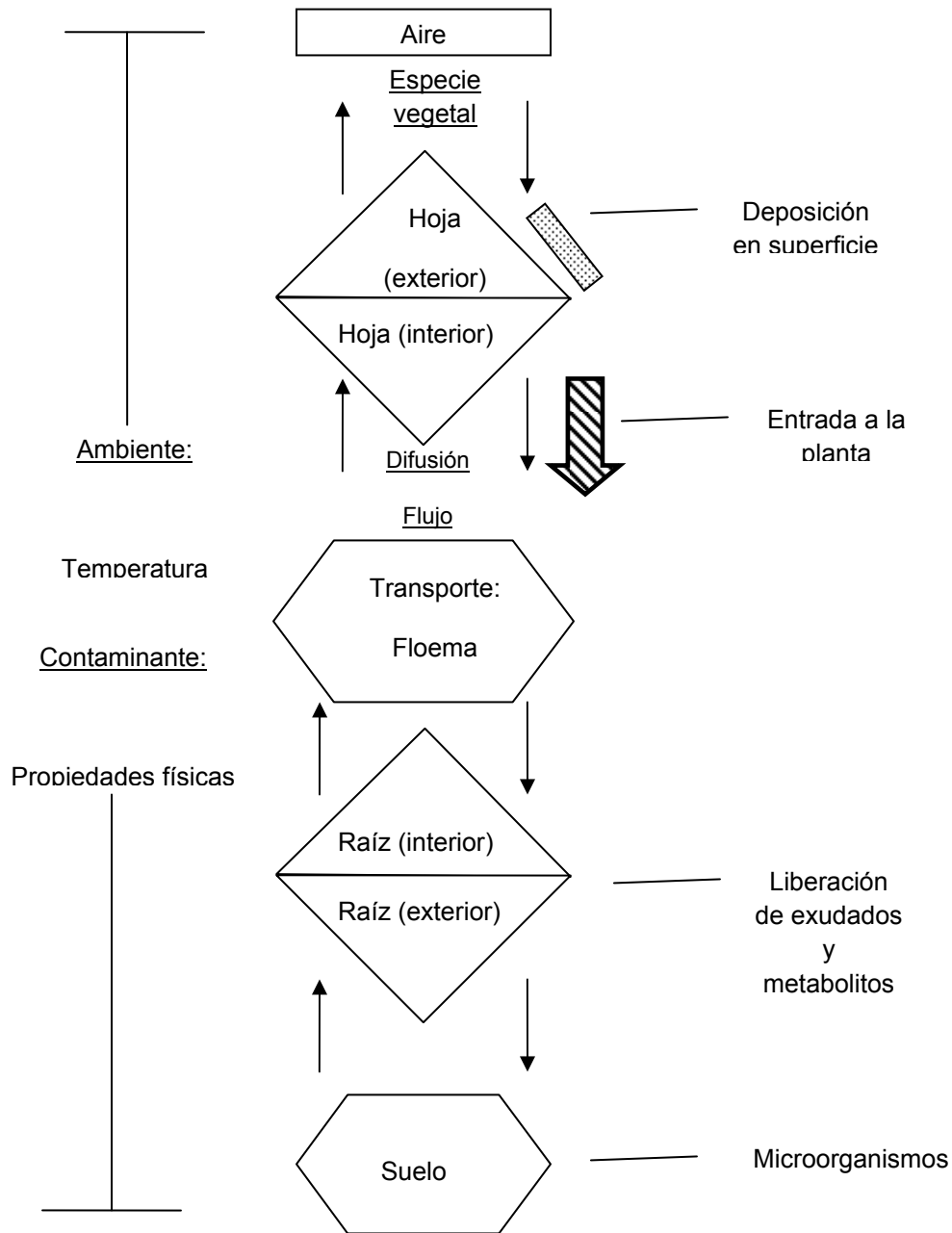


Figura 3. Vías de eliminación de contaminantes por las plantas y factores que las afectan (Modificado de Simonich y Hites, 1995).

Deposición: Los compuestos se depositan en la superficie de las plantas por diferentes procesos: impacto por remolinos de aire o deposición por precipitación en la cutícula cerosa (Rico *et al.*, 2004; Simonich y Hites, 1995). La sedimentación predomina en el caso de partículas mayores de 10 μ ; el impacto en la superficie de las hojas es la principal forma de deposición cuando las partículas tienen un tamaño de 10 μ o menos (Rico *et al.*, 2004). Los contaminantes se adhieren a la superficie de la planta, al medio de crecimiento y a moléculas de agua (Mung *et al.*, 2006). En éstas estructuras es posible que las partículas contaminantes se degraden por medio de la fotodegradación u oxidación (Simonich y Hites, 1995). Los gases pueden unirse o disolverse en la superficie de las plantas o pueden pasar al interior de las mismas (Rico *et al.*, 2004). Simonich y Hites (1995) mencionaron que las vías de entrada hacia las plantas son influenciadas por las propiedades físicas y químicas de los compuestos (lipofilicidad, solubilidad en agua, presión de vapor), las condiciones ambientales (temperatura, humedad) y la especie vegetal (superficie foliar, cantidad de cera).

Absorción: Los compuestos extraños puede penetrar a la hoja a través de la cutícula, por medio de intercambio de gases o absorción a través de los estomas (Kondo *et al.*, 1995; Mung *et al.*, 2006; Rico *et al.*, 2004; Ugrekhelidze *et al.*, 1997). Después de la absorción puede presentarse transporte y metabolismo dentro de la planta o la liberación del compuesto (Figura 4) (Giese *et al.*, 1994; Ugrekhelidze *et al.*, 1997). Si los contaminantes penetran a la planta se transportan por el floema (Simonich y Hites, 1995). Los trabajos acerca de la remoción de contaminantes en el aire involucran el estudio de los procesos de intercambio gaseoso (Cornejo *et al.*, 1999; Kondo *et al.* 1995). Se hace énfasis en que las características de las hojas, como la abundancia, morfología y área de los estomas y estructura de la cutícula influyen en los procesos mencionados (Cornejo *et al.*, 1999, Rico *et al.*, 2004; Simonich y Hites, 1995; Ugrekhelidze *et al.*, 1997).

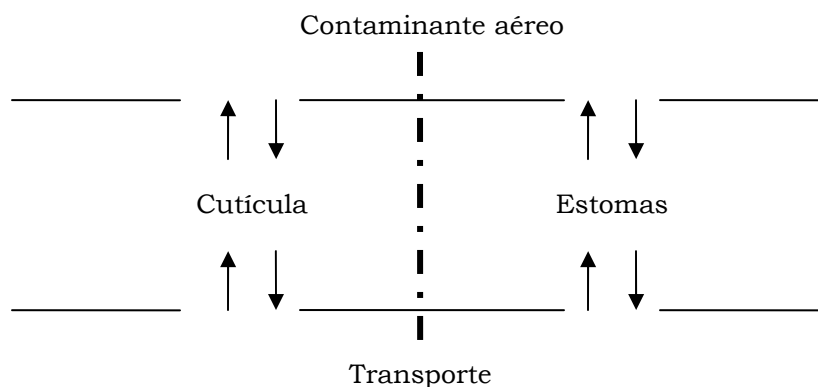


Figura 4. Absorción y liberación de contaminantes aéreos por los estomas y cutícula de las hojas (Modificado de Giese *et al.*, 1994).

Transformación de contaminantes: los metabolitos creados por la acción de las enzimas mono-oxigenasas sobre contaminantes orgánicos, pueden incorporarse al material estructural de las células o entrar en diferentes rutas del metabolismo (Giese *et al.*, 1994; Schmitz *et al.*, 2000; Ugrekhelidze *et al.*, 1997). En un estudio hecho por Giese *et al.* (1994), 88% del formaldehído marcado se incorporó a la planta formando ácidos orgánicos, aminoácidos, azúcares libres, lípidos y componentes de la pared celular. Después de un proceso de oxidación las moléculas de carbono del formaldehído se incorporaron al ciclo de Calvin (Schmitz *et al.*, 2000). Cuando hubo condiciones de luz se transporta a tallos y raíces en forma de sacarosa (Schmitz *et al.*, 2000). Para el caso de benceno y tolueno, los átomos de carbono se incorporaron a ácidos orgánicos no volátiles (Ugrekhlidze *et al.*, 1997).

Las plantas poseen distintos tipos de enzimas que ayudan a reducir la toxicidad de contaminantes orgánicos, como la P₄₅₀, que es capaz de modificar o transformar gran variedad de compuestos xenobióticos (Cornejo *et al.*, 1999). Otras enzimas que participan en la transformación de contaminantes son: glutathion-S-transferasa (López y Skea, 1994), formaldehído deshidrogenada – FDH- (Sanderman *et al.*, 1994; Schmitz *et al.*, 2000) y alcohol deshidrogenasa clase III (Martínez *et al.*, 1996). La presencia de las coenzimas dinucleótido de adenina y nicotinamida (NADH) y fosfato del dinucleótido de nicotinamida y

adenina reducido (NADPH) permiten la oxidación de benceno y tolueno (Ugrekheldze *et al.*, 1997). Al parecer los cloroplastos desarrollan un papel importante en el proceso de desintoxicación (Ugrekheldze *et al.*, 1997). Especies como la hiedra absorben mayor cantidad de compuestos durante la noche (Mung *et al.*, 2006). La intensidad de la transformación es determinada por la tasa de absorción, actividad y especificidad de las enzimas participantes, tipo de reacción y la naturaleza química del compuesto (Kondo *et al.*, 1995; Schmitz *et al.*, 2000).

Eliminación de contaminantes por el suelo

Los suelos presentan alta capacidad de absorción de contaminantes o gases atmosféricos, produciéndose una serie de transformaciones debido a procesos microbiológicos, químicos o físicos (Rico *et al.*, 2004). La absorción, el tiempo y la velocidad de reacción dependen del contenido de materia orgánica, minerales presentes, estructura, porosidad, pH, humedad, capacidad de intercambio catiónico, clima y, en su caso, prácticas de cultivo (Rico *et al.*, 2004; Simonich y Hites, 1995). Los suelos, en general, absorben rápidamente compuestos de peso molecular alto y los que tienen mayor número de grupos funcionales con N, P, O y S (Rico *et al.*, 2004).

El contaminante puede entrar a la planta por medio de partición en el suelo y posterior traslocación por el xilema, el movimiento depende principalmente de la solubilidad del compuesto en agua (Simonich y Hites, 1995). El mecanismo de eliminación por el suelo depende del elemento o metal del que se trate (Simonich y Hites, 1995). Los mecanismos más sobresalientes son: absorción en las posiciones de intercambio en el suelo, precipitación como compuesto insoluble, lixiviación a capas más profundas, pérdida a la atmósfera, degradación por los microorganismos del suelo y absorción por las raíces de las plantas (Rico *et al.*, 2004).

CAPÍTULO I

INOCULACIÓN CON MICROORGANISMOS EN LA PROPAGACIÓN DE MATERIAL VEGETAL

1.1 INTRODUCCIÓN

Para la construcción de paredes vivas es conveniente que las plantas que sean establecidas en ellas estén en estado de desarrollo similar. Ya que generalmente se utilizan plantas perennes es recomendable propagar vegetativamente las plantas seleccionadas. La propagación vegetativa presenta la ventaja de conservar íntegramente las características de la planta madre (Cuisance, 1988). Dentro de las técnicas de propagación vegetativa, se encuentra la obtención de esquejes, en la cual nuevas raíces o brotes se generan a partir de tallos, hojas o raíces (Hartmann *et al.*, 1990). Debido a que es una técnica relativamente fácil y rápida, la propagación por esquejes se usa con éxito de manera comercial en viveros (Cabrera, 1995). Una gran cantidad de especies ornamentales se propagan comercialmente por medio de estacas: geranio, croto, begonia, violeta africana, clavel, crisantemo, azaleas, gloxíneas, nochebuena, entre otros (Larson, 2004; Vidalie, 1992).

Para lograr una propagación exitosa, además de mantener las condiciones de luz, humedad y temperatura necesarias, se pueden aplicar hormonas, principalmente auxinas (Abbott y Atkin, 1987; Hartmann *et al.*, 1990) o microorganismos benéficos, como hongos micorrízico arbusculares (Marx *et al.*, 2002), bacterias (Monier *et al.*, 1998), hongos filamentosos (MacKenzie *et al.*, 1995) o combinaciones de ellos (Lin *et al.*, 1999). Los microorganismos pueden actuar de diferentes formas, ya sea protegiendo a las plantas contra patógenos (Monier *et al.*, 1998), solubilizando fosfato (Lin *et al.*, 1999) o produciendo hormonas, como ácido indol-acético (Al-Hussin y Jesh, 1997). En éste trabajo se pretende evaluar el efecto de consorcios micorrízicos y rizobacterias durante la propagación vegetativa de plantas con potencial para establecerse en paredes vivas.

1.2 MICROORGANISMOS EN LA PROPAGACIÓN DE ESQUEJES

1.2.1 Objetivos

1.2.1.1 Objetivo general

- Comparar el efecto de la inoculación con diferentes microorganismos en la propagación y enraizamiento de las especies ornamentales seleccionadas.

1.2.1.2 Objetivos particulares

- Comparar el efecto de la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y rizobacterias durante la propagación y crecimiento de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*.
- Elegir el microorganismo(s) a utilizar en las paredes vivas, útiles en la inoculación de las especies ornamentales estudiadas.

1.2.2 Hipótesis

La incorporación de hongos micorrízicos arbusculares o rizobacterias al sistema de crecimiento promueve el desarrollo de raíces en esquejes de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*. Al menos un microorganismo estudiado es apropiado para emplearse en paredes vivas.

1.2.3 Materiales y métodos

La evaluación de hongos micorrízicos y rizobacterias se hizo en tres especies vegetales, con un experimento para cada especie. La localización, los tratamientos, el mantenimiento, el diseño experimental, las variables y el análisis estadístico fueron los mismos para las tres especies.

1.2.3.1 Localización

El experimento se llevó a cabo en un invernadero con cubierta de cristal ubicado en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo (altitud 2250 m, 19°19' N y 98°53' O).

1.2.3.2 Material vegetal

Las especies ornamentales fueron elegidas tras ver su potencial de uso en paredes vivas. Los criterios de selección incluyeron: disponibilidad en el mercado, estética, altura no mayor de 20 cm, raíz no pivotante, mínimo cuidado requerido, herbáceas, de hábito rastrero, semierecto o colgante. De la diversidad existente (Anexo A1) se seleccionaron tres ornamentales: mosaico, chisme y sombrerito. Las plantas madre se adquirieron en el mercado Madreselva, Xochimilco, Ciudad de México. Posteriormente se identificaron como *Alternanthera ficoidea* Sm., *Sedum moranense* Kunth y *Lysimachia nummularia* L., respectivamente (Figura 1.1), con ayuda de literatura especializada. Las características de las tres especies ornamentales se mencionan en los anexos A2, A3 y A4.



Figura 1.1. Especies ornamentales empleadas. A) *Alternanthera ficoidea* Sm.; B) *Sedum moranense* H.B. & K.; C) *Lysimachia nummularia* L.

Se determinó la colonización micorrízica siguiendo el método de clareo y tinción (Phillips y Hayman, 1970). Para determinar el grado de colonización se empleó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de colonización} = \frac{\text{STC}}{\text{STO}} \times 100$$

donde:

STC= segmentos totales colonizados

STO= segmentos totales observados

Los resultados indican que *Alternanthera ficoidea* no estaba colonizada, en tanto que *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia* presentaban una colonización de 7.1 % y 5.3 %, respectivamente.

1.2.3.3 Inóculo micorrízico

Como inóculo de hongos micorrízico arbusculares se emplearon el consorcio de *Glomus* sp. Zac 19 y *Glomus mosseae* BEG 25. El consorcio Zac 19 esta constituido por *Glomus albidum*, *Gl. claroideum* y *Gl. diaphanum* (Chamizo, 2004). Estos inóculos fueron proporcionados por el Área de Microbiología del Programa de Edafología del Colegio de Postgraduados. El inóculo fue propagado en plantas de cebolla; para su obtención se separó la parte aérea de la planta, el suelo-inóculo, en este caso arena de río, se mezcló perfectamente con los fragmentos de las raíces contenidas en el mismo inoculante. Para obtener uniformidad en el contenido de propágulos, la raíz se mezcló con el sustrato y se procedió a su evaluación.

Para contar las esporas se tomaron 15 g del inóculo húmedo y se aislaron por el método de tamizado y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963) y luego se contaron en el microscopio estereoscópico. Para BEG 25 el promedio fue 73.7 esporas y 14.3 esporocarpos, mientras que para Zac 19 fueron 35.7 esporas y 8 esporocarpos. El inóculo consistía de arena de río, esporas, micelio y raíces de cebolla micorrizadas. 15 g de esta mezcla se emplearon para colonizar los esquejes.

1.2.3.4 Inóculo bacteriano

Se emplearon dos cepas bacterianas que posteriormente fueron identificadas como *Salmonella enterica* y *Bacillus cereus* (Argumedo, 2006). Dichas bacterias forman parte de la colección del Área de Microbiología de Suelos del Programa de Edafología del Colegio de Postgraduados.

Las cepas primero fueron activadas y posteriormente se propagaron en medio de cultivo líquido (Nutrient Broth No. 1 Fluka 70122) por 24 h a 28° C en

agitación constante (incubadora-agitadora Shel-Lab Mod. SI4). Para la inoculación se prepararon suspensiones bacterianas con una concentración de 1×10^6 UFC mL⁻¹ utilizando los cultivos frescos diluidos en medio de cultivo. La concentración se ajustó con ayuda de un espectrofotómetro de ultravioleta visible (Cary 50 Varian®), tratando que las lecturas de absorbancia a 520 nm fueran de 0.2.

1.2.3.5 Establecimiento e inoculación

La propagación se hizo a partir de esquejes, los cuales se tomaron de los brotes más recientes. La longitud promedio de esqueje fue de 2.53 cm, 3.24 cm y 3.47 cm para *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*, respectivamente. Los esquejes se establecieron en contenedores de unicel con capacidad de 296 mL, empleando el sustrato comercial Sunshine No. 3® (Sun Gro Horticulture Canada Ltd.). Antes de llenarse con el sustrato cada recipiente se limpió con alcohol y se le hicieron tres perforaciones en la base para permitir el drenaje.

Para inocular los esquejes con hongos arbusculares se hizo una perforación en el sustrato húmedo, en donde se depositó una parte del inóculo, luego el esqueje impregnado en la base con enraizador comercial Rhotone® (ácido indolacético) se colocó en el orificio, enseguida se cubrieron con una capa delgada de sustrato, se vació la otra parte del inóculo y finalmente se cubrió con más sustrato. En el caso de los esquejes para inoculación bacteriana y sin inoculación se procedió de la misma forma, pero sin adicionar los hongos arbusculares. Para agregar las rizobacterias, al final de la siembra se agregó 1 mL de la suspensión bacteriana (1×10^6 UFC mL⁻¹) al pie del tallo y se hizo una segunda aplicación después de 15 días.

1.2.3.6 Tratamientos

El total de tratamientos fue 10, incluyendo los microorganismos solos, combinaciones de ellos y dos testigos, uno de ellos consistía solo en el uso del

enraizador comercial, mientras que al segundo se le aplico medio de cultivo empleado para inoculación con rizobacterias (Cuadro 1.1)

Cuadro 1.1. Descripción de los tratamientos empleados en la propagación de esquejes.

Tratamiento	Descripción
TH	Solo enraizador (Rhotone®, ácido indolacético)
H1	15 g de inóculo BEG 25
H2	15 g de inóculo Zac 19
TB	1 mL de medio de cultivo para bacterias
B1	1x10 ⁶ UFC de <i>Salmonella enterica</i>
B2	1x10 ⁶ UFC de <i>Bacillus cereus</i>
H1B1	15 g de inóculo BEG 25 + 1x10 ⁶ UFC <i>S. enterica</i>
H1B2	15 g de inóculo BEG 25 + 1x10 ⁶ UFC <i>B. cereus</i>
H2B1	15 g de inóculo ZAC 19 + 1x10 ⁶ UFC <i>S. enterica</i>
H2B2	15 g de inóculo ZAC 19 + 1x10 ⁶ UFC <i>B. cereus</i>

UFC= Unidades Formadoras de Colonias.

1.2.3.7 Mantenimiento

En los primeros 15 días después de la siembra las plantas se mantuvieron cubiertas con recipientes de plástico transparente para evitar la deshidratación, después del tiempo señalado los recipientes se retiraron. Durante las siete semanas de duración del experimento se proporcionaron riegos cada dos días con ayuda de un recipiente de 100 mL graduado. Se utilizó agua de la llave, las características se anexan en el anexo A5.

1.2.3.8 Variables evaluadas

Las siguientes variables se tomaron para las tres especies al final del experimento:

Sobrevivencia (%): se contó el número de plantas vivas después de siete semanas y se calculó el porcentaje respecto a la cantidad establecida originalmente.

Volumen radical (cm³): una vez separada la raíz de la parte aérea, las raíces se sumergieron en una probeta de 250 mL con un volumen de agua conocido y se tomó la lectura del volumen desplazado por las raíces.

Volumen de la parte aérea (cm³): una vez separada la raíz de la parte aérea, los tallos, hojas y flores se sumergieron en una probeta de 250 mL con un volumen de agua conocido y se tomó la lectura del volumen desplazado por la parte aérea.

Biomasa seca radical (g): las raíces se limpiaron cuidadosamente para evitar exceso de residuos del sustrato. Se secaron en una estufa (Felisa®) a una temperatura aproximada a 70° C durante 72 h y se pesaron en una balanza (Ohaus Modelo E2200A).

Biomasa seca de parte aérea (g): la parte aérea de cada planta se secó en una estufa (Felisa®) a una temperatura aproximada a 70° C durante 72 h y se pesaron en una balanza (Ohaus Modelo E2200A)..

Relación parte aérea/radical: una vez obtenidos los datos de biomasa radical y de parte aérea secas se calculó la relación con la fórmula:

$$R = \frac{\text{biomasa de raíz seca (g)}}{\text{biomasa de parte aérea seca (g)}}$$

Porcentaje de colonización micorrízica (%): se hizo una tinción vital utilizando la reacción de la enzima succinato deshidrogenada; se siguió el método de Kough *et al.* (1987). Una vez teñidos, se observaron 20 segmentos de raíz al microscopio (Leica DM LB2) en aumento 40x.

1.2.3.9 Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar en cada especie, con seis repeticiones por tratamiento. Una repetición consistió en un recipiente con un esqueje. El modelo estadístico fue el siguiente:

$$y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

$i = 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10$

$j = 1, 2, 3, 4, 5, 6$

donde:

y_{ij} = respuesta asociada al tratamiento i en la repetición j

μ = media general de todas las unidades experimentales

τ_i = efecto del tratamiento i

ε_{ij} = error experimental

1.2.3.10 Análisis estadístico

Se aplicó un análisis de varianza a cada variable por separado y en el caso de existir diferencia estadística significativa se efectuó una comparación de medias Tukey ($\alpha = 0.01$). Los análisis se hicieron con ayuda del paquete estadístico SAS versión 8.1 (Statistical Analysis System).

1.2.4 Resultados

1.2.4.1 *Alternanthera ficoidea*

1.2.4.1.1 Sobrevivencia

Todos los tratamientos presentaron una sobrevivencia de 100 %.

1.2.4.1.2 Volumen de radical

El valor de volumen más alto, 3.4 cm³, lo presentaron las plantas establecidas en el tratamiento con medio de cultivo bacteriano y las inoculadas con *Salmonella enterica*; sin embargo, estadísticamente no hubo diferencia con otros tratamientos. Además del tratamiento con medio de cultivo, los tratamientos que incluían a la rizobacteria *Salmonella enterica* en combinación con cualquiera de los hongos micorrízicos indujeron los volúmenes radicales más altos. En general, se observó que los tratamientos testigo y los dos inóculos micorrízicos presentaron volúmenes más bajos, en comparación con las rizobacterias y las combinaciones. El volumen más bajo lo tuvieron las plantas inoculadas con el consorcio Zac 19 (Cuadro 1.2).

Cuadro 1.2. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de esquejes de *Alternanthera ficoidea*.

Tratamiento	Volumen (cm ³)		Biomasa seca (g)		PA/R
	Raíz	Parte aérea	Raíz	Parte aérea	
Testigo	2.8 ab ^z	2.3 bc	0.14 b	0.20 d	1.75 a
BEG 25	2.5 ab	2.2 c	0.28 b	0.26 bcd	1.02 a
Zac 19	1.2 b	2.3 bc	0.15 b	0.23 cd	1.60 a
Medio de cultivo	3.4 a	3.4 ab	0.45 a	0.39 abcd	0.81 a
<i>Salmonella enterica</i>	3.4 a	3.6 a	0.27 b	0.41 abc	1.52 a
<i>Bacillus cereus</i>	3.0 a	3.2 abc	0.29 b	0.40 abcd	1.38 a
BEG25- <i>S. enterica</i>	3.2 a	3.5 ab	0.30 b	0.48 a	1.68 a
BEG25- <i>B. cereus</i>	2.7 ab	3.7 a	0.29 b	0.49 a	1.84 a
Zac19- <i>S. enterica</i>	3.2 a	3.3 abc	0.27 b	0.41 abc	1.67 a
Zac19- <i>B. cereus</i>	3.0 a	3.7 a	0.31 ab	0.43 ab	1.63 a
DMS	1.77	1.29	0.189	0.200	1.434

PA/R: relación parte aérea/radical; ^zPrueba de comparación de medias Tukey, valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales ($\alpha=0.01$); DMS: Diferencia Mínima Significativa; BEG25=*Glomus mosseae* BEG25; Zac-19=*Glomus* sp. Zac19. Promedios de seis repeticiones.

1.2.4.1.3 Volumen de parte aérea

El volumen aéreo más sobresaliente, 37 cm³, se encontró en los tratamientos con inoculación de la rizobacteria *Bacillus cereus*, ya sea combinada con BEG 25 o Zac 19. *Salmonella enterica* también indujo volumen sobresaliente y no presentó diferencias estadísticas significativas, comparado con los tratamientos antes mencionados. Al igual que en el caso de volumen radical, el testigo y ambos inóculos micorrízicos, indujeron los valores más bajos comparados con las rizobacterias y las combinaciones (Cuadro 1.2).

1.2.4.1.4 Biomasa seca radical

El biomasa radical más elevado fue de 0.45 g, presentándose en plantas bajo el tratamiento con medio de cultivo bacteriano; sin embargo, dicho valor no presentó diferencias significativas comparado con la combinación de Zac19. *Bacillus cereus* que tuvo un valor de 0.31 g. Así mismo, el valor de éste último tratamiento tampoco presenta diferencias estadísticas significativas con el resto de los tratamientos. Los pesos secos radicales más bajos se presentaron en el testigo y con la inoculación con Zac 19, 0.14 g y 0.15 g, respectivamente (Cuadro 1.2).

1.2.4.1.5 Biomasa de parte aérea seca

El hongo arbuscular BEG 25 indujo las dos biomásas más elevadas, en combinación ya sea con *Bacillus cereus* o con *Salmonella enterica*, teniendo valores de 0.49 g y 048 g, respectivamente. No obstante no existió diferencia estadística significativa con las combinaciones de Zac 19, las rizobacterias solas y el medio de cultivo bacteriano. Los valores más bajos de parte aérea seca se tienen en el testigo y en los inóculos micorrízicos BEG 25 y Zac 19 solos (Cuadro 1.2).

1.2.4.1.6 Relación parte aérea/radical

De acuerdo con el análisis estadístico, todos los tratamientos inducen el mismo efecto en la relación parte aérea/radical. Acorde con los valores presentados en el Cuadro 1.2, todos los tratamientos a excepción del medio de cultivo bacteriano tuvieron valores mayores a 1. Es decir, en las plantas a las que se les aplicó medio de cultivo, las raíces tuvieron mayor desarrollo comparadas con el desarrollo de la parte aérea de las mismas. En cambio, en el resto de los tratamientos la parte aérea tuvo mayor desarrollo que la raíz, presentándose el valor más alto de 1.84 en la combinación de BEG 25 con *Bacillus cereus*. Valores cercanos a 1 indican que la raíz y la parte aérea tuvieron un desarrollo similar, caso que se presenta en las plantas inoculadas con BEG 25.

1.2.4.1.7 Porcentaje de colonización micorrízica

La especie ornamental *Alternanthera ficoidea* no presentó colonización activa con ninguno de los hongos inoculados.

1.2.4.2 *Sedum moranense*

1.2.4.2.1 Sobrevivencia

La sobrevivencia de plantas en todos los tratamientos fue 100 %.

1.2.4.2.2 Volumen radical

El análisis estadístico indicó que el volumen radical no presentó diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos aplicados. No obstante existieron valores que sobresalieron. El testigo y el medio de cultivo indujeron en promedio mayor volumen radical, 6.8 cm³ y 6.3 cm³, respectivamente. Cabe señalar que estos dos tratamientos no contenían microorganismos y que los volúmenes de los tratamientos que incluían microorganismos, ya sean hongos micorrízicos o rizobacterias, tienen valores inferiores a 6 cm³. Por otro lado, el menor volumen, que fue 3.8 cm³, lo presentaron plantas inoculadas con la rizobacteria *Bacillus cereus*. (Cuadro 1.3).

Cuadro 1.3. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de esquejes de *Sedum moranense*.

Tratamiento	Volumen (cm ³)				Biomasa seca (g)		PA/R	
	Raíz		Parte aérea		Raíz	Parte aérea		
Testigo	6.8	a ^z	5.6	a	0.54	a	0.26	a
BEG 25	4.5	a	5.0	a	0.43	a	0.27	a
Zac 19	5.0	a	7.5	a	0.52	a	0.41	a
Medio de cultivo	6.3	a	6.1	a	0.78	a	0.29	a
<i>Salmonella enterica</i>	4.7	a	6.1	a	0.44	a	0.26	a
<i>Bacillus cereus</i>	3.8	a	5.0	a	0.43	a	0.20	a
BEG25- <i>S. enterica</i>	5.5	a	8.8	a	0.62	a	0.41	a
BEG25- <i>B. cereus</i>	4.5	a	6.3	a	0.60	a	0.33	a
Zac19- <i>S. enterica</i>	4.3	a	6.3	a	0.34	a	0.33	a
Zac19- <i>B. cereus</i>	4.6	a	4.6	a	0.61	a	0.27	a
DMS	6.177		4.643		0.748		0.264	

PA/R: relación parte aérea/radical; ^zPrueba de comparación de medias Tukey, valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales ($\alpha=0.01$); DMS: Diferencia Mínima Significativa; BEG25=*Glomus mosseae* BEG25; Zac-19=*Glomus* sp. Zac19. Promedios de seis repeticiones.

1.2.4.2.3 Volumen de parte aérea

De acuerdo con el análisis estadístico, todos los tratamientos indujeron el mismo efecto en el volumen de parte aérea de plantas de *Sedum moranense*. De los tratamientos en los que se inocularon hongos arbusculares, Zac 19 tiene un volumen de 7.5 cm³, que fue mayor al que presentaron plantas inoculadas con BEG 25. Observando los valores inducidos por las rizobacterias, tanto el medio de cultivo como *Salmonella enterica* tuvieron el mismo valor promedio de

volumen, 6.1 cm³, dicho valor fue superior al de *Bacillus cereus*. Comparando los valores de las combinaciones de microorganismos se observó que se presentó el valor mayor (8.8 cm³) y el más bajo de todos los tratamientos (4.6 cm³), que corresponden a las combinaciones de BEG 25 con *Salmonella enterica* y a Zac 19 con *Bacillus cereus* (Cuadro 1.3).

1.2.4.2.4 Biomasa seca radical

A pesar de que no existieron diferencias estadísticas significativas, se observaron valores destacados. El peso radical más elevado, 0.78 g, lo tuvo el medio de cultivo bacteriano, seguido de la combinación BEG 25 con *Salmonella enterica* con un peso de 0.62 g. Entre dicha combinación y el resto de los tratamientos la diferencia de volúmenes es menor, a excepción de la combinación Zac 19 con *Bacillus cereus*. Éste último tratamiento indujo un peso promedio de 0.34 g, que fue el menor de todos. Si se observan solo los valores de los inóculos micorrízicos, hubo una diferencia de 0.09 g, siendo mayor el peso de las plantas con Zac 19. Las rizobacterias promovieron valores cercanos, 0.44 g para *Salmonella enterica* y 0.43 g para *Bacillus cereus*. De las cuatro combinaciones de microorganismos, las dos que incluyeron a BEG 25 tuvieron valores superiores al resto de las combinaciones de microorganismos (Cuadro 1.3).

1.2.4.2.5 Biomasa seca de parte aérea

Al igual que en las variables anteriores, el análisis estadístico no mostró diferencias estadísticas significativas en el efecto inducido por los tratamientos. Los valores fueron de 0.20 g, para plantas inoculadas con *Bacillus cereus*, a 0.41 g en plantas con el consorcio Zac 19 y la combinación de BEG 25 con *Salmonella enterica*. De los inóculos micorrízicos, Zac 19 indujeron un peso promedio de 0.41 g, que es superior al de BEG 25 y al del testigo. En cambio, las plantas inoculadas con rizobacterias presentaron valores cercanos, pero inferiores a los que tuvieron las plantas con aplicaciones de medio de cultivo

bacteriano. Las cuatro combinaciones de microorganismos tuvieron los promedios de peso más altos (Cuadro 1.3).

1.2.4.2.6 Relación parte aérea/radical

De acuerdo con el análisis estadístico no existieron diferencias estadísticas significativas entre los efectos inducidos por los diferentes tratamientos. Todos los tratamientos, a excepción de las combinaciones BEG 25 con *Salmoenlla enterica* y Zac 19 con la misma rizobacteria, tuvieron valores menores 1. En ambos tratamientos mencionados, los valores fueron mayores y cercanos a 1, por lo que se puede decir que tanto la raíz como la parte radical tuvieron desarrollo similar. En cambio, los valores menores de los demás tratamientos indican que la raíz presentó mayor desarrollo comparada con la parte aérea de la plantas, siendo la combinación Zac 19 con *Bacillus cereus* la que indujo el menor valor (Cuadro 1.3).

1.2.4.2.7 Porcentaje de colonización micorrízica

En esta especie vegetal no se presentó colonización activa en alguno de los tratamientos aplicados a los esquejes.

1.2.4.3 *Lysimachia nummularia*

1.2.4.3.1 Sobrevivencia

Como se observa en la Figura 1.2, los tratamientos en los que solo se aplicaron las rizobacterias tuvieron valores sobresalientes, mientras que en las combinaciones sobresalieron los tratamientos en los que se usó *Bacillus cereus*. El menor valor de sobrevivencia fue de 50 %, en el tratamiento con medio de cultivo bacteriano

Cuando solamente se empleó BEG 25 el porcentaje de sobrevivencia fue de 67 %. En cambio, cuando el mismo hongo se aplicó junto con alguna de las rizobacterias la sobrevivencia fue mayor. En el caso del consorcio Zac 19 no sucedió lo mismo, ya que en el consorcio sólo y en combinación con *Bacillus*

Bacillus cereus la sobrevivencia fue 100 %, en tanto que junto con *Salmonella enterica* el valor disminuyó a 67 %.

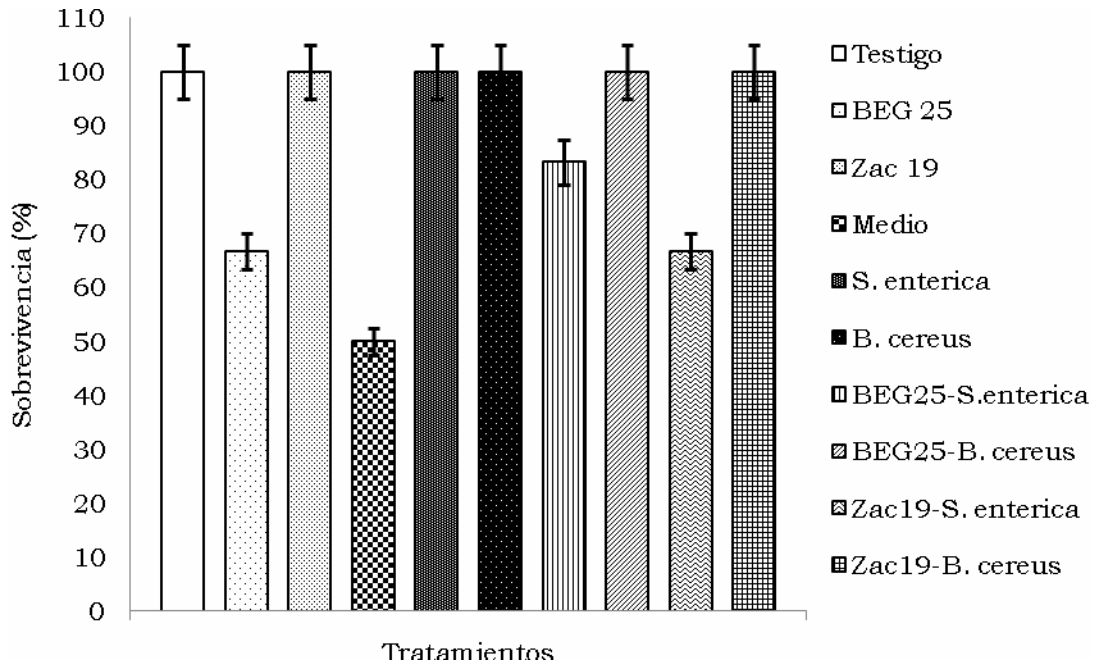


Figura 1.2. Porcentaje de sobrevivencia de plantas de *Lysimachia nummularia*.

1.2.4.3.2 Volumen radical

El volumen radical más alto fue 5.6 cm³, valor inducido por *Bacillus cereus*. Dicho valor no tuvo diferencias estadísticas significativas con el resto de los tratamientos a excepción del testigo, que tuvo un volumen de 2.0 cm³. Es de notar que la diferencia es considerable. Los volúmenes más altos 5.6, 3.6 y 3.5 cm³ se observaron en los tratamientos *Bacillus cereus*, medio de cultivo y *Salmonella enterica*. En contraste, los inóculos micorrízicos solos y el testigo tuvieron volúmenes más bajos (Cuadro 1.4).

Se observó que el consorcio micorrízico Zac 19 induce en promedio el mismo valor de volumen, 2.5 cm³, ya sea inoculado solo o en combinación con cualquiera de las dos rizobacterias. En cambio, el hongo BEG 25 tuvo volúmenes más altos en combinación con *Salmonella enterica* o *Bacillus cereus*, comparado cuando se inoculó solo, pero sin existir diferencias significativas.

Con la inoculación de la rizobacteria *Bacillus cereus* sola, se indujo mayor volumen radical, pero cuando se agregaron los hongos micorrizicos los valores fueron menores aunque sin diferencias estadísticas significativas (Cuadro 1.4).

Cuadro 1.4. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de esquejes de *Lysimachia nummularia*.

Tratamiento	Volumen (cm ³)				Biomasa seca (g)				PA/R	
	Raíz		Parte aérea		Raíz		Parte aérea			
Testigo	2.0	b ^z	1.1	b	0.15	b	0.14	ab	1.26	a
BEG 25	2.2	ab	1.2	b	0.12	b	0.13	ab	1.06	a
Zac 19	2.5	ab	1.3	b	0.16	b	0.10	b	0.61	a
Medio de cultivo	3.6	ab	2.3	ab	0.30	a	0.30	a	0.98	a
<i>Salmonella enterica</i>	3.5	ab	2.5	ab	0.30	a	0.27	a	0.95	a
<i>Bacillus cereus</i>	5.6	a	2.8	a	0.51	a	0.28	a	0.61	a
BEG25- <i>S. enterica</i>	3.8	ab	2.0	ab	0.32	a	0.19	ab	0.70	a
BEG25- <i>B. cereus</i>	2.5	ab	1.8	ab	0.17	ab	0.17	ab	0.95	a
Zac19- <i>S. enterica</i>	2.5	ab	1.7	ab	0.20	a	0.18	ab	1.02	a
Zac19- <i>B. cereus</i>	2.5	ab	1.5	ab	0.29	a	0.17	ab	0.65	a
VCRE	5.576		5.576		5.576		5.576		5.576	

PA/R: relación parte aérea/radical; ^zPrueba de comparación de medias Tukey, valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales ($\alpha=0.01$); VCRE: Valor Crítico de Rango Estudentizado (diseño experimental desbalanceado); BEG25=*Glomus mosseae* BEG25; Zac-19=*Glomus* sp. Zac19.

1.2.4.3.3 Volumen de parte aérea

En el Cuadro 1.4 se observa que, en general, la inoculación con rizobacterias e incluso el medio de cultivo bacteriano indujeron volúmenes de parte aérea más altos que los demás tratamientos. Los volúmenes mayores fueron 2.8, 2.5 y 2.3 cm³, presentándose en plantas que recibieron *Bacillus cereus*, *Salmonella enterica* y medio de cultivo, respectivamente. No hubo diferencia significativa entre ellos. Tanto en plantas del testigo como en las que se inocularon con hongos arbusculares, se observaron los volúmenes más bajos de todos los tratamientos, 1.1 cm³ en el testigo, 1.2 cm³ para BEG 25 y 1.3 cm³ en Zac 19. Las combinaciones de microorganismos tuvieron valores de volumen intermedios.

En ambos inóculos micorrízicos se observó la misma tendencia: los hongos arbusculares solos presentaron volúmenes bajos, éstos aumentaron si se encontraban en combinación con alguna rizobacteria. El incremento fue mayor si ésta era *Salmonella enterica*. En cambio, en el caso de las rizobacterias, la tendencia fue contraria, es decir, cuando se encontraban junto con algún hongo micorrízico el volumen disminuyó y sólo con la inoculación de bacterias los valores fueron mayores.

1.2.4.3.4 Biomasa seca radical

El análisis estadístico muestra que no todos los tratamientos indujeron los mismos resultados en el peso seco de las raíces. Los esquejes inoculados con *Bacillus cereus* presentaron mayor peso, en promedio 0.51 g; sin embargo, no hay diferencias estadísticas significativas con las combinaciones, el medio de cultivo y *Salmonella enterica* (Cuadro 1.4). Los pesos más bajos, menores de 0.20 g, los tuvieron el testigo, BEG 25, Zac 19 y la combinación BEG 25-*Bacillus cereus*. No hubo diferencia estadística significativa entre los cuatro tratamientos. De las cuatro combinaciones la más sobresaliente fue BEG 25-*S. enterica* con un peso de 0.32 g, seguida de Zac 19-*Bacillus cereus*, 0.29 g, pero sin existir diferencias significativas respecto a las demás combinaciones.

Los inóculos micorrízicos BEG 25 y Zac 19 indujeron mayor peso radical cuando se inocularon junto con cualquiera de las dos rizobacterias, mientras que las bacterias sin hongos micorrízicos promueven valores mayores. BEG 25 promovió mayor peso cuando se encontraba con *Salmonella enterica*, en tanto que Zac 19 lo hizo con *Bacillus cereus*.

1.2.4.3.5 Biomasa de parte aérea seca

En general, se observó que la biomasa de la parte aérea seca fue mayor cuando se inocularon los esquejes con rizobacterias o medio de cultivo bacteriano, seguidas de las combinaciones de hongos micorrízicos con rizobacterias. Por último, los valores más bajos se presentaron con los hongos micorrízicos y el testigo (Cuadro 1.4).

El análisis estadístico mostró que no todos los tratamientos provocaron el mismo efecto en el peso de parte aérea seca. Los tratamientos que indujeron mayor peso en las plantas fueron el medio de cultivo (0.30 g), *Bacillus cereus* (0.28 g) y *Salmonella enterica* (0.27 g). No hubo diferencia estadística significativa entre ellos y el resto de los tratamientos, excepto con el consorcio Zac 19. Dicho consorcio mostró el peso más bajo de todos los tratamientos: 0.10 g.

El efecto de BEG 25 en el peso de parte aérea seca fue mayor con la presencia de *Salmonella enterica* (0.19 g) que con *Bacillus cereus* (0.17 g). En el caso del consorcio Zac 19 sucedió lo contrario, ya que con *Salmonella enterica* el peso promedio fue 0.18 g y con *Bacillus cereus* 0.17 g. Ambas rizobacterias disminuyeron el promedio de peso seco de parte aérea cuando se inocularon con los hongos micorrízicos (Cuadro 1.4).

1.2.4.3.6 Relación parte aérea/radical

El análisis estadístico mostró que todos los tratamientos inducen el mismo efecto sobre la relación parte aérea/radical. En el cuadro 1.4 se observa que el testigo tuvo valor mayor a 1, es decir, la cantidad de raíces fue menor comparada con la biomasa aérea. Las plantas que fueron inoculadas con BEG 25, el medio de cultivo bacteriano, *Salmonella enterica*, BEG 25-*Salmonella enterica* o Zac 19-*Salmonella enterica* presentaron valores cercanos a 1, lo que indica que produjeron similar biomasa en las raíces y en la parte aérea. Los tratamientos que tuvieron valores pequeños, como Zac 19, *Bacillus cereus* y la combinación de ambos inóculos, muestran que la biomasa presente en las raíces fue mayor en comparación con la que estuvo presente en la parte aérea de las plantas (Cuadro 1.4).

1.2.4.3.7 Porcentaje de colonización micorrízica

Todos los tratamientos que incluyeron hongos micorrízicos y el testigo presentaron colonización activa. El porcentaje de colonización de plantas del testigo fue 1 %, el más bajo de todos. Los porcentajes de colonización vital en

plantas con los tratamientos BEG 25 y Zac 19 fueron 10.22 y 10.15 %, respectivamente; pero los valores fueron mayores cuando a los esquejes además se les inoculó con rizobacterias (Figura 1.3).

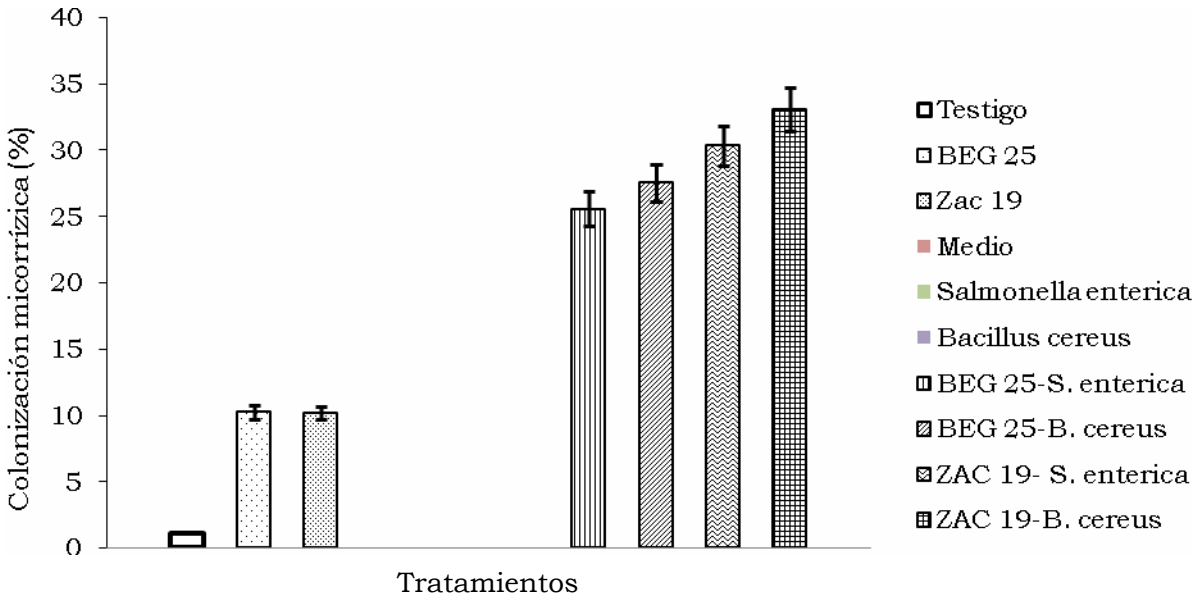


Figura 1.3. Porcentaje de colonización micorrízica en plantas de *Lysimachia nummularia*. No se presentan valores de tratamientos sin inoculación micorrízica (medio de cultivo, *Salmonella enterica*, *Bacillus cereus*).

Las combinaciones que incluyeron a Zac 19 tuvieron mayor colonización en comparación con las combinaciones del hongo BEG 25. En ambos casos los valores de colonización fueron más altos con la rizobacteria *Bacillus cereus*. La combinación Zac 19-*Bacillus cereus* tuvo el mayor porcentaje de colonización, 33 %, seguido de Zac 19-*Salmonella enterica* con un valor de 30 %. De las combinaciones de BEG 25 la que incluyó a *Bacillus cereus* mostró colonización de 28 %, valor que fue mayor al de BEG 25-*Salmonella enterica*, 26 % (Figura 1.3).

Además de la colonización vital por consorcios micorrízicos, también se observaron raíces sin colonizar y raíces con indicios de colonización no activa (Figura 1.4).

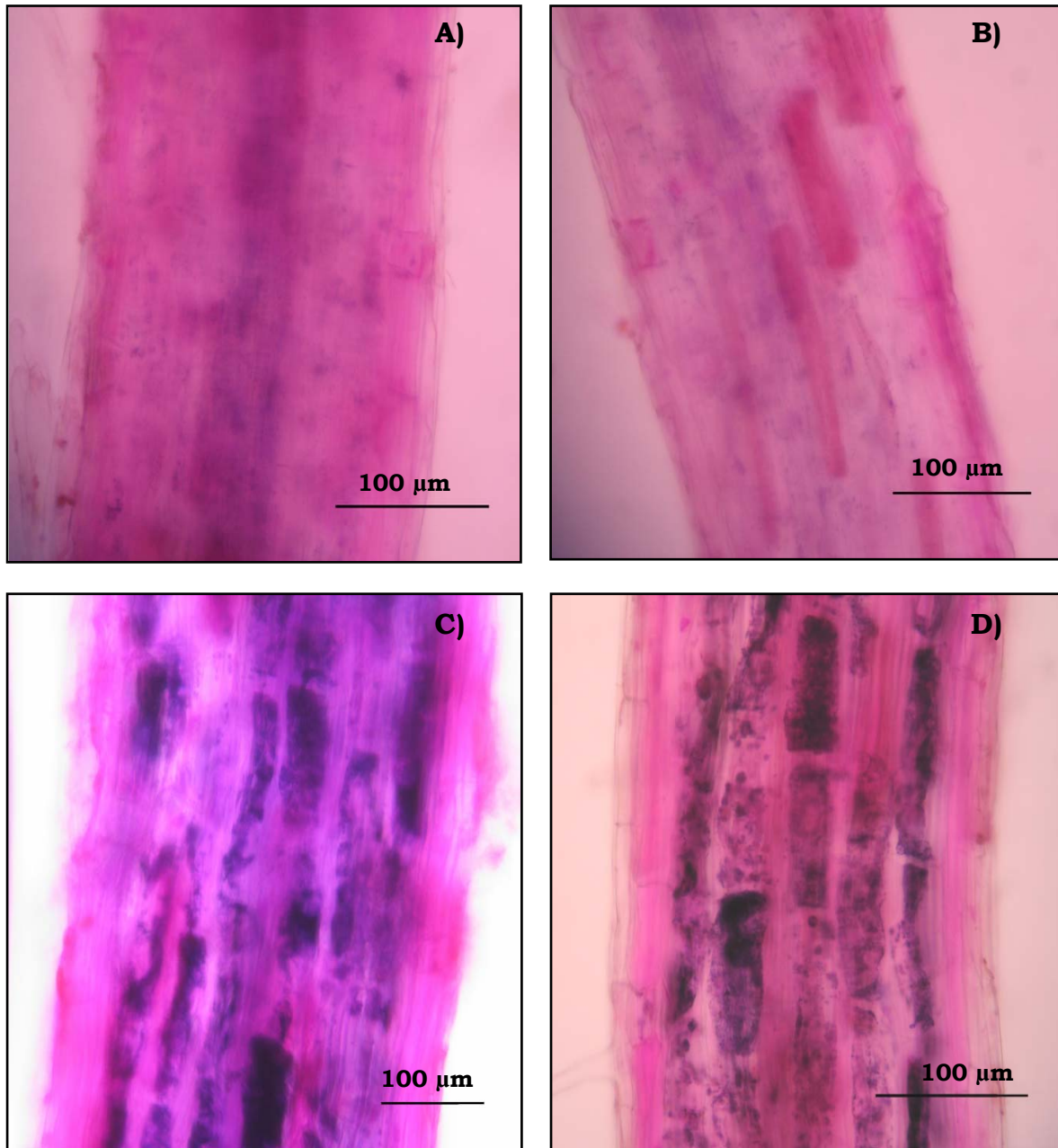


Figura 1.4. Colonización micorrízica en raíces de *Lysimachia nummularia*. Sin colonizar (A), con colonización micorrízica sin actividad (B) y con colonización micorrízica vital (C y D). C) Las zonas oscuras son arbuscúlos del hongo micorrízico BEG 25; D) Las zonas oscuras son arbuscúlos del consorcio micorrízico Zac 19.

1.2.5 Discusión

La inoculación con microorganismos tuvo efectos variables en la producción de biomasa en plantas de *Alternanthera ficoidea* propagadas por esqueje. Los resultados indicaron mayor acumulación de biomasa en plantas a las que se les aplicó medio de cultivo bacteriano. Esto se pudo deber a la composición del medio de cultivo, principalmente a la glucosa. Otros trabajos han tenido como resultados mayor acumulación de biomasa en plantas ornamentales, como anturio (Duong *et al.*, 2007), gladiola (Priyakumari *et al.*, 2002), *Pharbitis nil* o gloria de la mañana (Trejgell *et al.*, 2006), cuando en la micropropagación se emplea glucosa en lugar de fructuosa o sacarosa.

Aunque no hubo diferencia significativa, se observó la tendencia de mayor acumulación de biomasa en raíz y parte aérea de plantas inoculadas con hongos arbusculares y bacterias juntos. Resultados similares fueron observados en lilis asiáticas (Lin *et al.*, 1999), caléndula (Shasidhara y Gopinath, 2005), gerbera (Jacod, 1997) y ficus (Jayanthi *et al.*, 2003), ya que la inoculación conjunta de hongos arbusculares y bacterias benéficas mostraron los mejores efectos en crecimiento, desarrollo y rendimiento de las plantas. No obstante, la inoculación conjunta de hongos arbusculares y bacterias benéficas en otras especies usadas en paisajismo, como acebo (*Ilex crenata*), tulia (*Thuja occidentalis*), espirea (*Spiraea japonica*) y peral de flor (*Pyrus calleryana*), no induce efectos positivos en el crecimiento de las plantas (Abbey y Rathier, 2005). En general, en éste experimento, las rizobacterias tuvieron efecto benéfico en plantas de *Alternanthera ficoidea*. Debido a los resultados obtenidos con el medio de cultivo, no se podría asegurar que el efecto observado se deba a las mismas bacterias sino que pudo haber un efecto de los componentes del medio de cultivo. Las plantas de *Alternanthera fiocoidea* no presentaron colonización micorrízica activa. Plantas de la misma especie inoculadas con BEG 25 o Zac 19, así como plantas del testigo, tuvieron los valores más bajos de volumen y peso.

No se detectó colonización activa en raíces de plantas de *Sedum moranense* desarrolladas a partir de esquejes. Se ha reportado que especies del género

Sedum no son colonizadas, ya sea en condiciones naturales (Cripps y Eddington, 2005) o en ambientes contaminados (Leung *et al.*, 2007). En contraste, Busch y Lelley (1997) reportaron que plantas de *Sedum album* sí fueron colonizadas por hongos arbusculares. Es posible que las diferencias se deban al tipo de tinción hecha. Mientras que en el presente trabajo se evaluó la colonización activa en raíces, la colonización reportada por Busch y Lelley (1997) no fue colonización activa.

Las plantas de *Lysimachia nummularia* bajo los tratamientos que incluían hongos arbusculares presentaron colonización micorrízica activa. Helgason *et al.* (2002) también observaron que plantas de *Lysimachia nummularia* fueron colonizadas por hongos *Glomus* sp. Dichos autores encontraron que los hongos indujeron mayor desarrollo, en comparación con plantas sin inocular. Sin embargo, en el presente trabajo se observó que las plantas en las que hubo colonización micorrízica activa no correspondieron con las que tuvieron mayor acumulación de biomasa. Ésta disminución en el volumen de plantas inoculadas también la reporta Cruz (2006) en plantas de limón. Se ha observado que los efectos de la colonización de microorganismos varían en cada especie vegetal y cada microorganismo puede inducir resultados diferentes en distintas plantas y sustrato (Lata *et al.*, 2003).

La biomasa seca de *Lysimachia nummularia* tendió a ser mayor en plantas inoculadas con bacterias. Al-Hussin y Jesch (1997) encontraron resultados similares, pues plantas de *Ilex meserveae* y *Berberis frikartii* produjeron mayor cantidad de biomasa cuando fueron inoculadas con la bacteria *Bacillus subtilis*; probablemente éste efecto se deba a que las bacterias produjeron sustancias parecidas a las auxinas (Al-Hussin y Jesch, 1997). Sin embargo, en plantas de gerbera la inoculación con hongos del género *Glomus* produjo mayor efecto en la calidad y rendimiento de las flores, que la aplicación de la bacteria *Pseudomonas* (Soroa *et al.*, 2003). La variación observada en los trabajos se puede atribuir a la afinidad entre especies vegetal y especie de microorganismo (Bever *et al.*, 2002) y a las condiciones en que se desarrollaron los

experimentos, principalmente tipo y calidad de inóculo, temperatura y disponibilidad de nutrientes (Smith y Read, 1997).

El porcentaje de colonización activa en raíces de *L. nummularia* fue mayor en plantas inoculadas con combinaciones de hongos arbusculares y rizobacterias. Diversos autores coinciden en que se presentan interacciones entre dichos microorganismos, teniendo efectos sinérgicos que pueden estimular el crecimiento de la planta huésped (Artursson *et al.*, 2006; Johanson *et al.*, 2004; Bianciotto *et al.*, 1996; Garbaye, 1994; Alten *et al.*, 1993).

1.2.6 Conclusiones

Plantas de *Alternanthera ficoidea* y *Sedum moranense* generadas a partir de esquejes no respondieron a la inoculación con microorganismos y no presentaron colonización micorrízica activa.

Las plantas de *Lysimachia nummularia* multiplicadas por esqueje respondieron de forma positiva a la inoculación con *Salmonella enterica*, *Bacillus cereus* y a las combinaciones de estas bacterias con el consorcio Zac 19 y el hongo arbuscular BEG 25. La respuesta se observó en la acumulación de biomasa. Se observó colonización micorrízica activa en raíces de *L. nummularia*.

No fue posible elegir un tratamiento de inoculación microbiana para usarlo en paredes vivas, debido a la variabilidad de los resultados en las tres especies ornamentales.

1. 3 MICROORGANISMOS EN EL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS

1.3.1 Objetivos

1.3.1.1 Objetivo general

- Evaluar el efecto de tres inóculos microbianos en el desarrollo de plántulas de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*.

1.3.1.2 Objetivos particulares

- Comparar el efecto de la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y rizobacterias, en el crecimiento de plántulas con raíz desarrollada de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*.
- Evaluar el efecto del inóculo bacteriano en el crecimiento de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*.

1.3.2 Hipótesis

El efecto de la inoculación microbiana en las especies ornamentales estudiadas puede incrementar si se emplean plántulas con raíz desarrollada.

1.3.3 Materiales y métodos

La evaluación de hongos micorrízicos arbusculares y rizobacterias se hizo en tres especies ornamentales, efectuándose un experimento para cada una. La localización, los tratamientos, el mantenimiento, el diseño experimental y el análisis estadístico fueron los mismos para las tres especies, solo cambiaron algunas variables evaluadas.

1.3.3.1 Localización

El experimento se llevó a cabo en un invernadero con cubierta de cristal en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo (altitud 2250 m, 19°19' N y 98°53' O).

1.3.3.2 Material Vegetal

Se evaluaron las tres especies ornamentales estudiadas en la fase anterior: *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*.

1.3.3.3. Propagación del material vegetal

A partir de las plantas madre se obtuvieron esquejes en similar estado de desarrollo, siendo la longitud promedio de 2.6 cm, 4.5 cm y 3.9 cm para *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*, respectivamente. Los esquejes fueron inmersos en su base en enraizador comercial (ácido indolacético Rhotone®) y colocados en charolas de 128 cavidades, un esqueje por cavidad. Para el llenado de las charolas se utilizó el sustrato comercial Sunshine No. 3® (Sun Gro Horticulture Canada Ltd.). Las charolas permanecieron en el invernadero por 60 días. Los riegos fueron provistos manualmente con el uso de manguera y un bastón de riego, durante los primeros 15 días los riegos fueron cada 24 horas y después cada 48 horas.

1.3.3.4 Inóculo micorrízico

Como inóculo micorrízico se emplearon Zac 19 y BEG 25, proporcionados por el Área de Microbiología del Programa de Edafología del Colegio de Postgraduados. El inóculo fue propagado en plantas de cebolla; para su obtención se separó la parte aérea de la planta del el suelo-inóculo, en este caso arena de río; se mezcló perfectamente con los fragmentos de las raíces contenidas en el mismo inoculante para obtener uniformidad en el contenido de propágulos y se procedió a su cuantificación. El consorcio Zac 19 esta constituido por *Glomus albidum*, *Gl. claroideum* y *Gl. diaphanum* (Chamizo, 2004).

Para contar las esporas se tomaron 15 g del inóculo húmedo y se aislaron por el método de tamizado y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963). Luego se contaron en microscopio estereocópico. Para BEG 25 el promedio fue 26.3 esporas y 1 esporocarpo; Zac19 tenía 27 esporas y 1.5 esporocarpos. El inóculo

consistía de arena de río, esporas, micelio y raíces de cebolla micorrizadas; 15 g de esta mezcla se emplearon para colonizar las plántulas.

1.3.3.5 Inóculo bacteriano

Se empleó la rizobacteria *Bacillus cereus*, que forma parte de la colección del Área de Microbiología de Suelos del Programa de Edafología del Colegio de Postgraduados.

Primero se activó la cepa, posteriormente se propagó en medio de cultivo líquido (Nutrient Broth No. 1 Fluka 70122) por 24 h a 28° C en agitación constante (incubadora-agitadora Shel-Lab Modelo SI4). Luego los tubos que contenían el medio de cultivo con bacterias se introdujeron a la centrífuga (Hercm3e Z323), a 8000 rcf por 10 minutos. Se decantó el medio de cultivo y de la pastilla que quedó en el fondo se tomaron las bacterias para preparar el inóculo. Para la inoculación se prepararon suspensiones bacterianas con una concentración de 1×10^6 UFC mL⁻¹ utilizando los cultivos frescos diluidos en agua destilada. La concentración se ajustó con ayuda de un espectrofotómetro de ultravioleta visible (Cary 50 conc. Varian®), tratando que las lecturas de absorbancia a 520 nm fueran de 0.2.

1.3.3.6 Establecimiento e inoculación

Las plántulas se transplantaron en contenedores de unicel con capacidad de 296 cm³, empleando el sustrato comercial Sunshine No. 3® (Sun Gro Horticulture Canada Ltd.). Antes de llenarse con el sustrato cada recipiente se limpió con alcohol y se le hicieron tres perforaciones en la base para permitir el drenaje.

Para inocular los esquejes con hongos arbusculares se hizo una perforación en el sustrato húmedo, en donde se depositó una parte del inóculo, luego se colocó la plántula con cepellón, enseguida se cubrió con sustrato, se vació la otra parte del inóculo y finalmente se cubrió con más sustrato. En el caso de los esquejes para inoculación bacteriana y sin inoculación se procedió de la misma forma pero sin adicionar los hongos arbusculares. Para agregar las

rizobacterias, al final de la siembra se agregó 1 mL de la suspensión bacteriana (1×10^6 UFC mL⁻¹) al pie del tallo y se hizo una segunda aplicación después de 15 días.

1.3.3.7 Tratamientos

En total se evaluaron cuatro tratamientos que incluyen un testigo y los microorganismos solos, sin combinaciones de ellos (Cuadro 1.5).

Cuadro 1.5. Descripción de los tratamientos aplicados en plántulas de tres especies ornamentales.

Tratamiento	Descripción
T	No hubo inoculación con microorganismos
H1	15 g de inóculo BEG 25
H2	15 g de inóculo Zac 19
B2	1×10^6 UFC de <i>Bacillus cereus</i>

UFC= Unidades Formadoras de Colonias.

1.3.3.8 Mantenimiento

Durante la duración del experimento se proporcionaron riegos cada dos días con ayuda de un recipiente de 100 mL graduado. Se utilizó agua de la llave dentro del invernadero. Debido a la presencia de adultos de mosquita negra (*Bradysia* sp.) se colocaron trampas amarillas hechas con atrayente (Adequim®).

1.3.3.9 Variables evaluadas

Las siguientes variables se midieron cada 15 días y debido a las características de cada especie no fue posible medir las mismas variables.

Altura de planta: se evaluó en plantas de *Alternanthera ficoidea* y *Sedum moranense*. La altura se midió con una regla de plástico de 30 cm con aproximación en mm, se consideró desde la base del tallo hasta el ápice de la planta.

Número de hojas: se contó el total de hojas por planta sólo en *Alternanthera ficoidea*.

Número de brotes: se contó la cantidad de brotes totales por planta en las tres especies ornamentales.

Número de brotes secundarios: se contó la cantidad de brotes secundarios totales en plantas de *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*.

Longitud de brote: se midió con una regla de plástico de 30 cm con aproximación en mm, se consideró desde la base hasta el ápice del brote. Se evaluó en plantas de *Lysimachia nummularia*.

Las variables que se tomaron al final del experimento, 105 días después de transplante, se evaluaron en las tres especies y fueron las siguientes:

Sobrevivencia (%): se contó el número de plantas vivas al final del experimento y se calculó el porcentaje respecto a la cantidad de plantas establecida originalmente.

Volumen radical (cm³): una vez separada la raíz de la parte aérea, las raíces se sumergieron en una probeta de 250 mL con un volumen de agua conocido y se tomó la lectura del volumen desplazado por las raíces.

Volumen de la parte aérea (cm³): una vez separada la raíz de la parte aérea, los tallos, hojas y flores, se sumergieron en una probeta de 250 mL con un volumen de agua conocido y se tomó la lectura del volumen desplazado por la parte aérea.

Biomasa seca radical (g): las raíces se limpiaron cuidadosamente para evitar exceso de residuos del sustrato. Posteriormente se secaron en una estufa (Felisa®) a una temperatura aproximada a 70° C durante 72 h y se pesaron en una balanza (Ohaus Modelo E2200A).

Biomasa seca de parte aérea (g): la parte aérea se secó en una estufa (Felisa®) a una temperatura aproximada a 70° C durante 72 h y se pesaron en una balanza (Ohaus Modelo E2200A).

Relación parte aérea/radical: una vez obtenidos los datos de biomasa radical y de parte aérea secas se calculó la relación con la fórmula:

$$R = \frac{\text{biomasa radical seca (g)}}{\text{biomasa de parte aérea seca (g)}}$$

Porcentaje de colonización micorrízica (%): se hizo una tinción vital utilizando la reacción de la enzima succinato deshidrogenada; se siguió el método de Kough *et al.* (1987). Una vez teñidos, se tomaron 20 segmentos radicales y se observaron al microscopio (Leica DM LB2) en aumento 40x.

1.3.3.10 Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar en cada especie, con 10 repeticiones por tratamiento. Una repetición consistió en un recipiente con un esqueje. Se evaluaron 4 tratamientos. El modelo estadístico fue el siguiente:

$$y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

$i = 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10$

$j = 1, 2, 3, 4, 5, 6$

donde:

y_{ij} = respuesta asociada al tratamiento i en la repetición j

μ = media general de todas las unidades experimentales

τ_i = efecto del tratamiento i

ε_{ij} = error experimental

1.3.3.11 Análisis estadístico

Se aplicó un análisis de varianza a cada variable por separado y en el caso de existir diferencia estadística significativa se obtuvo una comparación de medias Tukey ($\alpha = 0.01$). Los análisis se hicieron con ayuda del paquete estadístico SAS v. 8.1 (Statistical Analysis System).

1.3.4 Resultados

1.3.4.1 *Alternanthera ficoidea*

1.3.4.1.1 Sobrevivencia

La sobrevivencia de las plántulas fue de 100 %.

1.3.4.1.2 Altura de planta

El comportamiento de la altura se muestra en la Figura 1.5, en la cual se observa que en cualquier tratamiento las plántulas tienen la misma tendencia. Desde los primeros 15 días el aumento en altura de las plántulas inoculadas con la rizobacteria *Bacillus cereus* fue numéricamente mayor y continuó hasta los 90 días. Durante el experimento el consorcio Zac 19 indujo valores de altura más bajos respecto al resto de los tratamientos y al testigo. A los 105 días la altura de plantas con BEG 25 (8.35 cm), testigo (8.24 cm) y *Bacillus cereus* (8.1 cm) fueron similares; en tanto que el consorcio Zac 19 indujo una altura promedio de 7.34 cm. No se presentaron diferencias estadísticas entre los valores inducidos por los cuatro tratamientos en ninguna de las fechas.

1.3.4.1.3 Número de hojas

En general, todos los tratamientos mostraron la misma tendencia en la cantidad de hojas por planta (Figura 1.5). En promedio la cantidad inicial fue 6 hojas, a los 45 días después de transplante se observó el incremento más alto en los cuatro tratamientos y a los 105 días la cantidad promedio de hojas fue 20. Entre los 15 y 30 días las plantas inoculadas con el consorcio micorrízico Zac 19 mostraron los valores más bajos, siete y ocho hojas. A partir de los 45 días dicho tratamiento aumentó sus valores y el tratamiento testigo tuvo el menor número de hojas, comportamiento que continuó hasta los 105 días después de transplante. En la figura 1.5 se observa que a partir de los 30 y hasta los 90 días, la inoculación con *Bacillus cereus* estimuló la formación de mayor cantidad de hojas por planta. Sin embargo, no se presentaron diferencias estadísticas entre los tratamientos en ninguna de las fechas de muestreo.

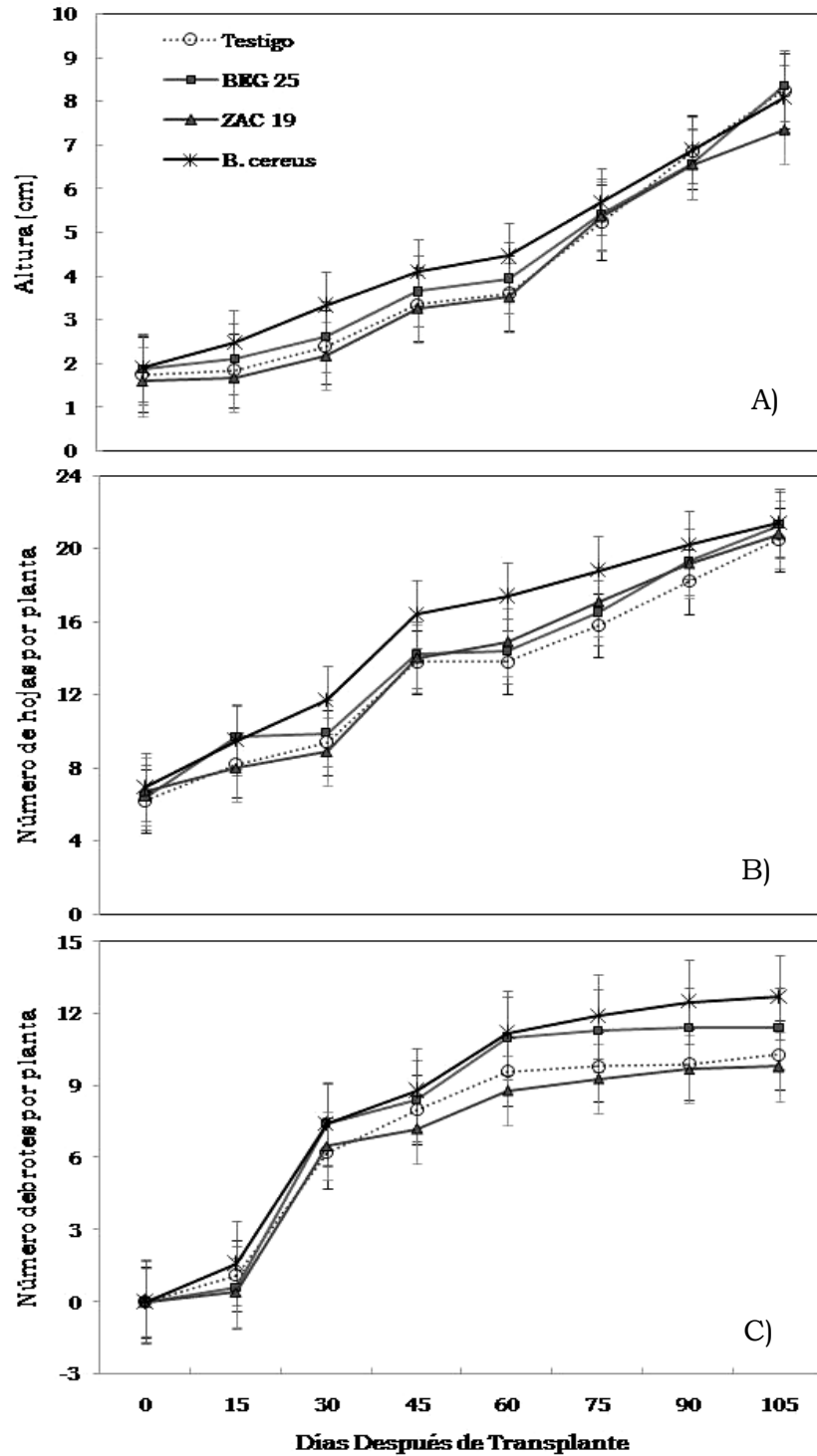


Figura 1.5. Inoculación microbiana en el crecimiento de plántulas de *Alternanthera ficoidea*. A) Altura de planta; B) Número de hojas por planta; C) Número de brotes por planta.

1.3.4.1.4 Número de brotes

Al igual que en las dos variables anteriores, en cualquiera de los cuatro tratamientos las plantas siguieron la misma tendencia. Al momento del transplante ninguna de las plántulas tenía brotes, los primeros comenzaron a aparecer después de 15 días; pero el aumento más notable fue a los 30 días en todos los tratamientos (Figura 1.5). Después de 105 días el promedio más alto fue de 13 brotes y lo presentaron las plantas inoculadas con *Bacillus cereus*, seguidas de las plantas con BEG 25 y del testigo, en promedio 11 y 10 brotes, respectivamente. Las plántulas que se inocularon con la rizobacteria *Bacillus cereus* tuvieron durante todo el experimento valores numéricos superiores al resto. Las plántulas a las que se les adicionó el consorcio micorrízico Zac 19 presentaron los valores más bajos en comparación con el resto de los tratamientos. En ninguna fecha de muestreo se presentaron diferencias estadísticas.

1.3.4.1.5 Volumen radical

De acuerdo con el análisis de varianza no existieron diferencias estadísticas significativas entre el efecto inducido por los diferentes tratamientos en el volumen radical. Sin embargo, los valores numéricos de las plantas inoculadas con *Bacillus cereus* (7.2 cm³) y del tratamiento testigo (7.0 cm³) son más altos que los de tratamientos con hongos arbusculares (Cuadro 1.6).

1.3.4.1.6 Volumen de parte aérea

El análisis de varianza indica que no hay diferencias estadísticas significativas entre los valores de volumen de parte aérea estimulados por los cuatro tratamientos. Pero los valores de volumen sobresalientes los presentaron plantas bajo el tratamiento testigo con 6.6 cm³ y plantas inoculadas con Zac 19 (6.2 cm³). Los tratamientos BEG 25 y *Bacillus cereus* promovieron el mismo promedio de volumen, 5.8 cm³ (Cuadro 1.6).

Cuadro 1.6. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de plántulas de *Alternanthera ficoidea*.

Tratamiento	Volumen (cm ³)		Biomasa seca (g)		PA/R
	Raíz	Parte aérea	Raíz	Parte aérea	
Testigo	7 a ^z	6.6 a	0.74 a	1.11 a	1.68 a
BEG 25	5.4 a	5.8 a	0.87 a	1.27 a	1.53 a
Zac 19	5 a	6.2 a	0.88 a	1.07 a	1.38 a
<i>Bacillus cereus</i>	7.2 a	5.8 a	0.94 a	1.09 a	1.21 a
DMS	3.3242	3.7193	0.528	0.255	0.8325

PA/R: relación parte aérea/radical; DMS: diferencia mínima significativa; ^z: comparación de medias Tukey, valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$); BEG25=*Glomus mosseae* BEG25; Zac-19=*Glomus* sp. Zac19. Promedios de diez repeticiones.

1.3.4.1.7 Biomasa seca radical

Las plantas inoculadas con *Bacillus cereus* tuvieron promedio de peso seco radical de 0.94 g, seguidas de las plantas inoculadas con Zac 19 (0.88 g) y BEG 25 (0.87 g). El peso más bajo lo tuvieron plantas del tratamiento testigo, 0.74 g (Cuadro 1.6). Pero de acuerdo al análisis de varianza no hubo diferencia estadística significativa entre los efectos de los tratamientos.

1.3.4.1.8 Biomasa de parte aérea seca

Los resultados mostraron que hubo mayor acumulación de materia seca en plantas inoculadas con el consorcio micorrízico BEG 25 (1.27 g). En contraste, el consorcio micorrízico, Zac 19, indujo la menor cantidad de materia seca, con un biomasa promedio de 1.07 g (Cuadro 1.6). No se encontraron diferencias estadísticas en la acumulación de materia seca en la parte aérea.

1.3.4.1.9 Relación parte aérea/radical

No se encontraron diferencias estadísticas en la relación parte aérea/radical. Valores cercanos a 1 indicaban que la raíz y la parte aérea tuvieron un desarrollo similar. Todos los promedios fueron mayores a 1, es decir, hubo más desarrollo de la parte aérea respecto al desarrollo de las raíces. Pero las plantas

inoculadas con la rizobacteria *Bacillus cereus*, presentaron un promedio de 1.21, el promedio más cercano a 1 (Cuadro 1.6).

1.3.4.1.10 Porcentaje de colonización micorrízica

Bajo ninguno de los tratamientos las plantas de *Alternanthera ficoidea* presentaron colonización micorrízica activa.

1.3.4.2 *Sedum moranense*

1.3.4.2.1 Sobrevivencia

La sobrevivencia de plántulas en los cuatro tratamientos empleados fue 100 %.

1.3.4.2.2 Altura de planta

Las plántulas de *Sedum moranense* tuvieron el mismo comportamiento, ya sea inoculadas o no. En la Figura 1.6 se observa que los promedios de altura de los cuatro tratamientos son tan cercanos que asemejan una sola línea hasta los 60 días; posteriormente, las líneas comienzan a separarse. El incremento en la altura de plantas fue constante hasta los 60 días después de transplante, en días posteriores el aumento se presentó en menor medida. A los 105 días el promedio de altura fue de 15.8 cm para plantas inoculadas con BEG 25, 15.2 cm para el tratamiento testigo, 14.9 cm para las plantas con *Bacillus cereus* y el valor más bajo fue de 14.8 cm en las plantas inoculadas con Zac 19. No existieron diferencias estadísticas entre tratamientos.

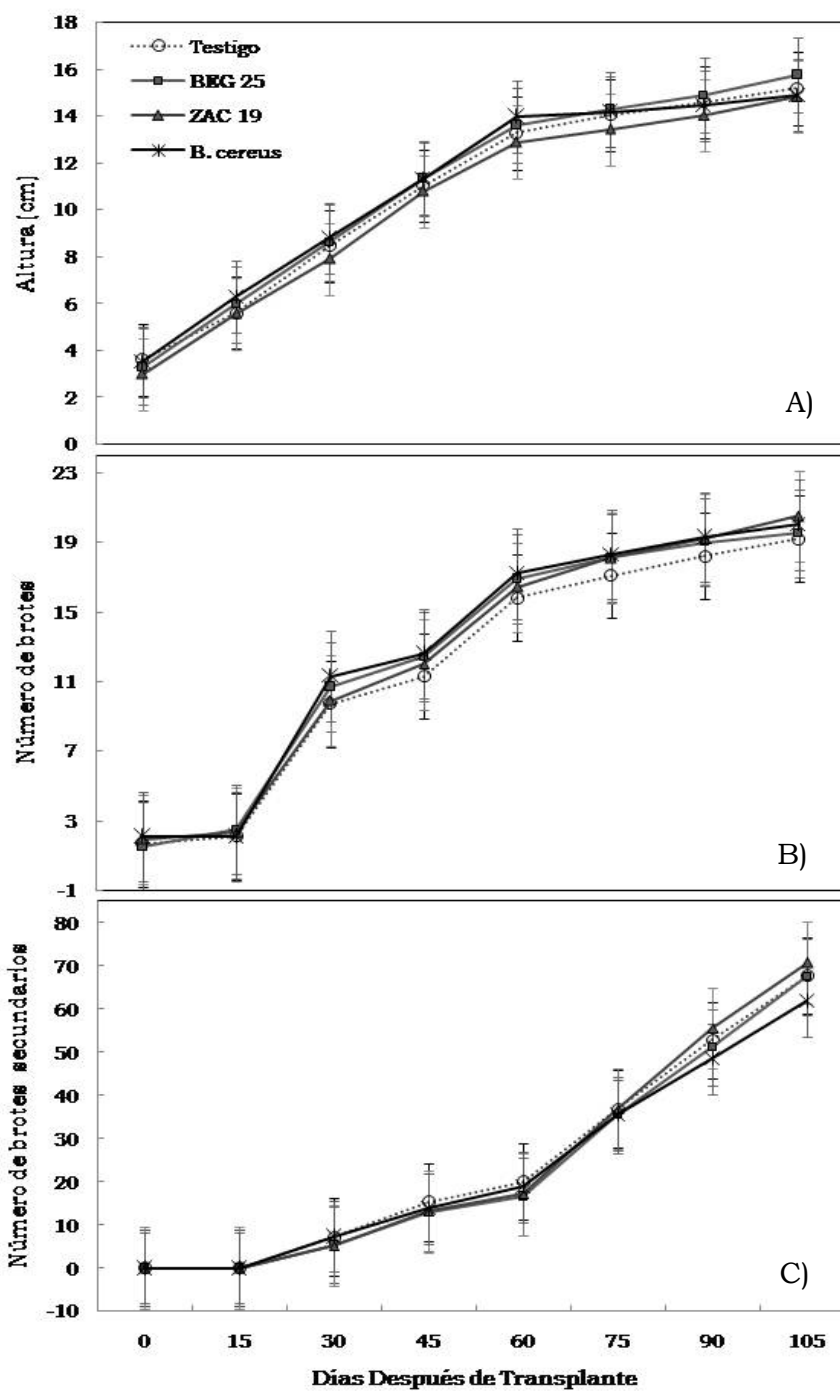


Figura 1.6. Inoculación microbiana en el crecimiento de plántulas de *Sedum moraense*. A) Altura de planta; B) Número de brotes; C) Número de brotes secundarios.

1.3.4.2.3 Número de brotes

Las plántulas de *Sedum moranense* inoculadas con hongos micorrízicos o rizobacterias respondieron de igual forma a las que no fueron inoculadas, ya que presentaron la misma tendencia y no hubo diferencia estadística entre tratamientos (Figura 1.6). En los primeros 15 días la cantidad de brotes permaneció sin cambios notables, pero de los 15 a los 30 días se observó el mayor aumento en el número de brotes. Las plantas del tratamiento testigo tuvieron menos brotes en comparación con las plantas que fueron inoculadas; pero sin haber diferencia estadística.

1.3.4.2.4 Número de brotes secundarios

A lo largo del crecimiento de las plántulas el número de brotes secundarios fue cercano entre los cuatro tratamientos. Fue a partir de los 75 días después del transplante que se comenzaron a observar diferencias numéricas (Figura 1.6). A los 105 días las plantas inoculadas con el consorcio micorrízico Zac 19 mostraron un promedio de 70.8 brotes secundarios, seguido del tratamiento testigo y el con BEG 25, con 67.7 y 67.5 brotes, respectivamente, y *Bacillus cereus* con la cantidad más baja.

1.3.4.2.5 Volumen radical

La inoculación con *Bacillus cereus* promovió mayor volumen de biomasa fresca de raíz con un promedio de 22 cm³. Dicho valor es estadísticamente diferente al inducido por la inoculación con BEG 25 y Zac 19 (Cuadro 1.7). El testigo no presentó diferencias respecto a cualquiera de los tratamientos con inoculación microbiana.

1.3.4.2.6 Volumen de parte aérea

Los tratamientos testigo, Zac 19 y BEG 25 promovieron el desarrollo similar de la parte aérea de plantas de *Sedum moranense*, 42, 40 y 35 cm³, respectivamente. El valor del tratamiento testigo fue estadísticamente diferente al inducido por la rizobacteria *B. cereus* (29 cm³) (Cuadro 1.7).

Cuadro 1.7. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de plántulas de *Sedum moranense*.

Tratamiento	Volumen (cm ³)		Biomasa seca (g)		PA/R
	Raíz	Parte aérea	Raíz	Parte aérea	
Testigo	17 ab ^z	42 a	1.62 ab	3.72 a	2.45 ab
BEG 25	12 b	35 ab	1.38 b	3.16 a	2.42 ab
Zac 19	11 b	40 ab	1.14 b	3.52 a	3.30 a
<i>Bacillus cereus</i>	22 a	29 b	2.42 a	3.00 a	1.51 b
DMS	6.5554	12.389	0.9599	1.1709	1.635

PA/R: relación parte aérea/radical; DMS: diferencia mínima significativa; ^z: comparación de medias Tukey, valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$); BEG25=*Glomus mosseae* BEG25; Zac-19=*Glomus* sp. Zac19. Promedios de diez repeticiones

1.3.4.2.7 Biomasa seca radical

La inoculación con *Bacillus cereus* y el tratamiento testigo promovieron mayor acumulación de materia seca en raíces de *Sedum moranense*, con promedios de 2.42 g y 1.62 g, respectivamente. En el caso de *B. cereus*, se encontraron diferencias estadísticas respecto a ambos inóculos micorrízicos empleados. Dichos microorganismos indujeron estadísticamente el mismo efecto que el testigo en la acumulación de materia seca en raíz (Cuadro 1.7).

1.3.4.2.8 Biomasa de parte aérea seca

En relación a la acumulación de materia seca en la parte aérea, los valores no presentaron diferencia estadística. Los valores numéricos indican que las plantas del testigo tuvieron un peso mayor (3.72 g) que los tratamientos con microorganismos (Cuadro 1.7). La inoculación con *Bacillus cereus* provocó que las plantas de *Sedum moranense* tuvieran menos peso seco de parte aérea (Cuadro 1.7).

1.3.4.2.9 Relación parte aérea/radical

Todos los valores de relación parte aérea/radical fueron mayores a 1, lo cual indica que los tratamientos promovieron el desarrollo de la parte aérea en

mayor proporción que el de la raíz. La proporción varió desde tres, en el caso de *Bacillus cereus*, hasta una proporción cercana a cuatro, para plantas del tratamiento testigo (Cuadro 1.7).

1.3.4.2.10 Porcentaje de colonización

Las plantas de *S. moranense* no presentaron colonización micorrízica activa en alguno de los tratamientos.

1.3.4.3 *Lysimachia nummularia*

1.3.4.3.1 Sobrevivencia

La sobrevivencia de plantas fue 100 % en los cuatro tratamientos.

1.3.4.3.2 Número de brotes

El incremento de brotes más notable fue en los primeros 15 días, luego siguieron incrementando en menor proporción. Para las plantas del testigo y las inoculadas con BEG 25 o *Bacillus cereus* la emisión de brotes se detuvo a los 60 días. El número de brotes de las plantas inoculadas con Zac 19 también se estabilizó, pero a los 90 días después de transplante (Figura 1.7). Las plantas con el consorcio micorrízico Zac 19 y el testigo tuvieron un promedio final de 6 brotes; BEG 25 y *Bacillus cereus* presentaron el mismo promedio (5.6). En ninguna fecha hubo diferencias estadísticas en el número de brotes inducidos por cada uno de los cuatro tratamientos.

1.3.4.3.3 Longitud de brotes

No se presentó respuesta a la inoculación microbiana en la longitud de brotes de plántulas de *Lysimachia nummularia*. Se observó que las plantas del tratamiento testigo tuvieron brotes más largos en comparación con las plantas inoculadas (Figura 1.7); sin embargo no hubo diferencias estadísticas. De los tratamientos con microorganismos, el hongo BEG 25 indujo brotes más cortos (16.36 cm) y Zac 19 los más largos (17.15 cm).

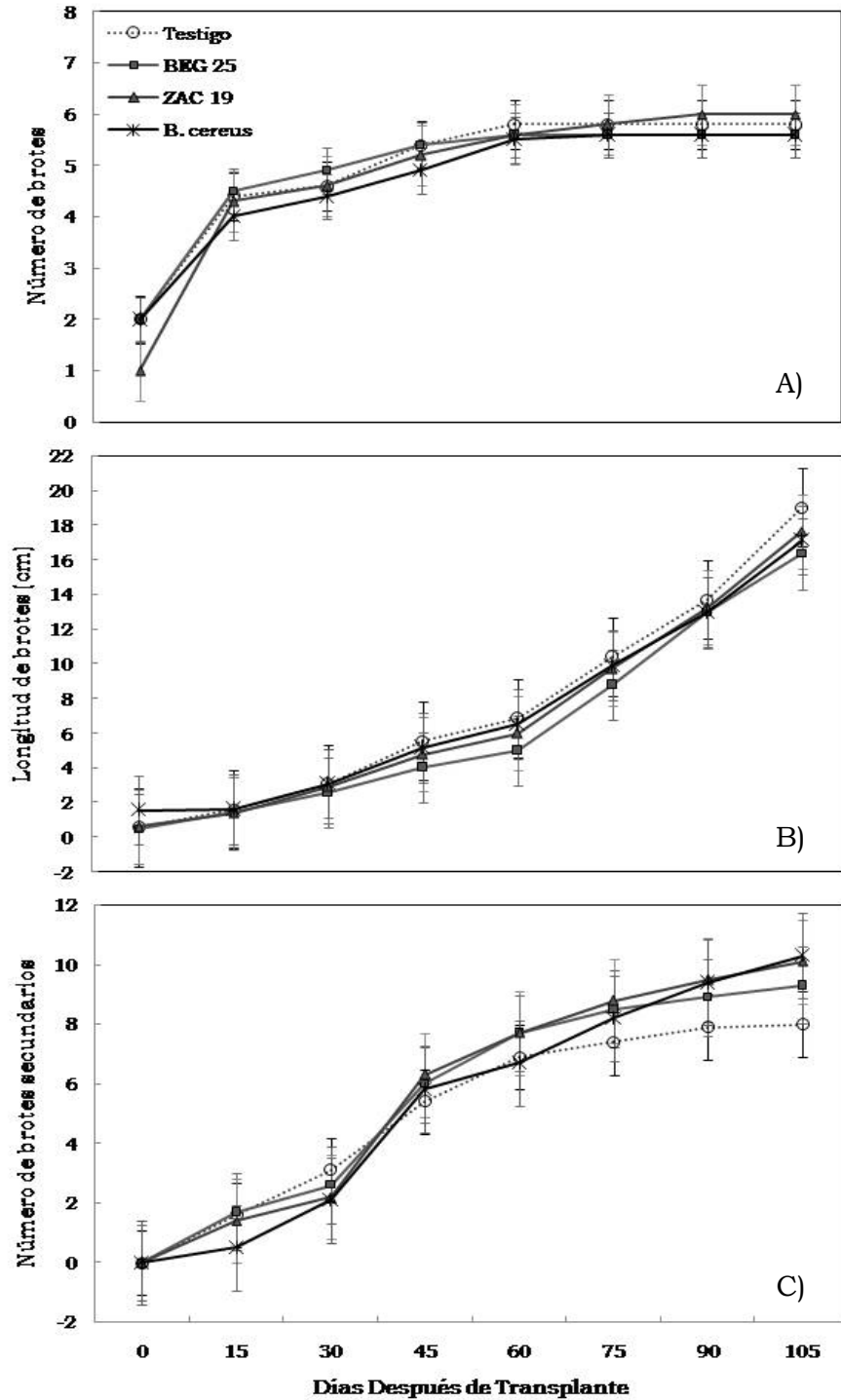


Figura 1.7. Inoculación microbiana en el crecimiento de plántulas de *Lysimachia nummularia*. A) Número de brotes; B) Longitud de brotes; C) Número de brotes secundarios.

1.3.4.3.4 Número de brotes secundarios

Respecto a la cantidad de brotes secundarios, al igual que las variables anteriores, las plántulas siguieron la misma tendencia ya sea inoculadas o no. La emisión de brotes más notable se observó a los 45 días después de transplante (Figura 1.7). A pesar de que no existieron diferencias estadísticas, es de notar que a partir de los 60 días las plantas del tratamiento testigo, comparadas con las plantas inoculadas, tuvieron menor cantidad de brotes secundarios. No existieron diferencias estadísticas entre tratamientos.

Si se comparan las figuras 1.7 B y 1.7 C se observa que las plantas del tratamiento testigo tuvieron brotes más largos que las plantas inoculadas pero menor cantidad de brotes secundarios.

1.3.4.3.5 Volumen radical

Las plántulas que fueron inoculadas con *Bacillus cereus* tuvieron menor desarrollo radical que las de los otros tratamientos. Esto se reflejó en el volumen radical (18.6 cm³). Las plantas con el consorcio Zac 19 presentaron volumen de 29.4 cm³, el valor más alto de todos los tratamientos. Sin embargo, no hubo diferencia estadística entre el efecto inducido por los tratamientos (Cuadro 1.8).

Cuadro 1.8. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de plántulas de *Lysimachia nummularia*.

Tratamiento	Volumen (cm ³)		Biomasa seca (g)		PA/R
	Raíz	Parte aérea	Raíz	Parte aérea	
Testigo	24.6 a ^z	14.0 a	3.12 ab	2.76 a	1.02 ab
BEG 25	20.6 a	10.8 a	2.53 ab	2.28 b	0.97 ab
Zac 19	29.4 a	13.0 a	4.59 a	2.48 ab	0.65 b
<i>Bacillus cereus</i>	18.6 a	12.8 a	1.75 b	2.63 ab	1.56 a
DMS	13.164	3.827	2.208	0.377	0.662

PA/R: relación parte aérea/radical; DMS: diferencia mínima significativa; ^z: comparación de medias Tukey, valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$); BEG25=*Glomus mosseae* BEG25; Zac-19=*Glomus* sp. Zac19. Promedios de diez repeticiones

1.3.4.3.6 Volumen de parte aérea

En el caso del volumen de la parte aérea las plantas testigo obtuvieron mayor promedio (14 cm³) que las plantas que fueron inoculadas con microorganismos. No obstante, no se presentaron diferencias estadísticas entre los efectos de los cuatro tratamientos probados (Cuadro 1.8).

1.3.4.3.7 Biomasa seca radical

Respecto al peso seco de la raíz, la inoculación con Zac 19 y BEG 25, así como el testigo promovieron desarrollo similar (4.59 g, 2.53 g y 2.76 g, respectivamente). La inoculación con *Bacillus cereus* presentó diferencia estadística con el consorcio Zac 19, pero efecto similar a BEG25 y testigo (Cuadro 1.8).

1.3.4.3.8 Biomasa seca de parte aérea

Los efectos producidos por el testigo, la inoculación con el consorcio Zac 19 y *Bacillus cereus* en la acumulación de materia seca en la parte aérea, no tuvieron diferencia estadísticas. El efecto provocado por la inoculación de cualquiera de los microorganismos fue estadísticamente el mismo. La diferencia se observó entre el testigo y el hongo BEG 25, con promedio de peso 2.76 g y 2.28 g, respectivamente (Cuadro 1.8).

1.3.4.3.9 Relación parte aérea/radical

En el caso de la relación parte aérea/radical se observaron diferencias significativas entre el efecto producido por Zac 19 y *Bacillus cereus*. Las plantas inoculadas con Zac 19 tuvieron una relación de 0.65. Esto muestra que el sistema radical desarrolló en mayor proporción que la parte aérea. En cambio, la relación de 1.56 que presentaron las plantas a las que se les aplicó la rizobacteria *Bacillus cereus* mostró que hubo mayor desarrollo de la parte aérea que de raíz (Cuadro 1.8). Las plantas del testigo e inoculadas con BEG 25 tuvieron valores cercanos a 1 (1.02 y 0.97, respectivamente), es decir, hubo desarrollo similar de la parte aérea y raíz (Cuadro 1.8).

1.3.4.3.10 Porcentaje de colonización micorrizica

La colonización micorrizica vital solo se observó en raíces de plantas que fueron inoculadas con los hongos micorrizicos, pero no en las raíces de plantas testigo, ni en las plantas inoculadas con la rizobacteria *Bacillus cereus*. La colonización en plantas inoculadas con BEG 25 fue 22.77 %, mientras que para Zac 19 fue 16.25 %, no hubo diferencias significativas entre ellos.

1.3.5 Discusión

Las plantas de *Alternanthera ficoidea* inoculadas no tuvieron diferencias significativas en su desarrollo, comparadas con las plantas no inoculadas. A lo largo del experimento las plantas de todos los tratamientos tuvieron la misma tendencia y valores aproximados en la altura de planta, número de hojas y número de brotes. A pesar de que no hubo diferencias significativas, las plantas que fueron inoculadas con el hongo arbuscular BEG 25 y con el consorcio de hongos Zac 19, presentaron valores de biomasa radical menores en comparación con las plantas inoculadas con *Bacillus cereus*. La misma tendencia de disminución de volumen radical fue observada por Cruz (2006) en plantas de limón.

En plantas de *Sedum moranense* inoculadas con la bacteria *Bacillus cereus* hubo mayor acumulación de biomasa radical. Otros autores coinciden en que las bacterias promueven mayor crecimiento en las plantas que la inoculación con hongos arbusculares (Rao *et al.*, 2006; López-Moctezuma *et al.*, 2005; Al-Hussin y Jesch, 1997). Durante el desarrollo del experimento las variables altura de planta, número de brotes y brotes secundarios, no se observaron diferencias significativas y los valores fueron muy aproximados entre sí. Comparando las tres especies ornamentales, *Sedum moranense* presentó los valores más altos de relación parte aérea/radical. Esto se debe a que las plantas crasuláceas tienen un sistema radical pequeño comparado con la parte aérea, para disminuir las pérdidas de agua hacia el suelo (Geydan y Melgarejo, 2005).

Tanto plantas de *Alternanthera ficoidea* como de *Sedum moranense* desarrolladas a partir de plántulas con raíz, no presentaron colonización micorrízica activa. Esto posiblemente se debe a que algunas especies vegetales tienen un rango muy específico de especies fúngicas que las pueden colonizar (Daniels, 1984).

Las plantas de *Lysimachia nummularia* desarrolladas a partir de plántulas con raíz e inoculadas con BEG 25 o Zac 19 presentaron colonización micorrízica activa. No se presentaron diferencias significativas en la cantidad de biomasa fresca en plantas de *Lysimachia nummularia* inoculadas y no inoculadas. La cantidad de biomasa seca radical plantas inoculadas con Zac 19 fue mayor, la misma tendencia de incremento en biomasa radical fue reportada en plantas de *Zephyranthes* sp. inoculadas con *Glomus* sp. (Linderman y Davis, 2003), petunias (Wang *et al.*, 1997) y lilis (Lin *et al.*, 1999). Las plantas que tuvieron la menor cantidad de biomasa radical fueron las inoculadas con *Bacillus cereus*, esto contrasta con autores que mencionan que las bacterias del género *Bacillus* promueven el mayor crecimiento y desarrollo de plantas (Tilak y Srinivasa, 2006; Joo *et al.*, 2004; Al-Hussin y Jesch, 1997). Plantas del tratamiento testigo acumularon mayor biomasa seca en la parte aérea que las plantas inoculadas con microorganismos; Rojas (2005) encontró una tendencia similar en la disminución de biomasa aérea al inocular plantas de perrito con *Glomus intraradices*.

Hubo respuestas variables en cada especie ornamental, dependiendo del microorganismo inoculado y la variable evaluada, Abbey y Rathier (2005), Linderman y Davis (2003), Wang y Ling (1997), reportan la misma variabilidad cuando inocularon plantas ornamentales.

1.3.6 Conclusiones

Durante el desarrollo del experimento, la inoculación microbiana no indujo efectos en plantas de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia* desarrolladas a partir de plántulas con raíz.

La respuesta en la acumulación de biomasa final de plantas de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia* tuvo resultados variables de acuerdo al microorganismo inoculado y la variable evaluada.

Las raíces de *Lysimachia nummularia* fueron las únicas que presentaron colonización micorrízica activa.

CAPÍTULO 2

DESARROLLO E INOCULACIÓN DE ESPECIES ORNAMENTALES EN PAREDES VIVAS

2.1 INTRODUCCIÓN

La calidad del aire intramuros y su relación con las afecciones a la salud han llamado la atención de autoridades del sector salud público y privado. El tiempo destinado a nuestras actividades en ambientes intramuros ocupa hasta un 80% de la rutina diaria en zonas urbanas (EPA, 1993; Oliver *et al.*, 1998). Tecnologías de mantenimiento y remediación ambiental en intramuros como las paredes vivas, han sido desarrolladas y sujetas de diversos estudios, toda vez que el establecimiento de una cubierta vegetal ha mostrado la capacidad de modificar o remediar la calidad del aire (Darlington *et al.*, 2000). Las modificaciones al ambiente incluyen mayor homogeneidad en temperatura y humedad relativa (Wood y Burchet, 1995), así como la sensación de bienestar de los ocupantes (Kotzen, 2004). No menos importante resulta la capacidad fito-remediadora de las plantas, las cuales pueden asimilar, degradar, fijar, incorporar y hasta metabolizar partículas contaminantes (González-Chávez, 2000; Joner y Leyval, 2001; Roane, 1999; Rodríguez-Zaragoza y García-Gómez, 2005).

Adicionalmente, el establecimiento de una cubierta vegetal brinda las condiciones para el desarrollo de grandes poblaciones de microorganismos (Wood *et al.*, 2002) entre los que se pueden encontrar hongos micorrízicos arbusculares y rizobacterias, organismos que pueden proveer múltiples beneficios de la asociación planta-microorganismo (Monier *et al.*, 1998; Tsavkelova *et al.*, 2007, Wood *et al.*, 2002).

El uso de hongos micorrízicos arbusculares y rizobacterias puede ser encaminado a promover el crecimiento y desarrollo de las plantas (Wood *et al.*, 2002) establecidas en las paredes vivas, aminorando los efectos de posibles condiciones de estrés presentes en dichos escenarios. El presente trabajo tiene

como finalidad proveer información sobre la adaptabilidad de tres especies ornamentales al establecimiento y desarrollo en paredes vivas utilizando inoculación micorrízica y bacteriana

2.2 OBJETIVOS

2.2.1 Objetivo general

- Evaluar el crecimiento de tres especies ornamentales en paneles de desarrollo vertical y los efectos de inóculos microbianos sobre las mismas.

2.2.2 Objetivos particulares

- Evaluar el crecimiento en paredes vivas de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia* utilizando una pendiente de 90°.
- Evaluar el efecto de la inoculación con bacterias benéficas y hongos micorrízico arbusculares en el establecimiento y desarrollo de *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia* sobre una pared viva

2.3 HIPÓTESIS

Las especies ornamentales *Alternanthera ficoidea*, *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia* pueden lograr su establecimiento y desarrollo en paredes vivas

La incorporación de hongos micorrízicos arbusculares o rizobacterias al sistema de crecimiento promueve el establecimiento y desarrollo de las tres especies ornamentales.

2.4 MATERIALES Y MÉTODOS

2.4.1 Localización

El experimento se desarrolló en un invernadero con cubierta de cristal ubicado en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo (altitud 2250 m, 19°19' N y 98°53' O).

2.4.2 Material Vegetal

Tres especies comunes al paisajismo ornamental: mosaico (*Alternanthera ficoidea*), chisme (*Sedum moranense*) y sombrerito (*Lysimachia nummularia*), fueron adquiridas del mercado Madreselva en Xochimilco, Distrito Federal.

2.4.3. Propagación del material vegetal

Esquejes en similar estado de desarrollo fueron obtenidos de brotes jóvenes provenientes de las plantas madre, siendo la longitud promedio de 2.6 cm, 4.5 cm y 3.9 cm para *A. ficoidea*, *S. moranense* y *L. nummularia*, respectivamente. Los esquejes fueron inmersos en su base en enraizador comercial (ácido indolacético Rhotone®) y colocados en charolas de 128 cavidades, un esqueje por cavidad. Para el llenado de las charolas se utilizó el sustrato comercial Sunshine No. 3® (Sun Gro Horticulture Canada Ltd.). Dos charolas fueron utilizadas para cada especie, las cuales permanecieron en el invernadero por 60 días. Los riegos fueron provistos manualmente con el uso de manguera y un bastón de riego. Durante los primeros 15 días los riegos fueron cada 24 horas y después cada 48 horas.

2.4.4 Construcción de paneles de desarrollo

Los paneles de desarrollo se construyeron utilizando panel estructural W®, sustrato comercial de desarrollo Sunshine No. 3® (Sun Gro Horticulture Canada Ltd.), malla mosquitera y perfil de aluminio poly-grip® (ACEA S.A. de C.V.). Una estructura de soporte constituida por tres tubos y alambre de acero

fue instalada en invernadero previo al montaje de los paneles. La construcción de los paneles de desarrollo se hizo de la siguiente forma:

- 1) Dos placas de panel estructural W® (1.2 m x 2.25 m) se cortaron en tres secciones (1.2 m x 0.75 m cada una) para conformar los paneles de desarrollo
- 2) Perfil de aluminio (Poly-grip®, ACEA S.A. de C.V.) fue dispuesto en la cara posterior de cada uno de los paneles, para permitir la sujeción de la malla y sustrato de desarrollo.
- 3) La cara frontal del panel de desarrollo se dividió en nueve cuadrantes (0.4 m x 0.25 m c/u) utilizando el mismo perfil de aluminio.
- 4) Un horizonte de 5 cm de espesor del sustrato comercial Sunshine No. 3® (SunGro LTD) fue conformado sobre cada cuadrante.
- 5) Malla plástica de mosquitero se utilizó y fijó en la parte posterior del panel con ayuda del sistema Poly-grip® (ACEA S.A. de C.V.)
- 6) Finalmente, y de manera previa a la disposición vertical de los paneles en la estructura de soporte, se hizo un riego de saturación para permitir el adecuado establecimiento de las plántulas.

2.4.5 Trasplante e inoculación

Diez perforaciones transversales de 5 cm permitieron en cada cuadrante del panel la inserción de igual número de plántulas por sección. Un total de 90 plantas fueron utilizadas en cada panel de desarrollo.

La inoculación de microorganismos consideró 2 g por plántula de HortiPlus® (PHC México), producto que de acuerdo con la información en la etiqueta contenía 2×10^4 esporas de hongos arbusculares por kg, 8500 UFC de bacterias benéficas por g, 7.88 % de ácidos húmicos, 10.53 % de P_2O_5 , 0.74 % de N total y 47.39 % de cenizas.

En el caso de los paneles sin inóculo, se procedió a trasplantar una plántula con cepellón en cada perforación en los cuadrantes de los paneles. En los tratamientos inoculados el cepellón fue cubierto totalmente con el producto

comercial y el sobrante dispuesto en la perforación correspondiente, colocando la plántula y cubriéndola con sustrato.

2.4.6 Mantenimiento

Los riegos fueron provistos mediante un sistema de micro aspersion dispuesto por encima de los paneles de crecimiento, cuya operación fue a intervalos de 10 minutos tres veces al día (7:30, 12:00 y 18:30 horas) durante los primeros 15 días. Posteriormente, se hicieron dos riegos diarios de 10 minutos cada uno (11:00 y 18:00 horas). Dichos sistema estuvo constituido por tubería PVC (1/2”), atomizadores colocados a una distancia de 0.55 m y un timer (Orbit Modelo 91932).

Durante el experimento se presentaron ataques de mosca negra (*Bradysia* sp.) y pulgones (*Aphis* sp.), los cuales se controlaron con aplicaciones de Dimetoato (1 mL·L⁻¹). De igual forma, se colocaron trampas amarillas con atrayente comercial (Adequim®).

2.4.7 Obtención de datos climáticos

Se hizo un registro de las condiciones ambientales dentro del invernadero con ayuda de un dispositivo electrónico de registro y monitoreo de información (Data Logger HOBO, serie Pendant, Onset Co.). El dispositivo fue programado para tomar lecturas cada 10 minutos. Las variables ambientales incluyen temperatura (°C) y luminosidad (luxes) (Anexos A38 y A39).

2.4.8 Variables evaluadas

Sobrevivencia (%): se contó el número de plantas vivas por cuadrante al final del experimento y se calculó el porcentaje respecto a la cantidad establecida originalmente.

Porcentaje de cobertura (%): las observaciones se hicieron cada 15 días. Los datos de esta variable se obtuvieron por medio del procesamiento y análisis de imágenes digitales. En cada uno de los cuadrantes de los pánels se tomaron fotografías con una cámara digital (Fuji FinePix® E550). Las imágenes se

procesaron en el programa Adobe Photoshop 7.0.1 y enseguida en Image Tool 3.0.

Volumen radical (cm³): a la cosecha y una vez separada la raíz de la parte aérea, la parte radical se sumergió en una probeta de 250 mL con un volumen de agua conocido tomando la lectura del volumen de agua desplazada por las raíces.

Volumen de la parte aérea (cm³): la parte aérea (tallos, hojas y flores) se sumergió en una probeta de 250 mL con un volumen de agua conocido tomando la lectura del volumen de agua desplazado por la parte aérea.

Biomasa fresca radical (g): a la cosecha y una vez separada la raíz de la parte aérea, las raíces fueron pesadas en una balanza (Ohaus Modelo E2200A).

Biomasa fresca de parte aérea (g): a la cosecha y una vez separada la raíz de la parte aérea, la parte aérea de las plantas fue pesada en una balanza (Ohaus Modelo E2200A).

Biomasa fresca de planta (g): se sumaron los datos de biomasa fresca radical y de la parte aérea.

Biomasa seca radical (g): se limpiaron cuidadosamente las raíces para evitar exceso de residuos del sustrato. Posteriormente se secaron en una estufa (Felisa[®]) a una temperatura aproximada a 70° C durante 72 h y se pesaron en una balanza (Ohaus Modelo E2200A).

Biomasa seca de parte aérea (g): la parte aérea se secó en una estufa (Felisa[®]) a una temperatura aproximada a 70° C durante 72 h y se pesaron en una balanza (Ohaus Modelo E2200A).

Biomasa seca de planta: se sumaron los datos de biomasa seca radical y de la parte aérea.

Relación parte aérea/radical: una vez obtenidos los datos de biomasa de raíz y parte aérea secas se calculó la relación con la fórmula:

$$R = \frac{\text{biomasa de raíz seca (g)}}{\text{biomasa de parte aérea seca (g)}}$$

Porcentaje de colonización micorrízica (%): se hizo una tinción vital utilizando la reacción de la enzima succinato deshidrogenada. Se siguió el

método de Kough *et al.* (1987). Una vez teñidos, se tomaron 20 segmentos de raíz y se observaron al microscopio (Leica DM LB2) en aumento 40x.

Contenido de clorofila y carotenoides: se colectó el tercer par de hojas, de la base hacia el ápice, por planta. Se siguió el método de Dere *et al.* (1998) usando como solvente acetona al 80 % (v/v). Se empleó el espectrofotómetro de ultravioleta visible Cary 50 conc. Varian® y la centrifuga Herme Z323.

2.4.9 Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental de parcelas divididas en bloques al azar. El factor parcela grande fue la inoculación con microorganismos benéficos, mientras que la especie vegetal fue el factor de parcela pequeña. El modelo estadístico fue el siguiente:

$$y_{ijk} = \mu + \beta_k + A_i + \varepsilon_{ik} + B_j + AB_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

$i = 1, 2$

$j = 1, 2, 3$

$k = 1, 2, 3, 4, 5, 6$

donde:

y_{ijk} = respuesta asociada a la parcela pequeña j en la parcela grande j de la repetición k

μ = media general de todas las unidades experimentales

β_k = efecto del bloque k

A_i = efecto de la parcela grande

ε_{ik} = error asociado a la parcela grande

B_j = efecto de la parcela pequeña

AB_{ij} = interacción de la parcela pequeña en la parcela grande

ε_{ijk} = error total

1.2.4.10 Análisis estadístico

Se aplicó un análisis de varianza a cada variable. En caso de que existieran diferencias se hizo una prueba de comparación de medias Tukey ($\alpha = 0.05$) para

identificar el efecto de la inoculación en cada especie vegetal. Los análisis se hicieron con ayuda del paquete estadístico SAS v. 8.1 (Statistical Analysis System).

2.5 RESULTADOS

2.5.1 Sobrevivencia

No hubo efecto de la especie vegetal y microorganismo en el porcentaje de sobrevivencia de plantas. Todas las plantas de *Sedum moranense* sobrevivieron al final del experimento, mientras que de las plantas de *Lysimachia nummularia* sobrevivió 97.5 % y de *Alternanthera ficoidea* el 93.3 %. Tomando en cuenta solo la inoculación, las plantas inoculadas tuvieron mayor sobrevivencia (98 %) que las no inoculadas (96 %).

2.5.2 Porcentaje de cobertura

La inoculación con microorganismos incremento el porcentaje de cobertura en dos de las especies vegetales utilizadas. En *Alternanthera ficoidea*, transcurridos 171 días, el porcentaje de cobertura de plantas inoculadas fue 35% mayor al observado en las plantas sin inocular (77.5 % y 42.3 % respectivamente, Fig. 1).

En *Lysimachia nummularia* transcurridos 87 después de trasplante se observó que la cobertura de plantas inoculadas fue mayor que la de plantas sin inocular ($p=0.05$). Al final del periodo de evaluación la cobertura fue 17% mayor en plantas inoculadas que en plantas no inoculadas (72.7 %) que en inoculadas (55.5 %) (Figura 2.1).

En plantas de *Sedum moranense* la inoculación no provocó un efecto en el porcentaje de cobertura final, plantas no inoculadas cubrieron un 71.9 % y plantas inoculadas 71.7 %.

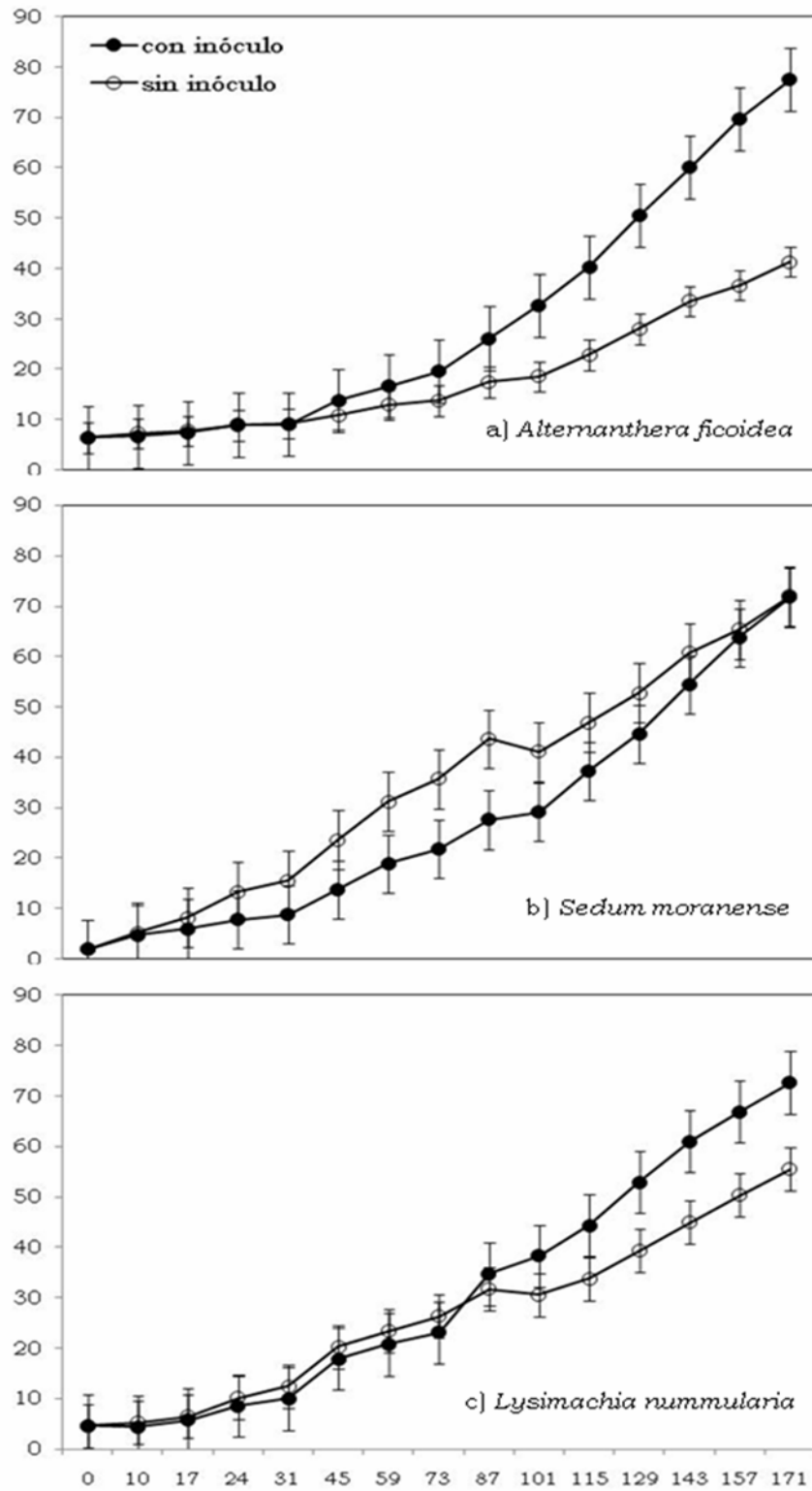


Figura 2.1. Porcentaje de cobertura vegetal de tres especies ornamentales en paredes vivas.

Al transplante *Alternanthera ficoidea* tuvo la mayor cobertura inicial, 6.46 %; al final del experimento se observó que plantas sin inóculo llegaron a una cobertura de 41.31 %, la menor de todas. En contraste, plantas de la misma especie, *Alternanthera ficoidea*, que fueron inoculadas llegaron a tener una cobertura de 77.5 %, siendo el valor más alto. Las plantas de *Sedum moranense* tuvieron la menor cobertura inicial (1.9 %), pero al final de la evaluación la cobertura promedio de la especie fue 71.8 %, valor que es superior al de *Lysimachia nummularia* (64.1 %) y estadísticamente diferente al de *A. ficoidea* (59.4 %).

2.5.3 Volumen radical

La inoculación microbiana tuvo efectos sobre el volumen de raíz de *L. nummularia* donde se observó un incremento del 49% en el volumen radical al final del periodo de evaluación (Cuadro 2.1). Ningún efecto fue observado en el volumen radical de *Sedum moranense* y *Lysimachia nummularia*; (Cuadro 2.1).

2.5.4 Volumen de parte aérea

La inoculación produjo un efecto positivo y estadísticamente significativo en plantas de *Alternanthera ficoidea* y *Lysimachia nummularia*. Incrementos del 45 y 38.7% en volumen parte aérea fueron observados al final del periodo de evaluación en las dos especies referidas. La inoculación no indujo efectos significativos en el volumen de parte aérea de plantas de *Sedum moranense* (Cuadro 2.1)

Cuadro 2.1. Inoculación microbiana en la producción de biomasa de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas. Comparación de inoculación microbiana en cada especie vegetal.

Biomasa	<i>Alternanthera ficoidea</i>		<i>Sedum moranense</i>		<i>Lysimachia nummularia</i>		DMS
	s/moo	c/moo	s/moo	c/moo	s/moo	c/moo	
Volumen (cm³)							
Raíz	41.33 b ^z	91.67 a	63.50 a	70.00 a	108.30 a	118.30 a	42.59
Parte aérea	25.83 b	71.00 a	153.30 a	152.70 a	36.67 b	75.33 a	26.96
Biomasa fresco (g)							
Raíz	37.85 a	72.62 a	61.65 a	64.45 a	94.30 a	101.90 a	37.63
Parte aérea	21.63 b	66.88 a	129.40 a	133.70 a	27.27 b	64.58 a	24.87
Total	59.48 b	139.5 a	191.00 a	198.20 a	121.60 a	166.50 a	51.54
Biomasa seco (g)							
Raíz	5.79 a	11.21 a	9.33 a	8.19 a	11.09 a	13.24 a	6.71
Parte aérea	4.66 b	13.73 a	13.74 a	11.62 a	6.31 b	12.12 a	3.56
Total	10.45 b	24.94 a	23.07 a	19.81 a	17.40 a	25.36 a	8.15
Relación parte aérea/radical							
	0.83 b	1.43 a	1.55 a	1.58 a	0.77 a	1.02 a	1.11

DMS: diferencia mínima significativa; s moo: plantas sin inóculo; c moo: plantas inoculadas; ^z: medias con la misma letra, dentro de cada fila en cada especie vegetal, no presentan diferencia estadística significativa ($\alpha=0.05$).

2.5.5 Biomasa fresca radical

La inoculación no indujo diferencias significativas en la acumulación de biomasa fresca en la raíz de alguna de las tres especies vegetales. No obstante, en los tres casos se observó una tendencia de mayor peso en plantas que fueron inoculadas (Cuadro 2.1).

2.5.6 Biomasa fresca de parte aérea

El peso fresco de parte aérea en plantas de *Alternanthera ficoidea* y *Lysimachia nummularia* se vio favorecido con la inoculación y los valores superaron estadísticamente a los de plantas sin inocular. La inoculación no tuvo efecto significativo en el peso fresco de parte aérea de plantas de *Sedum moranense*. La acumulación de biomasa fresca en plantas de *Sedum moranense* fue mayor a la de las otras especies ornamentales (Cuadro 2.1).

2.5.7 Biomasa fresca de planta

A pesar de que la tendencia fue a incrementar la biomasa fresca total de la planta tras la inoculación microbiana, esta solo mostró efectos de significancia estadística en *A. ficoidea*. Las plantas inoculadas tuvieron peso fresco de 139.5 g, mientras que en las no inoculadas el peso fue 59.48 g. En las otras dos especies vegetales el peso fue más alto en plantas inoculadas, pero no hubo diferencia estadística significativa respecto a las que no tuvieron inóculo (Cuadro 2.1).

2.5.8 Biomasa seca radical

El efecto de la inoculación en el peso seco de raíz no fue significativo en las tres especies vegetales. Sin embargo, *A. ficoidea* y *L. nummularia* tuvieron la tendencia a acumular mayor cantidad de biomasa cuando fueron inoculadas; caso contrario se observó en plantas de *S. moranense* (Cuadro 2.1).

2.5.9 Biomasa seca de parte aérea

Se observó que la inoculación tuvo un efecto positivo sobre la biomasa seca en plantas de *Alternanthera ficoidea* y *Lysimachia nummularia*. En el peso de la parte aérea de plantas inoculadas, *A. ficoidea* (13.73 g) tuvo diferencia estadística respecto al peso de plantas sin inocular (4.66 g). De igual forma, el peso de plantas de *L. nummularia* inoculadas (12.12 g) fue estadísticamente diferente a de plantas sin inocular (6.31 g). El efecto de la inoculación no fue significativo en el caso de *Sedum moranense* (Cuadro 2.1).

2.5.10 Biomasa seca de planta

En los casos de *A. ficoidea* y *L. nummularia* el peso seco tendió a incrementar en plantas inoculadas, pero solo *A. ficoidea* tuvo diferencias significativas. Plantas inoculadas de dicha especie tuvieron peso seco de 24.94 g, mientras que las no inoculadas produjeron peso de 10.45 g. La acumulación de biomasa en plantas de *S. moranense* fue menor cuando fueron inoculadas (19.81 g) que cuando no se inocularon (23.07 g) (Cuadro 2.1).

2.5.11 Relación parte aérea/radical

Respecto a la relación parte aérea/radical de plantas de *A. ficoidea*, la inoculación tuvo efecto significativo. Las plantas inoculadas presentaron una relación de 1.43 y las no inoculadas 0.83, lo que indica que la raíz tuvo menor desarrollo que la parte aérea cuando las plantas fueron inoculadas. Sin inoculación, la raíz de las plantas se desarrolló en mayor medida que la parte aérea (Cuadro 2.1).

En el caso de *S. moranense*, no hubo efecto por inoculación, encontrándose los valores de 1.5 en plantas inoculadas y sin inocular. Independientemente del tratamiento las plantas desarrollaron mayor parte aérea que parte radical en la relación antes indicada (Cuadro 2.1). En plantas no inoculadas de *L. nummularia*, se observó mayor biomasa en raíces que en la parte aérea. Lo contrario sucedió en plantas inoculadas. Sin embargo, no hubo diferencia estadística entre éstos tratamientos (Cuadro 2.1).

2.5.12 Porcentaje de colonización micorrízica

En cuanto a la colonización de microorganismos en plantas de *A. ficoidea*, no se observó colonización vital por hongos micorrízicos arbusculares, tanto en plantas inoculadas como en las no inoculadas (Cuadro 2.2). En cambio, sí se advirtió la presencia de bacterias en las raíces de las plantas (Figura 2.2). La colonización vital por bacterias se presentó en plantas inoculadas (11.31 %) y en menor proporción en plantas no inoculadas (8.75%) (Cuadro 2.2).

De igual forma, en plantas de *S. moranense* no hubo colonización vital por hongos micorrízicos arbusculares, pero sí se observó la presencia de bacterias (Figura 2.2). El porcentaje de colonización activa por bacterias en plantas inoculadas fue de 14.86 %, pero de igual forma en las raíces de plantas no inoculadas se encontró colonización activa aunque en menor cantidad, 4.56 % (Cuadro 2.2).

La única especie en la que existió colonización activa por hongos micorrízicos arbusculares fue *L. nummularia*, en las plantas que fueron inoculadas. El porcentaje de colonización fue 3.54 %. Al igual que en las otras especies vegetales, existió la presencia de bacterias; en plantas inoculadas fue 17.22 % y en las que no recibieron inóculo 11.26 % (Cuadro 2.2). En algunas muestras de raíces de *L. nummularia* se logró observar la colonización conjunta por hongos micorrízicos arbusculares y bacterias (Figura 2.2).

Cuadro 2.2. Colonización vital por hongos micorrízicos arbusculares y bacterias en tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas.

Colonización vital (%)	<i>Alternanthera ficoidea</i>		<i>Sedum moranense</i>		<i>Lysimachia nummularia</i>		DMS
	s moo	c moo	s moo	c moo	s moo	c moo	
HMA	0 a ^z	0 a	0 a	0 a	0 b	3.54 b	1.38
Bacterias	8.75 a	11.31 a	4.56 b	14.86 a	11.26 b	17.22 a	5.96

DMS: diferencia mínima significativa; s moo: plantas sin inocular; c moo: plantas inoculadas; HMA: hongos micorrízicos arbusculares; ^z: medias con la misma letra, dentro de cada fila en cada especie vegetal, no presentan diferencia estadística significativa ($\alpha=0.05$).

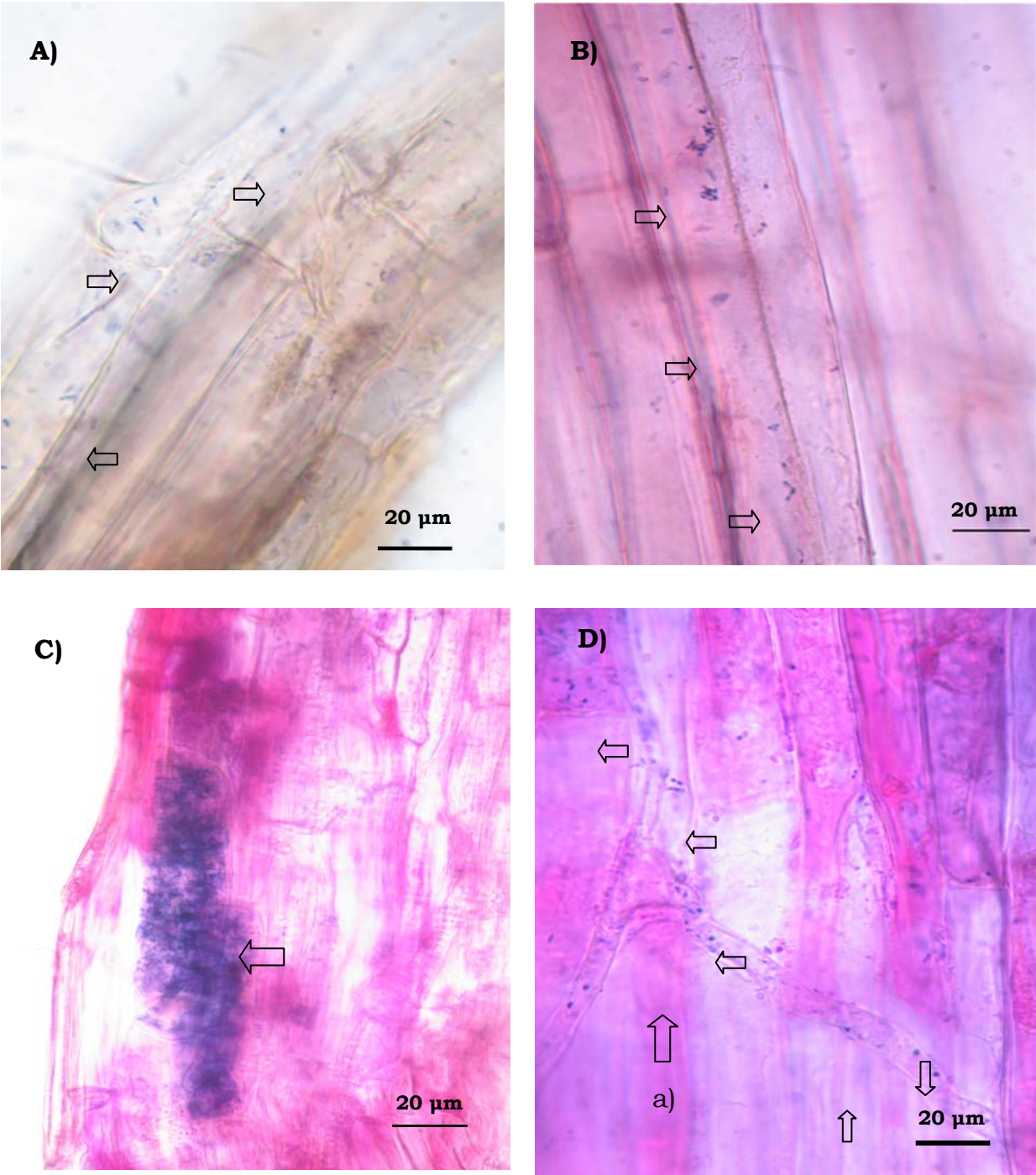


Figura 2.2. Colonización vital por hongos micorrizicos arbusculares y bacterias en tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas. A) bacterias en *A. ficoidea*; B) bacterias en *Sedum moranense*; C) arbusculo en *L. nummularia*; D) bacterias sobre micelio en *L. nummularia*, a) bifurcación del micelio del hongo micorrízico arbuscular.

2.5.13 Contenido de clorofila y carotenoides

La inoculación no tuvo efecto significativo sobre el contenido de clorofila a, carotenoides y relación clorofila a/clorofila b en plantas de *A. ficoidea*. Pero sí indujo diferencia estadística en la cantidad de clorofila b siendo mayor la concentración en plantas sin inocular. El contenido de clorofila a, carotenoides, así como la relación clorofila a/b tendió a aumentar en las plantas inoculadas (Cuadro 2.3).

En el caso de *S. moranense* la inoculación no provocó efectos significativos en el contenido de clorofilas y carotenoides. Sin embargo, en las plantas inoculadas la concentración de dichos pigmentos fue mayor que en las no inoculadas (Cuadro 2.3). De igual forma la relación clorofila a/b aumentó en plantas inoculadas.

En plantas de *L. nummularia* no existió efecto significativo de la inoculación en el contenido de clorofilas y carotenoides. No obstante, la concentración de clorofila a, clorofila b y carotenoides fue mayor en plantas inoculadas. A diferencia de las dos especies vegetales anteriores, la inoculación provocó que la relación clorofila a/b disminuyera (Cuadro 2.3).

Cuadro 2.3. Contenido de clorofila y carotenoides de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas.

Pigmentos (mg·g ⁻¹)	<i>Alternanthera</i>		<i>Sedum</i>		<i>Lysimachia</i>		DMS
	<i>ficoidea</i>		<i>moranense</i>		<i>nummularia</i>		
	s moo	c moo	s moo	c moo	s moo	c moo	
Clorofila a	0.10 a ^z	0.09 a	0.11 a	0.15 a	0.24 a	0.27 a	0.05
Clorofila b	0.10 a	0.07 b	0.08 a	0.07 a	0.08 a	0.10 a	0.03
Carotenoides	7.58 a	9.86 a	7.35 a	7.95 a	7.68 a	8.71 a	2.85
Relación							
c a / b	1.00 a	1.22 a	2.14 a	2.64 a	3.47 a	2.78 a	2.95

DMS: diferencia mínima significativa; s moo: plantas sin inóculo; c moo: plantas inoculadas; c a/ b: relación clorofila a/clorofila b; ^z: medias con la misma letra, dentro de cada fila en cada especie vegetal, no presentan diferencia estadística significativa ($\alpha=0.05$).

2.6 DISCUSIÓN

La producción de biomasa en plantas de *A. ficoidea* desarrolladas en paneles se vio afectada por la inoculación microbiana. Sin embargo, las diferencias en los efectos de la inoculación se observaron en la acumulación de biomasa en la parte aérea, no así para la biomasa radical. La influencia de la inoculación en la mayor producción de biomasa aérea se logró observar con mayor claridad en el porcentaje de cobertura. Al final del experimento, plantas de *A. ficoidea* sin inocular cubrieron en promedio 42.31 % del panel, habiendo una diferencia de 35.2 %, respecto a las plantas inoculadas (77.5 %). En esta especie vegetal la inoculación promovió mayor crecimiento de las plantas, al igual que en plantas de perrito (Rojas, 2005), *Digitaria adscendens* (Rao y Shukla, 2003), *Tagetes patula* (Koide *et al.*, 1999), caléndula (Shasidhara y Gopinath, 2005), gerbera (Soroa *et al.*, 2003), entre otras.

Al igual que las plantas de *A. ficoidea*, la inoculación en plantas de *L. nummularia* influyó de forma positiva en la acumulación de biomasa aérea. Pero no hubo efectos significativos de la inoculación en la biomasa radical. Eppel-Hotz (2004) menciona que en los sistemas de naturación verticales una de las principales limitantes para el desarrollo de las plantas es el poco espacio que tienen disponible las raíces. Dunnett y Nolan (2004) mencionan que en azoteas verdes el incremento en la profundidad del sustrato, sin necesidad de riegos adicionales, tiene un efecto significativo en el crecimiento de las plantas y en el porcentaje de cobertura. Es posible que las raíces de las plantas en los paneles no hayan tenido mayor desarrollo debido a la poca profundidad del horizonte de suelo.

A pesar de que la inoculación tuvo efectos positivos en la producción de biomasa aérea y porcentaje de cobertura de *A. ficoidea* y *L. nummularia*, el mayor porcentaje de cobertura final, 72 %, lo tuvieron plantas de *S. moranense* sin inocular. De igual forma, *S. moranense* tuvo la mayor acumulación de biomasa. Esto se puede deber a que muchas crasuláceas presentan varios grados de succulencia en hojas o tallos y estomas pequeños (Sharkey, 1996).

Dichas características les permiten más acumulación de agua, limitan la pérdida de la misma y aumentan la eficiencia de su uso (Geydan y Melgarejo, 2005).

La inoculación no tuvo efecto en la producción de biomasa final en plantas de *S. moranense* desarrolladas a partir de esquejes. En contraste, se han reportado efectos positivos de la inoculación de plantas de *Sedum* con bacterias de los géneros *Bacillus* y *Lactobacillus* o con hongos arbusculares en naturación de vías férreas (Dunya *et al.*, 2005) o en plantas del mismo género desarrolladas en azoteas verdes e inoculadas con hongos arbusculares (Busch y Lelley, 1997).

No se observó colonización micorrízica activa en plantas de *S. moranense*. Se ha reportado que especies del género *Sedum* son plantas no micorrízicas, ya sea en condiciones naturales (Cripps y Eddington, 2005) o en ambientes contaminados (Leung *et al.*, 2007). No obstante, en los trabajos hechos en otros sistemas de naturación (Busch y Lelley, 1997) se observó colonización por hongos arbusculares. Respecto a ésta variación, Bever *et al.* (2002), menciona que la promoción del crecimiento vegetal depende en gran medida de la compatibilidad de la planta con la especie del microorganismo. Igualmente es posible que las diferencias se deban al tipo de tinción hecha. Mientras que en el presente trabajo se evaluó la colonización activa en raíces, en otros se contó la colonización sin tomar en cuentas si ésta era activa o no.

La colonización micorrízica activa se observó solo en raíces de plantas de *L. nummularia* inoculadas y la colonización activa por bacterias se distinguió en las tres especies ornamentales.

Cabe señalar que se hizo una caracterización del inóculo comercial empleado. Los resultados obtenidos no coinciden con lo señalado en la etiqueta. No se observaron esporas, sólo fragmentos de raíz colonizada (promedio de 10 fragmentos por 10 g de producto comercial) y micelio (15 fragmentos de micelio por 10 g de producto comercial en promedio). Por esto los efectos de la inoculación no solo podrían atribuirse a la carga microbiana del inóculo comercial, sino a otras sustancias benéficas contenidas en el producto

comercial empleado, como los ácidos húmicos, nitrógeno o fósforo. Estos dos últimos elementos son considerados elementos esenciales para la nutrición de las plantas (Marschner, 1995; Salisbury y Ross, 1994). Evans y Li (2003) encontraron que los ácidos húmicos beneficiaron el crecimiento de plántulas de geranio, belén, vinca y pensamiento. Suman *et al.* (2004) probaron diversos esquemas de fertilización mineral y biológica en plantas de clavel, los efectos de la fertilización con composta y ácidos húmicos superaron a los inducidos por la inoculación con hongos arbusculares o por la fertilización mineral.

La inoculación no tuvo efecto en el contenido de clorofila a, carotenoides y relación clorofila a/b en plantas de *A. ficoidea*, pero la cantidad de clorofila b en plantas inoculadas fue significativamente menor. La inoculación no indujo efectos en la cantidad de clorofila a, clorofila b y carotenoides en plantas de *S. moranense* y *L. nummularia*. Pero en plantas inoculadas de ambas especies, hubo una tendencia a disminuir clorofila b y aumentar el contenido de clorofila a y carotenoides. De igual forma Charest (1997) encontró que la inoculación de microorganismos en pastos no tuvo efecto significativo en el contenido de clorofila. Por otro lado, otros trabajos reportan que el contenido de clorofila es afectado por la colonización de hongos arbusculares, aumentando el contenido de la misma (Zuccarini, 2007; Gemma *et al.*, 1997).

En condiciones naturales la proporción de clorofila a es mayor que la clorofila b, debido a que ésta última es un pigmento complementario que incrementa el espectro de absorción y depende del comportamiento de la clorofila a (Dere *et al.*, 1998; Foyer, 1987). Los resultados obtenidos muestran la misma tendencia, ya que la cantidad de clorofila a fue mayor a la de clorofila b en las tres especies ornamentales. El aumento en el contenido de clorofila puede repercutir en mayor actividad fotosintética de la planta (Reyes-SantaMarina *et al.*, 2000). El aumento en el contenido de carotenoides en plantas de *A. ficoidea*, *S. moranense* y *L. nummularia*, puede ser benéfico debido a que dichos pigmentos además de ser colectores de luz, tienen la función de proteger a las clorofilas contra la oxidación (Salisbury y Ross, 1994).

Es de notar que los dos experimentos del capítulo 1 tuvieron resultados similares entre ellos pero distintos a los obtenidos en el capítulo 2. En los dos primeros experimentos prácticamente no hubo diferencias significativas en los efectos provocados por la inoculación microbiana, caso contrario a lo observado en el capítulo 2. En éste último la inoculación promovió mejor desarrollo de dos especies en los paneles. Probablemente el establecimiento de plantas en una vertical genere condiciones que estimulen la asociación con microorganismos presentes en el suelo.

A pesar de lo anterior, las plantas de *S. moranense* no mostraron colonización microbiana en ninguno de los casos.

2.7 CONCLUSIONES

Plantas de *A. ficoidea*, *S. moranense* y *L. nummularia* tuvieron la capacidad de establecerse y lograr su desarrollo en paneles con disposición vertical.

La inoculación benefició la acumulación de biomasa aérea y el porcentaje de cobertura sobre el panel de plantas de *A. ficoidea* y *L. nummularia*.

ANEXOS

Anexo A1. Listado de plantas disponibles en mercados de flores del Valle de México con características deseables para establecimiento en paredes vivas o de biofiltración.

Helechos (<i>Nephrolepis</i> spp.)	Aristolochia
<i>Cineraria</i> sp.	Espárrago (<i>Asparagus</i> spp.)
Begonia (<i>Begonia</i> spp.)	Pasto coreano
Helecho pata de conejo	Rosario (<i>Senecio</i> sp.)
Coleos (<i>Coleus</i>)	Cilantrillo (<i>Adiantum</i> sp.)
<i>Rhipsalis</i> sp.	Belén (<i>Impatiens walleriana</i>)
Chisme (<i>Sedum</i>)	Sombrecito (<i>Lysimachia nummularia</i>)
Copa de oro (<i>Allamanda cathartica</i>)	Geranio colgante
*Listón	*Chaquira
*Corisandra	*Ojo de canario o venado
*Dos corazones en un hilo	Mosaico (<i>Alternanthera ficoidea</i>)
*Lagrima de niño	*Trueno de Venus
*Musgo	*Peperomia
*Esponja	*Cortina
<i>Echeveria</i> sp.	Hiedra (<i>Hedera helix</i>)
Romero (<i>Rosmarinus officinalis</i>)	Jazmín (<i>Jasminum</i> sp.)
Lavanda (<i>Lavandula angustifolia</i>)	Lovelía (<i>Lobelia inflata</i>)
Madre Selva (<i>Lonicera</i> spp.)	Escaevola (<i>Scaevola humilis</i>)
Salvia (<i>Salvia officinalis</i>)	Tanacetum (<i>Oscularia deltoidea</i>)
Salvia (<i>Salvia spuria</i>)	Mejorana (<i>Origanum majorana</i>)
*Rocío	*Dedo de niño

*solo se indica el nombre común.

Anexo A2. Descripción y requerimientos de *Alternanthera ficoidea*.

La descripción, familia y nombres comunes se tomaron de Missouri Botanical Garden (<http://www.mobot.org>, 2007) y Garden Guides (<http://www.gardenguides.com>, 2000).

Familia: Amaranthaceae

Nombres comunes: Mosaico, periquito, Joseph's coat, calico, copperleaf.

Tipo de planta: Herbácea perenne.

Características: Son plantas de porte bajo con tallos erectos o procumbentes de 15 a 40 cm de alto, de crecimiento compacto, muy ramificada, follaje denso. Las hojas son elípticas a ovaladas puntiagudas, de color verde con manchas rojas, amarillas, naranjas, cafés, púrpuras o cobrizas. Tiene flores blancas, pequeñas.

Usos: Es usada como planta de jardín o para macetas. Su follaje es atractivo cuando las plantas se encuentran en grupo, se usan en paisajismo como macizos o en bordos.

Cultivo: Es una planta que se puede cultivar a pleno sol o en sombra ligera, prefiere temperaturas cálidas. Requiere suelos ricos en materia orgánica, con buen drenaje y riegos frecuentes.

Se puede propagar por semillas o propagación vegetativa por esquejes de brotes jóvenes.

Anexo A3. Descripción y requerimientos de *Sedum moranense*.

La familia, nombres comunes, tipo de planta y características se tomaron de Hanan y Mondragón (2007; <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico>):

Familia: Crassulaceae

Nombre común: Cardoncillo, chismes, jaspalache, xalache, red stonecrop.

Tipo de planta: Herbácea perenne.

Características: Tallo muy ramificado, color café o gris rojizo, la planta se extiende sobre el suelo o es colgante. Hojas muy abundantes, muy gruesas, carnosas, ovadas, de hasta 3mm. Las inflorescencias son pequeños grupos de flores sésiles o cortamente pediceladas. Las flores son blancas y a veces teñidas de rojo hacia el ápice de los pétalos y en la cara posterior sobre la línea media.

Usos: Se cultiva como ornamental en jardines familiares y de manera comercial (Stephenson, 1994). Además es una planta útil para la naturación de azoteas (PRONATUR, 2007 <http://www.pronatur.es/Pro/Plantas/plantas.htm>) en los valles altos, ya que resiste la sequía y el frío (Hanan y Mondragón, 2007, <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/crassulaceae/sedum-moranense/fichas.htm>).

Cultivo: Son plantas fáciles de cultivar y requieren mantenimiento mínimo, si se encuentran en contenedores pueden dejar de ser atendidos, incluso por años, sin que se presenten daños. Puede desarrollarse sobre rocas, peñas, taludes de carreteras, bardas rústicas y de mampostería (Stephenson, 1994)

Para su cultivo, preferentemente, se usan suelos con buen drenaje, aunque pueden sobrevivir sin riegos por un mes, pero esto favorece la formación de raíces en los tallos. En general, es más probable que las plantas sufran daños por exceso de humedad que por sequía, se recomienda un riego a la semana. Pueden crecer en casi cualquier medio y en ocasiones sin suelo. Para las plantas en contenedor crezcan se recomienda la aplicación de fertilizante bajo en nitrógeno de lenta liberación (Stephenson, 1994).

Son plantas fáciles de propagar, en ocasiones basta con que alguna rama toque el sustrato para formar raíces y tener una planta nueva. Debido a que la propagación vegetativa por esquejes es sencilla, pocas veces se emplea la propagación por semillas (Stephenson, 1994).

Anexo A4. Descripción y requerimientos de *Lysimachia nummularia*.

La descripción, familia y nombre común se tomaron de USDA Plants database (<http://plants.usda.gov>, 2007), Morales (<http://www.infojardin.com>, 2007), Stack (<http://www.urbanext.uiuc.edu>, 2005) y Richardson (1991).

Familia: Primulaceae.

Nombre común: Hierba de la moneda, Monetaria, creeping Jenny.

Tipo de planta: Perenne, rastrera.

Características: Tallos postrados, hojas opuestas, enteras, glabras, ovales y ligeramente pecioladas; flores de 1 cm de diámetro color amarillo, aparecen solitarias o por pares en las axilas foliares.

Usos: Para cubrir taludes y laderas, adornar muros y se pueden sembrar en jardines rocosos y en orillas de cuerpos de agua.

Cultivo: Puede crecer en condiciones de media sombra a sombra completa. Requiere riego frecuente y abundante. Se propaga por semillas, esquejes y división de planta. Estas plantas manifiestan un período de reposo vegetativo, durante el cual no es necesario regarlas. Es recomendable establecerlas en suelos ricos en materia orgánica, muy húmedos, incluso anegados.

Anexo A5. Análisis de agua usada para el riego de las plantas

pH	CE	CO ₃	HCO ₃	Cl ⁻	NO ₃	SO ₄	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	RAS	PSI	Clasificación
	(dS·m ⁻¹)					meq/L(cmoles·L ⁻¹)							
7.7	0.39	0.97	1.7	0.35	0.13	t	0.09	0.96	0.11	0.85	1.16	0.45	C2-S1

t= trazas

C2-S1 = agua de salinidad media: se recomienda usar en suelos siempre y cuando se procuren lavados. Se pueden producir plantas moderadamente tolerantes a las sales y tiene poca probabilidad de alcanzar niveles peligrosos de sodio.

Anexo A6. Análisis de varianza para volumen radical de plantas de *Alternanthera ficoidea* (Capítulo 1 fase 1)

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	23.333	2.593	4.18	0.0005**
Error	50	31.000	0.620		
Total	59	54.333			
Coeficiente de variación		27.790			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A7. Análisis de varianza para volumen de parte aérea de plantas de *A. ficoidea* (capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	20.267	2.252	6.76	<0.0001**
Error	50	16.667	0.333		
Total	59	36.934			
Coeficiente de variación		18.426			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A8. Análisis de varianza para peso seco radical de plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 1)

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	0.500	0.055	7.85	<0.0001**
Error	50	0.354	0.007		
Total	59	0.854			
Coeficiente de variación		30.019			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A9. Análisis de varianza para peso seco de parte aérea de plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	0.532	0.059	7.47	<0.0001**
Error	50	0.396	0.007		
Total	59	0.928			
Coeficiente de variación		24.103			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A10. Análisis de varianza para relación parte aérea/radical de plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 1)

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	6.517	0.724	1.78	0.0958 ^{ns}
Error	50	20.346	0.406		
Total	59	26.863			
Coeficiente de variación		42.927			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A11. Análisis de varianza para volumen radical de plantas de *Sedum moranense* (Capítulo 1 fase1)

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	47.483	5.275	0.70	0.7068 ^{ns}
Error	50	377.500	7.550		
Total	59	424.983			
Coeficiente de variación		54.771			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A12. Análisis de varianza para volumen de parte aérea de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	85.000	9.444	2.21	0.0365 ^{ns}
Error	50	213.333	4.267		
Total	59	298.333			
Coeficiente de variación		33.496			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A13. Análisis de varianza para peso seco radical de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	0.963	0.107	0.96	0.4801 ^{ns}
Error	50	5.549	0.110		
Total	59	6.512			
Coeficiente de variación		65.787			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A14. Análisis de varianza para peso seco de parte aérea de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	0.253	0.028	2.04	0.0538 ^{ns}
Error	50	0.689	0.013		
Total	59	0.942			
Coeficiente de variación		37.968			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A15. Análisis de varianza para relación parte aérea/radical de plantas de *S. moranense* (capítulo 1 fase1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	203.037	22.559	1.33	0.2447 ^{ns}
Error	50	846.800	16.935		
Total	59	1049.837			
Coeficiente de variación		255.855			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A16. Análisis de varianza para volumen radical de plantas de *Lysimachia nummularia* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	61.969	6.885	3.50	0.0026**
Error	42	82.550	1.965		
Total	51	144.519			
Coeficiente de variación		45.280			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A17. Análisis de varianza para volumen de parte aérea en plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	15.769	1.752	4.91	0.0002**
Error	42	15.000	0.357		
Total	51	30.769			
Coeficiente de variación		32.370			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A18. Análisis de varianza para peso seco radical de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	0.671	0.074	4.53	0.0003**
Error	42	0.690	0.016		
Total	51	1.361			
Coeficiente de variación		49.389			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A19. Análisis de varianza para peso seco de parte aérea de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	0.204	0.022	4.52	0.0003**
Error	42	0.211	0.005		
Total	51	0.415			
Coeficiente de variación		35.911			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A20. Análisis de varianza para la relación parte aérea/radical de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	2.482	0.275	1.98	0.0662 ^{ns}
Error	42	5.850	0.139		
Total	51	8.332			
Coeficiente de variación		42.916			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A21. Análisis de varianza para porcentaje de colonización micorrízica en plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 1).

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Pr>F
Tratamiento	9	5182.551	575.839	12.60	<0.0001 ^{ns}
Error	20	913.950	45.698		
Total	29	6096.501			
Coeficiente de variación		49.018			

Significancia de 0.01; ns: no significativo; **: diferencia significativa.

Anexo A22. Análisis de varianza para volumen radical en plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	18.550	6.183	1.83	0.1820 ^{ns}
Error	16	54.000	3.375		
Total	19	72.550			
Coeficiente de variación		29.872			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A23. Análisis de varianza para volumen de parte aérea en plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	2.200	0.733	0.17	0.9127 ^{ns}
Error	16	67.600	4.225		
Total	19	69.800			
Coeficiente de variación		33.696			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A24. Análisis de varianza para peso seco radical en plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	0.103	0.034	0.40	0.7529 ^{ns}
Error	16	1.362	0.085		
Total	19	1.465			
Coeficiente de variación		34.069			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A25. Análisis de varianza para peso seco de parte aérea en plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	0.126	0.042	2.11	0.1396 ^{ns}
Error	16	0.318	0.199		
Total	19	0.443			
Coeficiente de variación		12.371			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A26. Análisis de varianza para relación parte aérea/radical de plantas de *A. ficoidea* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	0.611	0.204	0.96	0.4349 ^{ns}
Error	16	3.387	0.212		
Total	19	3.998			
Coeficiente de variación		31.676			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A27. Análisis de varianza para volumen radical de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	385.000	128.333	15.5	0.0007*
Error	16	210.000	13.125		
Total	19	595.000			
Coeficiente de variación		23.373			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A28. Análisis de varianza para volumen de parte aérea de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	505.000	168.333	3.59	0.0371*
Error	16	750.000	46.875		
Total	19	1255.000			
Coeficiente de variación		18.758			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A29. Análisis de varianza para peso seco radical de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	4.632	1.544	5.49	0.0087*
Error	16	4.502	0.281		
Total	19	9.134			
Coeficiente de variación		32.425			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A30. Análisis de varianza para peso seco de parte aérea de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	1.622	0.541	1.29	0.3115 ^{ns}
Error	16	6.700	0.419		
Total	19	8.322			
Coeficiente de variación		19.340			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A31. Análisis de varianza para relación parte aérea/radical de plantas de *S. moranense* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	7.982	2.661	3.26	0.0491*
Error	16	13.064	0.816		
Total	19	21.046			
Coeficiente de variación		37.315			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A32. Análisis de varianza para volumen radical de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	341.400	113.800	2.15	0.1339 ^{ns}
Error	16	846.800	52.925		
Total	19	1188.200			
Coeficiente de variación		31.223			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A33. Análisis de varianza para volumen de parte aérea de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	26.950	8.983	2.01	0.1535 ^{ns}
Error	16	71.600	4.475		
Total	19	98.550			
Coeficiente de variación		16.723			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A34. Análisis de varianza para peso seco radical de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	21.620	7.207	4.84	0.0139*
Error	16	23.830	1.489		
Total	19	45.450			
Coeficiente de variación		40.687			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A35. Análisis de varianza para peso seco de parte aérea de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	0.648	0.216	4.98	0.0126*
Error	16	0.694	0.043		
Total	19	1.342			
Coeficiente de variación		8.215			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A36. Análisis de varianza para relación parte aérea/radical de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	2.113	0.704	5.26	0.0102*
Error	16	2.143	0.134		
Total	19	4.255			
Coeficiente de variación		34.834			

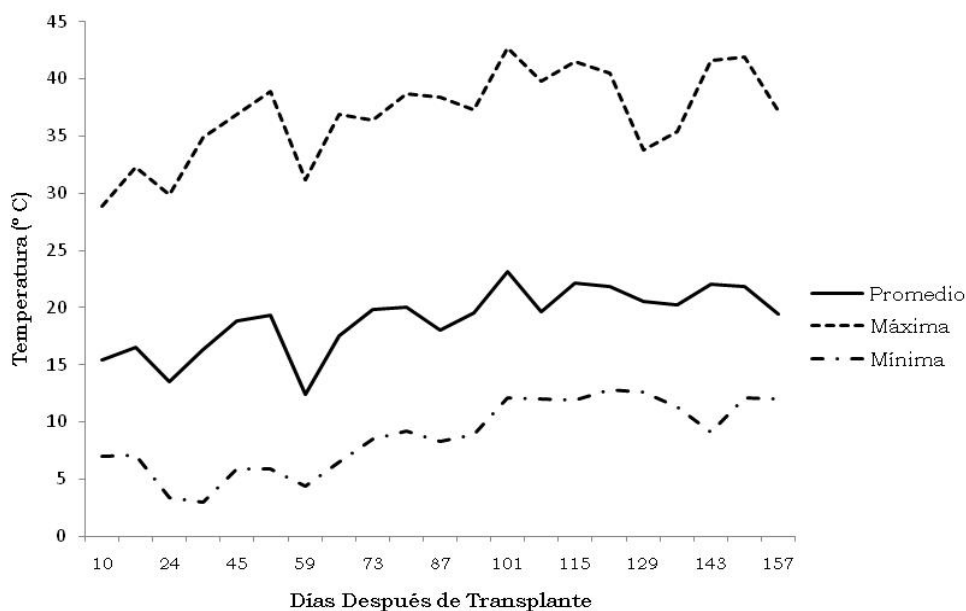
Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A37. Análisis de varianza para porcentaje de colonización micorrízica de plantas de *L. nummularia* (Capítulo 1 fase 2).

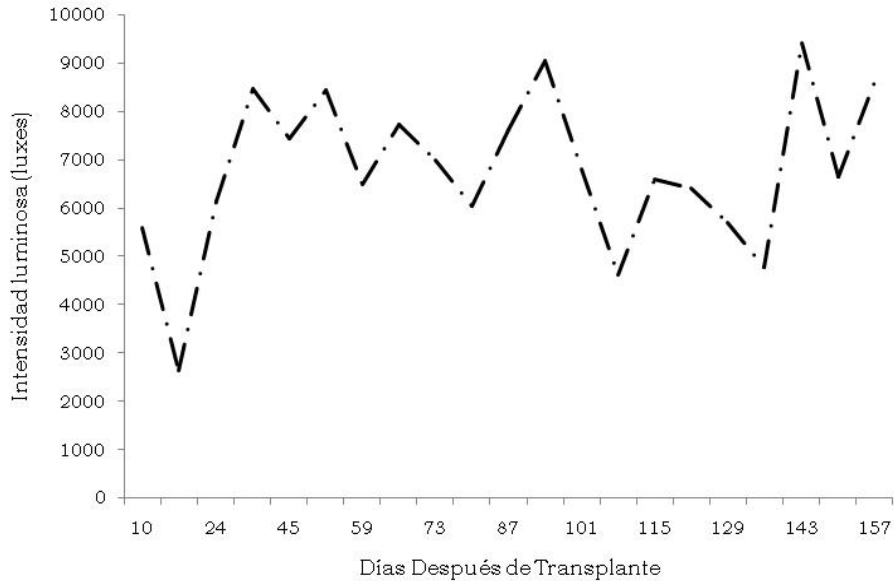
Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Tratamiento	3	1206.207	402.069	14.05	0.0015
Error	8	228.937	28.617		
Total	11	1435.144			
Coeficiente de variación		54.829			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A38. Temperatura promedio, máxima y mínima presentes durante el desarrollo de tres especies ornamentales en paredes vivas en condiciones de invernadero.



Anexo A39. Luminosidad promedio durante el desarrollo de tres especies ornamentales en paredes vivas en condiciones de invernadero.



Anexo A40. Análisis de varianza para porcentaje de cobertura de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas a los 171 días después de transplante (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	3608.599	721.720	3.78	0.0854 ^{ns}
Microorganismos	1	2812.711	2812.711	14.73	0.0121*
Bloque-Moo	5	954.700	190.940	2.32	0.0812 ^{ns}
Especie vegetal	2	938.510	469.255	5.71	0.0109*
Moo-Especie	2	2000.134	1000.067	12.16	0.0004*
Error	20	1644.708	82.235		
Total	35	11959.362			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A41. Análisis de varianza para sobrevivencia de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	180.556	36.111	0.50	0.7650 ^{ns}
Microorganismos	1	25.000	25.000	0.35	0.5805 ^{ns}
Bloque-Moo	5	358.333	71.667	1.09	0.3946 ^{ns}
Especie vegetal	2	272.222	136.111	2.08	0.1516 ^{ns}
Moo-Especie	2	16.667	8.333	0.13	0.8813 ^{ns}
Error	20	1311.111	65.556		
Total	35	2163.889			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A42. Análisis de varianza para volumen radical de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	5271.472	1054.294	0.76	0.6152 ^{ns}
Microorganismos	1	4466.694	4466.694	3.22	0.1329 ^{ns}
Bloque-Moo	5	6944.805	1388.961	1.18	0.3555 ^{ns}
Especie vegetal	2	17453.722	8726.861	7.39	0.0040*
Moo-Especie	2	3560.389	1780.194	1.51	0.2456 ^{ns}
Error	20	23622.556	1181.128		
Total	35	61319.639			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A43. Análisis de varianza para volumen de parte aérea de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	18064.472	3612.894	15.56	0.0046*
Microorganismos	1	6916.694	6916.694	29.78	0.0028*
Error a	5	1161.139	232.228	0.37	0.8662 ^{ns}
Especie vegetal	2	81616.722	40808.361	64.20	<0.0001*
Moo*Especie	2	3690.056	1845.028	2.90	0.0782 ^{ns}
Error	20	12712.556	635.628		
Total	35	124161.639			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A44. Análisis de varianza para peso fresco radical de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	2790.096	558.019	0.44	0.8045 ^{ns}
Microorganismos	1	2083.523	2083.523	1.61	0.2598 ^{ns}
Bloque-Moo	5	6314.816	1262.963	1.52	0.2292 ^{ns}
Especie vegetal	2	12503.422	6251.711	7.51	0.0037*
Moo-Especie	2	1783.682	891.841	1.07	0.3614 ^{ns}
Error	20	16650.950	832.546		
Total	35	42081.488			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A45. Análisis de varianza para peso fresco de parte aérea de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	10661.408	2132.282	6.68	0.0287*
Microorganismos	1	7554.507	7554.507	23.68	0.0046*
Bloque-Moo	5	1595.035	319.007	0.66	0.6546 ^{ns}
Especie vegetal	2	59782.436	29891.218	62.27	<0.0001*
Moo-Especie	2	2822.549	1411.274	2.94	0.0760 ^{ns}
Error	20	9600.736	480.037		
Total	35	92016.670			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A46. Análisis de varianza para peso fresco de planta de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	17296.002	3459.200	1.44	0.0906 ^{ns}
Microorganismos	1	17441.604	17441.604	7.26	0.0031*
Bloque-Moo	5	12006.652	2401.330	1.55	0.2190 ^{ns}
Especie vegetal	2	54317.844	27158.922	17.55	<0.0001*
Moo-Especie	2	7967.794	3983.896	2.57	0.1011 ^{ns}
Error	20	30943.596	1547.180		
Total	35	139973.492			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A47. Análisis de varianza para peso seco radical de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	161.96	32.391	0.96	0.5187 ^{ns}
Microorganismos	1	41.366	41.366	1.22	0.3193 ^{ns}
Bloque-Moo	5	169.273	33.855	1.14	0.3718 ^{ns}
Especie vegetal	2	100.422	50.211	1.69	0.2095*
Moo-Especie	2	64.420	32.210	1.09	0.3569 ^{ns}
Error	20	593.631	29.681		
Total	35	1131.069			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A47. Análisis de varianza para peso seco de parte aérea de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	137.106	27.421	3.68	0.0897 ^{ns}
Microorganismos	1	162.945	162.945	21.84	0.0055*
Bloque-Moo	5	37.308	7.462	0.80	0.5643 ^{ns}
Especie vegetal	2	96.700	48.350	5.17	0.0155*
Moo-Especie	2	199.083	99.542	10.64	0.0001*
Error	20	187.130	9.357		
Total	35	820.272			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A48. Análisis de varianza para peso seco de planta de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	449.826	89.965	1.80	0.2682 ^{ns}
Microorganismos	1	368.512	368.512	7.35	0.0422*
Bloque-Moo	5	250.556	50.111	1.15	0.3680 ^{ns}
Especie vegetal	2	110.506	55.253	1.27	0.3034 ^{ns}
Moo-Especie	2	483.963	241.981	5.55	0.0121*
Error	20	872.454	43.623		
Total	35	2535.818			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A49. Análisis de varianza para relación parte aérea/radical de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	1.231	0.246	1.00	0.5012 ^{ns}
Microorganismos	1	0.763	0.762	3.09	0.1392 ^{ns}
Bloque-Moo	5	1.235	0.247	1.12	0.3814 ^{ns}
Especie vegetal	2	2.767	1.383	6.27	0.0077*
Moo-Especie	2	0.508	0.254	1.15	0.3362 ^{ns}
Error	20	4.409	0.220		
Total	35	10.912			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A50. Análisis de varianza para porcentaje de colonización micorrizica en tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	6.599	1.320	1.00	0.5000 ^{ns}
Microorganismos	1	12.769	12.769	9.68	0.0265*
Bloque-Moo	5	6.599	1.320	1.01	0.4360 ^{ns}
Especie vegetal	2	24.794	12.397	9.51	0.0012*
Moo-Especie	2	24.794	12.397	9.51	0.0012*
Error	20	26.058	1.303		
Total	35	101.613			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A51. Análisis de varianza para porcentaje de colonización bacteriana en tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	145.641	29.128	0.61	0.7013 ^{ns}
Microorganismos	1	356.769	356.769	7.44	0.0414*
Bloque-Moo	5	239.836	47.967	3.76	0.0146*
Especie vegetal	2	151.522	75.761	5.94	0.0094*
Moo-Especie	2	87.961	43.981	3.45	0.0517 ^{ns}
Error	20	255.050	12.753		
Total	35	1236.781			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A52. Análisis de varianza para contenido de clorofila a de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	0.071	0.014	14.860	0.0051*
Microorganismos	1	0.008	0.008	7.900	0.0375*
Bloque-Moo	5	0.005	0.001	0.380	0.8546 ^{ns}
Especie vegetal	2	0.203	0.102	40.870	<0.0001*
Moo-Especie	2	0.001	0.0003	0.130	0.8830 ^{ns}
Error	20	0.050	0.002		
Total	35	0.336			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A53. Análisis de varianza para contenido de clorofila b de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	0.023	0.005	29.44	0.0010*
Microorganismos	1	0.0003	0.0003	2.15	0.2022 ^{ns}
Bloque-Moo	5	0.0007	0.0002	0.16	0.9729 ^{ns}
Especie vegetal	2	0.002	0.0008	0.81	0.4594 ^{ns}
Moo-Especie	2	0.004	0.002	2.16	0.1417 ^{ns}
Error	20	0.019	0.001		
Total	35	0.049			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A54. Análisis de varianza para contenido de carotenoides de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	137.584	27.517	9.46	0.0138*
Microorganismos	1	15.301	15.301	5.26	0.0703 ^{ns}
Bloque-Moo	5	14.544	2.909	0.42	0.8298 ^{ns}
Especie vegetal	2	6.913	3.456	0.50	0.6150 ^{ns}
Moo-Especie	2	4.525	2.263	0.33	0.7255 ^{ns}
Error	20	138.751	6.934		
Total	35	317.618			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

Anexo A55. Análisis de varianza para relación clorofila a/b de tres especies ornamentales desarrolladas en paredes vivas (Capítulo 2).

Fuentes de Variación	Grados de libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr>F
Bloque	5	3.889	0.778	3.75	0.0867 ^{ns}
Microorganismos	1	0.017	0.017	0.08	0.7868 ^{ns}
Bloque-Moo	5	1.037	0.207	0.36	0.8694 ^{ns}
Especie vegetal	2	26.357	13.179	22.89	<0.0001*
Moo-Especie	2	2.463	1.232	2.14	0.1439 ^{ns}
Error	20	11.513	0.576		
Total	35	45.277			

Significancia de 0.05; ns: no significativo; *: diferencia significativa.

BIBLIOGRAFÍA

- Abbey, T., and T. Rathier. 2005. Effects of mycorrhizal fungi, biostimulants and water absorbing polymers on the growth and survival of four landscape plant species. *Journal of Environmental Horticulture* 23: 108-111.
- Abbot, A.J., and R.K. Atkin. 1987. Improving vegetatively propagated plants. Academic Press. Suffolk, Great Britain. 416 p.
- Al-Hussein, Z., and H.H. Jesh. 1997. Substitution of auxins with *Bacillus subtilis* in woody plant propagation. *TASPO-Gartenbaumagazin* 6: 54.
- Al-Karaki, G., B. McMichael, and J. Zak. 2004. Field response of wheat to arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress. *Mycorrhiza* 14 (4): 263-269.
- Alten von, H., A. Lindermann, and F. Schonbeck, F. 1993. Stimulation of vesicular-arbuscular mycorrhiza by fungicides or rizosphere bacteria. *Mycorrhiza* 2: 167-173.
- Álvarez-Solís, J. D., Y. C. Pérez-Luna, J. C. Vera-Urbina, y R. Ferrera-Cerrato. 2000. Respuestas del maíz, botil, ibes y chilacayote a la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares bajo condiciones de invernadero. *In: Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular*. Alarcón A. y R. Ferrera-Cerrato (eds) IRENAT-Colegio de Postgraduados, MundiPrensa. Montecillo, México. pp: 228-238.
- Argumedo D., R. 2006. Caracterización de rizobacterias aisladas de suelos contaminados con metales pesados. Tesis Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco. 109 p.
- Artursson, V., R.D. Finlay, and J.K. Jansson. 2006. Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and bacteria and their potential for stimulating plant growth. *Environmental Microbiology* 26: 1-10.
- Asaumi, H., H. Nishina, and Y. Hashimoto. 1995. Studies on amenity of indoor plants. *Acta Horticulturae* 391: 111-118.
- Azcón, R. 2000. Papel de la simbiosis micorrízica y su interacción con otros microorganismos rizosféricos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola. *In: Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular*. A. Alarcón y R. Ferrera-Cerrato (eds.). Colegio de Postgraduados-MundiPrensa. Montecillo, México. p:1-15. P total:251.
- Backman, J. 1988. Research PGPR. College of Agriculture. University Auburn, Alabama. U.S.A. 4 p.

- Bago, B., C. Azcón-Aguilar, Y. Schachar-Hill, y P.E. Pfeffer. 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. *In: Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular*. A. Alarcón y R. Ferrera-Cerrato (eds.). Colegio de Postgraduados-MundiPrensa. Montecillo, México. p: 78-92. P total:251.
- Baird, V. 1999. GreenCities. *New Internationalist* 313:7-10.
- Bauer, L.I. y S.V. Krupa. 1990. The Valley of México: a summary of observational studies on its air quality and effects on vegetation. *Environmental Pollution* 65: 109-118.
- Bever, J.M., A. Pringle, and P.A. Schultz. 2002. Dynamics within the plant-arbuscular mycorrhizal fungal mutualism: testing the nature of community feedback. *In: M.G.A. van der Heijden and I.R. Sanders. Mycorrhizal ecology*. Springer. Berlín, Germany. pp: 268-292.
- Bianciotto, V., D. Minerdi, S. Perotto, and P. Bonfante. 1996. Cellular interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and rhizosphere bacteria. *Protoplasma* 193: 123-131.
- Bravo A., H. 1987. La contaminación del aire en México. Fundación Universo Veintiuno. D.F., México. 296 p.
- Briz E., J. 2004. Naturación urbana: Cubiertas ecológicas y mejora medioambiental. Mundi-Prensa. Madrid, España. 396 pp.
- Briz E., J. 2004. Evaluación del bienestar y naturación urbanas. *In: Briz J. Naturación urbana: cubiertas ecológicas y mejora medioambiental*. Mundi-Prensa. Madrid, España. p: 63-80.
- Burr, T.J., and A. Caesar. 1984. Beneficial plant bacteria. *CRC Critical Reviews in Plant Sciences* 2: 1-20.
- Busch, E., and J.I. Lelley. 1997. Use of endomycorrhizal fungi for plant cultivation on buildings. *Angewandte Botanik* 71: 50-53.
- Cabrera, R.I. 1995. Manejo de viveros ornamentales en USA. *Revista Chapingo. Serie Horticultura* 3: 9-14.
- Carmona C., E. 2001. Selección de especies utilizables en la naturación extensiva de azoteas en el Valle de México. Tesis Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados Montecillo, México. 122 pp.
- Carrillo, C.G., and V.J. Peralta. 1988. Siderophore-like activities in *Rhizobium phaseoli*. *Journal of Plant Nutrition* 11: 935-944.

- Chamizo C., A. 2005. Inoculación de alfalfa con hongos arbusculares y rizobacterias en dos clases de tierra. Tesis Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco. 115 p.
- Charest, C., G. Clark, and Y. Dalpé. 1997. The impact of arbuscular mycorrhizae and phosphorus status on growth of two turfgrass species. *Journal of Turfgrass Management* 2: 1-14.
- Cornejo J.J., F.G. Muñoz, C.Y. Ma, and A.J. Stewart. 1999. Studies on the decontamination of air by plants. *Ecotoxicology* 8: 311-320.
- Cripps, C.L., and L.H. Eddington. 2005. Distribution of mycorrhizal types among alpine vascular plant families on the Beartooth Plateau, Rocky Mountains, U.S.A., in reference to large-scale patterns in arctic-alpine habitats. *Arctic, Antarctic, and Alpine Research* 37: 177-188.
- Cruz G., E.J. 2006. Relación simbiótica entre limón mexicano (*Citrus aurantifolia*) transgénico y hongos micorrízicos arbusculares. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 57 p.
- Cuisance, P. 1988. La multiplicación de las plantas y el vivero. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 165 p.
- Dandurand, L.M., and G.R. Knudsen. 1993. Influence of *Pseudomonas fluorescens* on hyphal growth and biocontrol activity of *Trichoderma harzianum* in the spermosphere and rhizosphere of pea. *Phytopathology* 83: 265-270.
- Daniels, B.A. 1984. Ecology of VA mycorrhizal fungi. In: C.L. Powell and J. Bagyaraj. VA Mycorrhiza. CRC Press. Boca Ratón, Florida. pp: 33-55.
- Darlington A., M. Chan, D. Malloch, C. Pilger, and A. Dixon. 2000. The biofiltration of indoor air: implications for air quality. *Indoor Air* 10: 39-46.
- Darlington A., J.F. Dat, and A. Dixon. 2001. The biofiltration of indoor air: air flux and temperature influences the removal of toluene, ethylbenzene and xylene. *Environmental Science and Technology* 35: 240-246.
- Dashti, N., F. Zhang, R. Hynes, and D.L. Smith. 1997. Application of plant growth-promoting rhizobacteria to soybean (*Glycine max* [L.] Merr.) increases protein and dry matter yield under short season conditions. *Plant and Soil* 188: 33-41.
- Davis, F. T., A. Estrada-Luna, T. L. Finnerty, J. N. Egilia, and V. Olalde-Portugal. 2000. Applications of mycorrhizal fungi in plant propagations systems. In: Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. Alarcón A. y R. Ferrera-Cerrato (eds) IRENAT-Colegio de Postgraduados, Montecillos. Mundi-Prensa. México. Pp: 123-140.

- de Felipe, J. 2004. Evaluación del bienestar humano mediante la naturación. *In: Naturación urbana: cubiertas ecológicas y mejora medioambiental*. Briz, J. E. (ed). Mundi-Prensa. Madrid, España. pp 95-114.
- Dere, S., T Günes and R. Sivaci. 1998. Spectrophotometric determination of chlorophyll – A B and total carotenoid contents of some algae species using different solvents. *Trend Journal of Botany* 22: 13-17.
- Díaz V., P., R. Ferrera-Cerrato, J.J. Almaraz-Suárez, y G. Alcantar G. 2001. Inoculación de bacterias promotoras de crecimiento en lechuga. *Terra* 19: 327-335.
- Dileep, K.B., and H.C. Dubet. 1992. Seed bacterization with fluorescent *Pseudomonas* for enhanced plant growth yield and disease control. *Soil Biology and Biochemistry* 24: 539-542.
- Dunnett, N., and N. Kingsbury. 2004. Planning green roofs and living walls. Timber Press. Portland, USA. 254 pp.
- Dunnett, N., and A. Nolan. 2004. The effect of substrate depth and supplementary watering on the growth of nine herbaceous perennials in a semi-extensive green roof. *Acta Horticulturae* 643: 305-309.
- Duong, T.N., D. Nguyen, N.H. Nguyen, D.K. Chau, V.K. Dinh, and N.V. Do. 2007. Impact of *Anthurium* spp. genotype on callus induction derived from leaf explants, and shoot and root regeneration capacity from callus. *Journal of Applied Horticulture (Lucknow)* 9: 135-137.
- Dunya, S., T. Kistner, H. Grüneberg, C. Oschmann, and C. Ulrichs. 2005. Use of *Bacillus subtilis* and *Lactobacillus* strain in the remediation of rail tracks. *Gesunde Pflanzen* 57: 193-198.
- El-Houhgeri, M., and M. El-Fadel. 2004. Correlation of indoor-outdoor air quality in urban areas. *Indoor and Built Environment* 13: 421-431.
- EPA (United States Environmental Protection Agency). 1995. The inside story: a guide to indoor air quality. EPA document number 402-K-93-007.
- Eppel-Hotz, A. 2004. Low maintenance planting of steep noise barrier wall systems. *Acta Horticulturae* 643: 281-287.
- Fallik, E., and Y. Okon. 1988. Growth response of maize roots to *Azospirillum* inoculation: effect of soil organic matter content, number of rhizosphere bacteria and timing inoculation. *Soil Biology and Biochemistry* 20: 45-49.
- Fett, W.F. 2006. Inhibition of *Salmonella enterica* by plant-associated pseudomonads in vitro and on sprouting alfalfa seed. *Journal of Food Protection* 69: 719-728.

- Foyer, C.H. 1987. Fotosíntesis. Editorial CECSA. D.F., México. 212 p.
- Fulchieri, J.A., and B.M. Frioni. 1994. Effect of *Serratia* spp. on increased growth of seedlings in steamed and in nontreated soil. *Phytopathology* 67: 1027 – 1034.
- Garbaye, J. 1994. Helper bacteria: a new dimension to the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist* 128: 197-210.
- Garden Guides. 2000. (Sitio de internet) <http://www.gardenguides.com/plants/info/flowers/annuals/alternanthera.asp>. 19 de octubre de 2007
- GDF. Gobierno del Distrito Federal. 2002. Inventario de emisiones de la Zona Metropolitana del Valle de México. Gobierno del Distrito Federal.
- Gemma, J.N., R.E. Koske, E.M. Roberts, N. Jackson, and K.M. de Antonis. 1997. Mycorrhizal fungi improve drought resistance in creeping bentgrass. *Turfgrass Science* 73: 15-29.
- Gerdemann, J.W., and T.H. Nicolson. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving. *Transactions of the British Mycological Society* 46: 342-349.
- Geydan T.D., y L.M. Melgarejo. 2005. Metabolismo ácido de las crasuláceas. *Acta Biológica Colombiana* 10: 3-16.
- Ghosh S.K., T.S. Patel, P.B. Doctor, P.K. Kulkarni, S.H. Shah, N.M. Desai, and A. Derasari. 2001. Study on indoor air pollutants: toxicity screening of suspended particulate matter. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 67: 149-154.
- Giese M., U. Bauer-Doranth, C. Langebartels, and H. Sanderman. 1994. Detoxification of formaldehyde by the spider plant (*Chlorophytum comosum* L.) and by soybean (*Glycine max* L.) cell-suspension cultures. *Plant Physiology* 104: 1301-1309.
- Glick, B.R. 2003. Phytoremediation: synergistic use of plants and bacteria to clean up the environment. *Biotechnology Advances* 21: 383-393.
- Gómez-Campo, C. 2004. El componente vegetal en la naturación. In: Naturación urbana: cubiertas ecológicas y mejora medioambiental. Briz, J. E. (ed). Mundi-Prensa. Madrid, España. pp 197-212.
- González-Chávez, C., R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez-Moreno. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. Colegio de Postgraduados-Universidad Autónoma de Tlaxcala. México. 131 p.

- González-Chávez, C. 2000. Biorremediación de suelos contaminados con metales pesados. *In: La Edafología y sus perspectivas al siglo XXI*. Tomo II. Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas, Universidad Nacional Autónoma de México, Universidad Autónoma Chapingo. México. pp: 714-731.
- Gutiérrez E., J.A. 2005. Paredes vivas: verdaderos motores para el mantenimiento del ambiente y la calidad del aire en interior. *Tecnoagro* 6:47-48.
- Hameed, A.A. 2005. Vegetation: A source of air fungal bio-contaminant. *Aerobiologia* 21: 53-61.
- Han, S., and J. Lee. 2002. Purification efficiency of O₃ and SO₂ by some oriental orchids. *Journal of the Korean Society for Horticultural Science* 43: 487-491.
- Hanan A. A. M., y J. Mondragón P.
<http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/crassulaceae/sedum-moranense/fichas/ficha.htm>. 2007. Malezas de México. Ficha Sedum moranense. 17 de octubre de 2007.
- Hartmann, H.T., D.E. Kester, and F.T. Davies. 1990. Plant propagation. Principles and Practices. Fifth edition. Regents/Prentice Hall. Englewood Cliffs, California. 647 p.
- Heath, G.A. and M.J. Mendell. 2002. Do indoor environments in schools influence student performance? A review of the literature. *Indoor Air Proceedings*: 802-807.
- <http://www.robertsonbuilding.com/biowall.htm>. Biowalls. 13 agosto de 2007.
- Helgason, T., J.W. Merryweather, J. Denison, P. Wilson, J.P.W. Young, and A. H. Fitter. 2002. Selectivity and functional diversity in arbuscular mycorrhizas of co-occurring fungi and plants from a temperate deciduous woodland. *Journal of Ecology* 90: 371-384.
- Jacob, M. 1997. Beneficial organisms increase yield and resistance of gerbera. *TASPO Gartenbaumagazin* 6: 56-57.
- Jayanthi, S., D.J. Bagyaraj, and B.N. Satyanarayana. 2003. Enhanced growth and nutrition of micropropagated *Ficus benjamina* to *Glomus mosseae* co-inoculated with *Trichoderma harzianum* and *Bacillus coagulans*. *World Journal of Microbiology & Biotechnology* 19: 69-72.

- Johansson, J.F., L.R. Paul, and R.D. Finlay. 2004. Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS Microbiology and Ecology* 48: 1-13.
- Joner E.J., and C. Leyval 2003. Rhizosphere gradients of polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) dissipation in two industrial soils and the impact of arbuscular mycorrhiza. *Environmental Science and Technology* 37: 2371-2375.
- Joo, G.J., Y.M. Kim, I.J. Lee, K.S. Song, and I.K. Rhee. 2004. Growth promotion of red pepper plug seedlings and the production of gibberellins by *Bacillus cereus*, *Bacillus macroides* and *Bacillus pumilus*. *Biotechnology Letters* 26: 487-491.
- Kapulnik, Y., R. Gafny, and Y. Okon. 1985. Effect of *Azospirillum* spp. inoculation on root development and NO₃ uptake in wheat (*Triticum aestivum* cv. Miriam) in hydroponic systems. *Canadian Journal of Botany* 63: 672 – 631.
- Kapulnik, Y. 1991. Plant-growth-promoting-rhizobacteria. In: Plant roots. Y. Waisel, A. Eshel and U. Kafkafi (eds.). Marcel Dekker, New York, U.S.A. p: 717-729.
- Katznelson, H. 1965. The “rhizosphere effect” of mangles on certain groups of soil microorganisms. *Soil Science* 62: 343-354.
- Kloepper, J.W., D.J. Hume, F.M. Scher, C. Singleton, B. Tipping, M. Laliberté, K. Frauley, T. Kutchaw, C. Simonson, R. Lifshitz, L. Zaleska, and L. Lee. 1988. Plant growth-promoting rhizobacteria on canola (rapeseed). *Plant Disease* 72: 42-46.
- Kloepper, J.W., R.M. Zablotowicz, E.M. Tipping, and R. Lifshitz. 1991. Plant growth promotion mediated by bacterial rhizosphere colonizers. In: The rhizosphere and plant growth. D.L. Keister and P.B. Cregan (eds.) Academic Publishers. New York, U.S.A. p: 315-326.
- Kloepper, J.W. 1993. Plant growth-promoting rhizobacteria as biological control agents. In: Soil microbial ecology; applications in agriculture, forestry and environmental management. F. Blaine Metting, Jr (ed.). Marcel Dekker. New York, U.S.A. p: 255-274.
- Koide, R. T., L.L. Landherr, Y.L. Besmer, J.M. Detweiler, E.J. Holcomb. 1999. Strategies for mycorrhizal inoculation of six annual bedding plant species. *HortScience* 34:1217-1220
- Kolb, W. 2004. Good reasons for roof planning – green roofs and rainwater. *Acta Horticulturae* 643: 295-300.

- Komarnicki, G.J. 2005. Lead and cadmium in indoor air and the urban environment. *Environmental Pollution* 136: 47-61.
- Kondo T., K. Hasegawa, and R. Uchida. 1995. Absorption of formaldehyde by oleander (*Nerium indicum*). *Environmental Science and Technology* 29: 2901-2903.
- Korda, A., P. Santas, A. Tenente, and R. Santas. 2004. Petroleum hydrocarbon bioremediation: sampling and analytical techniques, in situ treatments and commercial microorganisms currently used. *Applied Microbiology and Biotechnology* 48: 677-686.
- Kostiainen, R. 1995. Volatile organic compounds in the indoor air of normal and sick houses. *Atmospheric Environment* 29: 693-702.
- Kotzen, B. 2004. Plants and environmental noise barriers. *Acta Horticulturae* 643: 265-267.
- Kough, J.L., V. Gianinazzi-Pearson, and S. Gianinazzi. 1987. Depressed metabolic activity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi after fungicide applications. *New Phytologist* 106: 707-715.
- Larson, R.A. 2004. Introducción a la floricultura. Tercera reimpresión. AGT Editor, S.A. D.F., México. 551 p.
- Lata, H., Z. de Andrade, B. Schaneberg, E. Bedir, I. Khan, and R. Moraes. 2003. Arbuscular mycorrhizal inoculation enhances survival rates and growth of micropropagated plantlets of *Echinacea pallida*. *Planta Medica* 69: 679-682.
- Lawrence A. J., A. Masih, and A. Taneja. 2004. Indoor/outdoor relationships of carbon monoxide and oxides of nitrogen in domestic homes with roadside, urban and rural locations in a central Indian region. *Indoor Air* 15: 76-82.
- Legorreta J., y A. Flores. 1992. La contaminación atmosférica en el Valle de México. In: La contaminación atmosférica en México, sus causas y efectos. I. Restrepo (ed.). Comisión Nacional de los Derechos Humanos. D.F., México. p: 61- 98.
- Leung, H.M., Z.H. Ye, and M.H. Wong. 2007. Survival strategies of plants associated with arbuscular mycorrhizal fungi on toxic mine tailings. *Chemosphere* 66: 905-915.
- Lifshitz, R., J.W. Kloepper, M. Kozlowski, C. Simonson, J. Carlson, E.M. Tipping, and L. Zaleska. 1987. Growth promotion of canola (rapeseed) seedlings by a strain of *Pseudomonas putida* under xenobiotic conditions. *Canadian Journal of Microbiology* 33: 390-395.

- Lin, S.C., C.G. Wu, S.N. Huang, and K.H. Huong. 1999. Inoculation effect of arbuscular mycorrhizal fungi and phosphate-solubilizing bacteria on the growth of Asian hybrid lily. *Journal of Agricultural Research of China* 48: 135-142.
- Linderman, R. G., and E. A. Davis. 2003. Arbuscular mycorrhiza and growth responses of several ornamental plants grown in soilless peat-based medium amended with coconut dust (coir). *HortTechnology* 13:482-487.
- Llewellyn, D., A. Darlington, M. Dixon, and J. Mallany. 2000. (online) The biofiltration of indoor air: a novel reactor for a novel waste gas stream. <http://www.robertsonbuilding.com/Biowall%20Documents/Air%20Quality%20Solutions%20Documnts/background.pdf>. 14 de enero de 2006.
- López M., F., and W.M. Skea. 1994. A glutathione-S-transferasa (GST) izoenzima from broccoli with significant sequence homology to mammalian theta-class of GSTs. *Biochemistry and Biophysics Acta* 1205: 29.
- López-Moctezuma, H., R. Ferrera-Cerrato, J. Farias-Larios, S. Aguilar-Espinosa, M. del R.F. Bello, y J.G. López-Aguirre. 2005. Micorriza arbuscular, *Bacillus* y sustrato enriquecido con vermicomposta en el desarrollo de plantas de papaya. *Terra* 23: 523-531.
- MacKenzie, A.J., T.W. Starman, and M.T. Windham. 1995. Enhanced root and shoot growth of chrysanthemum cuttings propagated with the fungus *Trichoderma harzianum*. *HortScience* 30: 496-498.
- Mahaffee, F.W., and A.P. Backman. 1993. Effects of seed factors on spermosphere colonization of cotton by *Bacillus subtilis* GB03. *Phytopathology* 83: 1120-1125.
- Malik, K.A., R. Bilal, S. Mahnaz, G. Rasul, M.S. Mirza, and S. Ali. 1997. Association of nitrogen-fixing, plant-growth-promoting rhizobacteria (PGPR) with caller grass and rice. *Plant and Soil* 194: 37-44.
- Marks, S.T. 2003. Indoor air quality in homes with flueless heaters in the Leicestershire area. Proceedings of the Seventh Annual UK Review Meeting on Outdoor and Indoor Air Pollution Research. pp: 39-42.
- Marschner, H. 1995. Mineral nutrition of higher plants. Second edition. Academic Press. London, U.K. 889 p.
- Martínez M.C., H. Achkor, B. Persson, M. Fernández, J. Shafqat, J. Farres, H. Jornvall, and X. Pares. 1996. Molecular properties of plant class III alcohol dehydrogenase provide further insights into the origins, structure and function of plant class p and liver class I alcohol dehydrogenase. *European Journal of Biochemistry* 241: 849-857.

- Marx, D.H., L.F. Marrs, and C.E. Cordell. 2002. Practical use of the mycorrhizal fungal technology in forestry reclamation, arboriculture, agriculture, and horticulture. *Dendrobiology* 47: 27-40.
- Missouri Botanical Garden. 2007. (Sitio de internet). <http://www.mobot.org/gardeninghelp/plantfinder/Plant.asp?code=A485#>. 19 de octubre de 2007.
- Mohammad, M. J., H. Malkawi, and R. Shibli. 2003. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi and phosphorus fertilization on growth and nutrient uptake of barley grown on soils with different levels of salts. *Journal of Plant Nutrition* 26: 125-137.
- Mohammadyan, M., M.R. Ashmore and J.H. Dennis. 2003. Personal exposure to PM2.5 in university workers. Proceedings of the Seventh Annual UK Review Meeting on Outdoor and Indoor Air Pollution Research. p: 29-31.
- Molhave L., G. Clausen, B. Berglund, J. de Ceaurriz, A. Keitrup, T. Lindvall, M. Maroni, A.C. Pickering, U. Risse, H. Rothweiler, B. Seifert, and M. Younes. 1997. Total volatile organic compounds (TVOC) in indoor air quality investigations. *Indoor Air* 7: 225-240.
- Monier, C., E. Bossis, C. Chabanet, and R. Samson. 1998. Different bacteria can enhance the micropropagation response of *Cotoneaster lacteus* (Rosaceae). *Journal of Applied Microbiology* 85: 1047-1055.
- Monterroso R., A. I. 1999. Comportamiento termopluvial de la isla calor en el Valle de México. Tesis de Licenciatura, Ing. Planeación y Manejo de Recursos Naturales. Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, México. 125 p.
- Morales, J. 2007. Infojardin (Sitio de internet). <http://www.infojardin.com>. 22 de octubre de 2007.
- Mung, H.Y., J.K. Youn; S. Ki-Cheol, and S.J. Kays. 2006. Efficacy of indoor plants for the removal of single and mixed volatile organic pollutants and physiological effects of the volatiles on the plants. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 131: 452-458.
- Naturaire® Systems. Air Quality Solutions Ltd. 2004. (online). <http://www.naturaire.com>. 12 de enero de 2006.
- NSF. (National Safety Council) Environmental Health Center. 2007. (Online). (<http://www.nsc.org/ehc/glossar1.htm>) Glossary. 7 de agosto de 2007.
- Okon, Y., and Y. Kapulnik. 1986. Development and functions of *Azospirillum*-inoculated roots. *Plant and Soil* 90: 3-16.

- Oliver, M.D., M.S. Bruce, and W. Shackleton. 1998. The indoor air we breathe: a public health problem of the 90's. *Indoor Air Quality* 113: 398-409.
- Ongena, M., and P. Thonart. 2006. Resistance induced in plants by non-pathogenic microorganisms: elicitation and defense responses. In: J. A. Teixeira da Silva (ed.). *Floriculture, ornamental and plant biotechnology*. Springer. Netherlands. pp: 447-463.
- Ooterhius, D.M., D. Zhao, and J.A. Hickley. 1999. Physiological aspects of *Bacillus cereus* on cotton. *Proceedings Beltwide Cotton Conferences*. Orlando, Florida. Vol. 1. p: 566-568.
- Osburn, R.M., J.L. Milner, E.S. Oplinger, R.S. Smith, and J. Handelsman. 1995. Effect of *Bacillus cereus* UW85 on the yield of soybean at two fields sites in Wisconsin. *Plant Disease* 79: 551-556.
- Otero, J.T., J.D. Ackerman, and P. Bayman. 2002. Diversity and host specificity of endophytic *Rhizoctonia*-like fungi from tropical orchids. *American Journal of Botany* 11: 1852-1858.
- Pardeep, K., and A.K. Sood. 2002. Management of bacterial wilt of tomato with VAM and bacterial antagonist. *Indian Phytopathology* 55: 513-515.
- Paulitz, T.C., and R.G. Linderman. 1991. Lack of antagonism between the biocontrol agent *Gliocladium* and mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 117: 303-308.
- Pereira, O.L., M.C. Kasuya, C. de L. Rollemberg, and G.M. Chaer. 2005. Isolamento e identificação de fungos micorrízicos rizoctonióides a três espécies de orquídeas epífitas neotropicais no Brasil. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 29:191-197.
- Peter, A.H.M.B., A.W. Barker, J.D. Marugg, P.J. Weisbeek, and B. Schippers. 1987. Bioassay for studying the role of siderophores in potato growth stimulation by *Pseudomonas* spp. in short potato rotations. *Soil Biology and Biochemistry* 19: 443-449.
- Phillips, J.M., and D.J. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55: 158-161.
- Priyakumari, I., V.L. Sheela, and S. George. 2002. Effects of carbon source on *in vitro* shoot proliferation and rooting of gladiolus. *Proceedings of the National Symposium on Indian Floriculture in the New Millennium*. Bangalore. February. pp: 236-238.
- PRONATUR. Sociedad Española de Promoción de la Naturación Urbana y Rural. 2007. (Sitio de internet).

<http://www.pronatur.es/Pro/Plantas/plantas.htm>. 23 de octubre de 2007.

- Puerto M., A. y J.A. García R. 1986. La contaminación atmosférica. Número 19, serie Temas Monográficos. Centro de Edafología y Biología Aplicada. Salamanca, España. 61 p.
- Radwan S., N. Sorhkoh, and I. El-Nemr. 1995. Oil biodegradation around roots. *Nature* 376: 302.
- Rao, V. M., and R. Shukla. 2002. Effect of moisture on growth and N₂ fixation in *Digitaria adscendens* inoculated with *Azospirillum brasilense* and *Glomus mossae*. *Indian Journal of Microbiology* 42: 299-301
- Raupach, G.S., L. Liu, J.F. Murphy, S. Tuzun, and J.W. Kloepper. 1996. Induced systematic resistance in cucumber and tomato against mosaic cucumovirus using plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR). *Plant Disease* 80: 891-894.
- Richardson, A. 1991. Ground covers for camelias. *Journal of Camellias*: 17-19.
- Rico, M.I., M.C. Cartagena y A. Arce. 2004. Las cubiertas ecológicas y la contaminación medioambiental. In: Naturación urbana: cubiertas ecológicas y mejora medioambiental. Briz, J. E. (ed). Mundi-Prensa. Madrid, España. pp: 179-196.
- Roane, T.M. 1999. Lead resistance in two bacterial isolates from heavy-metal contaminated soils. *Microbiology Ecological* 37: 218-224.
- Rodríguez-Zaragoza S. y E García-Gómez. 2005. Protozoarios. In: González-Chávez, M.C., J, Pérez-Moreno y R. Carrillo-González. El sistema planta-microorganismo-suelo en áreas contaminadas con residuos de minas. Colegio de Postgraduados. Texcoco, México. pp 117-125.
- Rojas V., A.N. 2005. Fertilización mineral y biológica en la producción comercial de tallos de perrito (*Antirrhinum majus* L.) para flor de corte. Tesis Maestría en Ciencias Recursos Genéticos y Productividad. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco. 90 p.
- Rowe, A.R., and A. Pringle. 2005. Morphological and molecular evidence of arbuscular mycorrhizal fungal association in Costa Rican epiphytic bromeliads. *Biotropica* 37: 245-250.
- Saile, E., and T.M. Koehler. 2006. *Bacillus anthracis* multiplication, persistence, and genetic exchange in the rhizosphere of grass plants. *Applied and Environmental Microbiology* 72: 3168-3174.
- Salisbury, F.B., and C.W. Ross. 1994. Fisiología vegetal. Grupo Editorial Iberoamericano. D.F., México. 759 p.

- Samet J.M., and J.D. Spengler. 2003. Indoor environments and health: moving into the 21st century. *American Journal of Public Health* 93: 1489-1493.
- Sandermann H., C. Langebertels, U. Aurerdoranth, and M. Giese. 1994. Detoxification of formaldehyde by the spider plant *Chlorophytum comosum* and by soybean (*Glycine max* L.) cell-suspension culture. *Journal of Plant Physiology* 104: 1301-1309.
- Scagel, C. F. 2003. Soil pasteurization and inoculation with *Glomus intraradices* alters flower production and bulb composition of *Zephyranthes* spp. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 78: 798-812.
- Schmitz H., U. Hilgers, and M. Weidner. 2000. Assimilation and metabolism of formaldehyde by leaves appear unlikely to be of value for indoor air purification. *New Phytologist* 147: 307-315.
- Seoáñez C., M. 2002. Tratado de la contaminación atmosférica. Problemas, tratamiento y gestión. Edit. Mundi-Prensa. Madrid, España. 1111 p.
- Shang, H.Z., J.J. Chen, J. Handelsman, and R.M. Goodman. 1999. Behaviour of *Phytium torulosum* zoospores during their interaction with tobacco roots and *Bacillus cereus*. *Current Microbiology* 38: 199-204.
- Sharkey T. 1996. Fotosíntesis. In: J. Azcón-Bieto y Y.M. Talon Fisiología y bioquímica vegetal. Mcgraw-Hill. Madrid, España. p: 113-133.
- Shasidhara, G.R., and G. Gopinath. 2005. Growth, flowering, yield, quality and economics of calendula (*Calendula officinalis* Linn.) as influenced by nutrients and bioinoculants. *Journal of Ornamental Horticultue (New Series)* 8: 249-253.
- Simonich S.I., and R. Hites. 1995. Organic pollutant accumulation in vegetation. *Environmental Science and Technology* 29: 2905-2914.
- Smith, S.E., and D.J. Read. 1997. Mycorrhizal symbiosis. Academic Press. Second edition. Cambridge, Great Britain. 605 p.
- Soroa, M.R., S.L. Cortés, y A. Hernández. 2003. Estudio del efecto de la aplicación de biofertilizantes en algunas variables de crecimiento y rendimiento de *Gerbera jamesonii* cv. Bolus. *Cultivos Tropicales* 24: 15-17.
- Stack, G. 2005. (Sitio de internet). Desde el suelo hacia arriba: cubiertas vegetales para conocer y utilizar. http://www.urbanext.uiuc.edu/groundcovers_sp/credits.cfm. Extensión de la Universidad de Illinois. 19 de octubre de 2007.

- Stephenson, R. 1994. *Sedum*: cultivated stonecrops. Timber Press. Portland, Oregon. 335 p.
- Stern, A., R.W. Boubel, D. B. Turner, and D. L. Fox. 1984. Fundamentals of air Pollution. Second edition. Academic Press Inc. Orlando, U.S.A. 530 p.
- Stridh G., H. Andersson, B. Linder, J. Oscarsson and C. Sahlberg-Bang. 2002. Total dust exposure and size distribution of air borne particles in day-care centers, schools and offices. *Indoor Air Proceedings*: 97-102.
- Suárez, J.P., M. Weiss, A. Abele, S. Garnica, F. Oberwinkler, and I. Kottke. 2006. Diverse tulasnelloid fungi form mycorrhizas with epiphytic orchids in an Andean cloud forest. *Mycological Research* 110: 1257-1270.
- Suman, B., Y.C. Gupta, and S.R. Dhiman. 2004. Effect of growing media and fertilizers on growth and flowering of carnation under protected condition. *Journal of Ornamental Horticulture* (New Series) 7: 174-178.
- Tilak, K.V.B.R., and B. Srinivasa R. 2006. *Bacillus cereus* and *B. circulans* – novel inoculants for crops. *Current Science* 90: 642-644.
- Trejgell, A., M. Jarkiewicz, and A. Tretyn. 2006. The effect of carbon source on callus induction and regeneration ability in *Pharbitis nil*. *Acta Physiologiae Plantarum* 28: 619-626.
- Tsavkelova, E.A., T.A. Cherdyntseva, and A.I. Netrusov. 2003. Phytohormone production by fungi associated with orchids. *Mikologiya I Fitopatologiya* 37: 75-83.
- Tsavkelova, E.A., E.S. Lobakova, G.L. Kolomeitseva, T.A. Cherdyntseva, and A.I. Netrusov. 2003a. Localization of associative cyanobacteria on the roots of epiphytic orchids. *Microbiology (Moscow)* 72: 86-91.
- Tsavkelova, E.A., T.A. Cherdyntseva, S.G. Botina, A.I. Netrusov. 2007. Bacteria associated with orchid roots and microbial production of auxin. *Microbiological Research* 162: 69-76.
- Ugrekheldze D., F. Korte, and G. Kvesitadze. 1997. Uptake and transformation of benzene and toluene by plants leaves. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 37: 24-29.
- USDA, NRCS. 2007. The PLANTS Database. (online) <http://plants.usda.gov>. 6 November 2007. National Plant Data Center, Baton Rouge, LA 70874-4490 USA.
- Verhagen, B.W.M., L.C. van Loon, and C.M.J. Pieterse. 2006. Induced disease resistance signaling in plants. In: J. A. Teixeira da Silva (ed.). Floriculture, ornamental and plant biotechnology. Springer. Netherlands. pp: 334-343.

- Vidalie, H. 1992. Producción de flores y plantas ornamentales. Segunda edición. Ediciones Mundi-Prensa. Bilbao, España. 310 p.
- Vlassack, K.L., V. Holm, L. Duchateau, J. Vanderleyden, and R.D. Mot. 1992. Isolation and characterization of *Pseudomonas fluorescens* associated with the roots of rice, banana grown in Sri Lanka. *Plant Soil* 145: 51-63.
- Wang C.L., and Y.T. Ling. 1997. Effect of different microbial fertilizers on the growth and flowering of *Petunia x hybrida*. *Bulletin of National Pingtung Polytechnic Institute* 6: 251-261.
- Wani, A.H., M.R. Branion, A.K. Lau. 1997. Biofiltration: a promising and cost-effective control technology for odors, VOC's, and air toxins. *Journal of Environmental Science and Health (A32)*: 2027-2055.
- Warner, T. 1996. Contaminación, causas y efectos. Ediciones Gernika. D.F., México. 423 p.
- Wescheler, C.J., J.R. Wells, D. Poppendieck, H. Hubbard, and T.A. Pearce. 2006. Indoor chemistry and health. *Environmental Health Perspectives* 114: 442- 446.
- Williamson, F.A., and R.J. Jones. 1973. The influence of soil microorganisms on growth of cereal seedlings and potassium uptake. *Soil Biology and Biochemistry* 5: 569-575.
- Wolverton, B.C., R.C. McDonald, and E.A. Watkins. 1984. Foliage plants for removing indoor air pollutants from energy-efficient homes. *Economic Botany* 38: 224-228.
- Wolverton, B.C. 1986. Houseplants, indoor air pollutants, and allergic reactions. National Space Technology Laboratories NSTL, MS 39529. National Aeronautics and Space Administration (NASA). Boca Raton, Florida. 22 p.
- Wolverton, B.C. 1997. How to grow fresh air. Penguin Books. New York, U.S.A. 143 p.
- Wood, R.A., and M.D. Burchett. 1995. Developing interior foliage plants for the improvement of air quality. *Acta Horticulturae* 391: 119-125.
- Wood, R.A., R.L. Orwell, J. Tarran, F. Torpy, and M. Burchett. 2002. Potted-plant/growth media interactions and capacities for removal of volatiles from indoor air. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 77: 120-129.
- Yoo, M., Y. Known, K. Son, and S.J. Kays. 2006. Efficacy of indoor plants for the removal of single and mixed volatile organic pollutants and

physiological effects of the volatiles on the plants. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 131: 452-458.

Zuccarini, P. 2007. Mycorrhizal infection ameliorates chlorophyll content and nutrient uptake of lettuce exposed to saline irrigation. *Plant, Soil and Environment* 53: 283-289.