



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

Instituto de Ecología

**EFFECTO DE LA APLICACIÓN DE ABONOS
VERDES TROPICALES SOBRE EL
DESARROLLO DE MAÍZ, COLONIZACIÓN
MICORRÍZICA, CRECIMIENTO DE
MALEZAS Y ALGUNAS CARACTERÍSTICAS
DEL SUELO**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE

MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
(BIOLOGÍA AMBIENTAL)

P R E S E N T A

BIOL. MARÍA DEL CARMEN FLORES CARMONA

DIRECTORA DE TESIS: DRA. ANA LUISA ANAYA LANG

MÉXICO, D. F.

FEBRERO, 2008



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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


Dr. Isidro Ávila Martínez
Director General de Administración Escolar, UNAM
P r e s e n t e

Me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día 26 de Noviembre de 2007, se aprobó el siguiente jurado para el examen de grado de **MAESTRÍA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS (BIOLOGÍA AMBIENTAL)** de la alumna **FLORES CARMONA MARÍA DEL CARMEN** con número de cuenta **92501324** con la tesis titulada **"Efecto de la aplicación de abonos verdes tropicales sobre el desarrollo de maíz, colonización micorrízica, crecimiento de malezas y algunas características del suelo"**, realizada bajo la dirección de la **DRA. ANA LUISA ANAYA LANG**.

Presidente: DR. FRANCISCO JAVIER ALVAREZ SÁNCHEZ
Vocal: DR. HOMERO JULIO EUDES CAMPO ALVES
Secretario: DRA. ANA LUISA ANAYA LANG
Suplente: DRA. MARÍA DEL PILAR ORTEGA LARROCEA
Suplente: DRA. ALMA DELFINA LUCÍA OROZCO SEGOVIA

Sin otro particular, me es grato enviarle un cordial saludo.

Atentamente
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"
Cd. Universitaria, D.F. a 12 de Febrero de 2008.


Dr. Juan Nuñez Farfán
Coordinador del Programa

c.c.p. Expediente de la interesada.

AGRADECIMIENTOS

Al Posgrado en Ciencias Biológicas, UNAM, por todo el apoyo y ayuda recibida para la realización y conclusión de estos estudios de Maestría.

Al Programa de Beca Crédito del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por apoyo económico recibido para la realización de estos estudios de Maestría en el Instituto de Ecología, UNAM.

A los miembros del Comité Tutorial:

A la Dra. Ana Luisa Anaya Lang, por todo el apoyo que siempre me ha proporcionado, tanto espiritual como material, por su asesoría, consejos, la infinita paciencia que siempre me ha demostrado y porque gracias a usted he podido concluir este proyecto.

A la Dra. Alma Orozco Segovia, por la buena disposición que siempre ha mostrado para ayudarme y por sus acertados comentarios, que han enriquecido enormemente este proyecto.

Al Dr. F. Javier Álvarez Sánchez, por sus comentarios, correcciones, por sus interesantes clases sobre micorrizas y por el interés que ha demostrado no sólo en el proyecto, sino también en mi bienestar y proyectos personales.

A los miembros restantes del Jurado:

A la Dra. Ma. del Pilar Ortega Larrocea, por toda la asesoría que me brindó en la determinación de la estabilidad de agregados, por sus revisiones, consejos y apoyo incondicional que me ha brindado en este tiempo.

Al Dr. Julio Campo Alves, por el apoyo que me brindó en las determinaciones químicas del suelo, por sus interesantes clases sobre ecosistemas y por sus valiosos comentarios que sin duda modificaron las perspectivas del trabajo.

Dedicado especialmente a

Julia y Onésimo,

*por el inagotable apoyo y amor incondicional que siempre, siempre me han
brindado...*

Oscar Luis,

*porque en el transcurso de este tiempo juntos he estado descubriendo a la
maravillosa persona con la que decidí compartir el resto de mis días...*

Muchas gracias a estos tres pilares sobre los que se desarrolla mi existencia

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Rocío Cruz Ortega, por su amistad, consejos, asesorías, sus palabras de aliento, su interés en mi desarrollo profesional y toda la ayuda y apoyo que me ha brindado en los momentos en que más lo he necesitado.

A la Q. A. Blanca Estela Hernández Bautista, por todo su apoyo en el trabajo de laboratorio y a nivel personal, porque su presencia y alegría ha hecho placentera mi estancia en el laboratorio de Alelopatía.

A la Dra. Martha L. Macías Rubalcava por su interés en mi trabajo, su amistad y su apoyo que se siempre estará disponible en cuanto lo necesite.

A los compañeros del Laboratorio de Alelopatía: Iris, Aurora Lara, Merle, Verónica, Iván, Eduardo, Maribel Mares, Mariel, Jordi, Claudio, Luis, Bárbara, Leticia y Patricia por todo el apoyo, ayuda y ánimo que de alguna u otra forma me han brindado.

Al M. en C. Enrique Solís Villalpando por la asesoría y ayuda en las determinaciones químicas del suelo y las plantas utilizadas en el proyecto.

A la M. en C. Kumiko Shimada Miyasaka, la Dra. Lucy Mora Palomino y todos los integrantes del Laboratorio de Edafología Ambiental del Instituto de Geología, UNAM, por su asesoría y ayuda en las determinaciones de los parámetros químicos del suelo.

Al M. en C. Jesús Arturo Caamal Maldonado por todo el apoyo que me brindó en la obtención de las semillas de las plantas de cultivo utilizados en el proyecto.

A todos mis profesores de los cursos de la Maestría, que lograron que mi interés en la ecología aumentara en cada una de sus clases.

A mis padres Julia y Onésimo, porque no encuentro palabras que demuestren mi agradecimiento por todo lo que me han dado; mis hermanos Alejandra y Salvador, porque siempre han encontrado las palabras adecuadas para animarme a continuar; mis queridos sobrinos Gerardo Daniel y María Fernanda, por ser luz y alegría que iluminan todos los días mi existencia; mi cuñado Daniel, por la alegría, ayuda, apoyo y buena disposición que siempre me has brindado.

A Oscar Luis por ser una parte muy importante en mi vida y porque sé que siempre estás dispuesto a ayudarme en lo que sea necesario.

A Manuel, Aida, Myrna, Marcela, Catalina, Socorro, Adriana, Manuel, Nancy, Rodolfo, Rafael, Juan Manuel, María Fernanda, Andrés, Leonardo y Diego por abrirme las puertas de su casa y su corazón y por hacerme sentir parte importante de la familia.

A Aurora y Mariana Saucedo por permitirme compartir con ustedes esa breve pero interesante etapa de nuestras vidas.

A Tere, Tony, Huitziméngari e Iris Domínguez por su amistad, ayuda y apoyo que siempre me han brindado y porque, aunque nuestras diversas ocupaciones nos han separado, sé que puedo seguir contando con ustedes.

A Dulce, Adriana, Claudia, Luz Elvira, Oswaldo, María de Jesús, Gabriela, Toño, Tania, Ulises por seguir compartiendo conmigo esta amistad y fraternidad que alguna vez se inició en las aulas y pasillos de la Facultad de Ciencias.

Al M. en C Pedro García, Dr. Agustín Quiroz, Dr. Antonio Lot, Alma, Karla, Gabriel, por todos los momentos compartidos y la ayuda y asesoría que me han brindado.

A la Universidad Nacional Autónoma de México, por permitirme ser parte de su comunidad universitaria.

A todas aquellas personas e instituciones, ausentes y presentes, que de alguna forma han contribuido o han estado involucrados en la realización de este trabajo.

CONTENIDO

RESUMEN	1
ABSTRACT	3
INTRODUCCIÓN.....	5
AGRICULTURA TRADICIONAL Y ALELOPATÍA.....	5
FERTILIZANTES PROVENIENTES DE LAS PLANTAS.....	5
DESCOMPOSICIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA VEGETAL.....	7
Modelos de descomposición	8
Regulación de la descomposición	9
EXUDACIÓN DE LAS RAÍCES	11
HONGOS MICORRIZÓGENOS ARBUSCULARES.....	11
ANTECEDENTES.....	13
DESCRIPCIÓN DE LAS PLANTAS ESTUDIADAS.....	13
DESCRIPCIÓN DE LAS PLANTAS DE CULTIVO UTILIZADAS	14
HIPÓTESIS.....	17
OBJETIVOS DEL PROYECTO	18
MATERIALES Y MÉTODOS	19
ZONA DE ESTUDIO.....	19
RECOLECTA DEL MATERIAL	19
BIOENSAYOS <i>IN VITRO</i> CON LOS LIXIVIADOS DE LAS HOJAS DE LAS PLANTAS ALELOPÁTICAS	20
EXPERIMENTO EN EL INVERNADERO	21
Evaluación de arvenses	23
Evaluación de las plantas cultivadas.....	24
Evaluación de la colonización por <i>Rhizobium</i> y hongos micorrizógenos.....	27
Evaluación de características físicas y químicas del suelo	27
<i>Estabilidad de agregados del suelo a la acción del agua</i>	28
<i>Determinación de Carbono y Nitrógeno totales</i>	29
<i>Determinación de Fósforo extraíble en NaHCO₃</i>	30
<i>Determinación de Cationes Intercambiables</i>	30
BIOENSAYOS <i>IN VITRO</i> CON EL AGUA DE DRENAJE DE LAS MACETAS	31
ANÁLISIS ESTADÍSTICO	32
RESULTADOS.....	33

BIOENSAYOS IN VITRO CON LOS LIXIVIADOS DE LAS HOJAS DE <i>Sebastiania</i> Y <i>Zuelania</i>	33
EXPERIMENTO EN EL INVERNADERO	34
Emergencia de arvenses	34
Evaluación de las plantas cultivadas	37
<i>Altura de las plantas de cultivo</i>	37
<i>Análisis clásico del crecimiento de las plantas de cultivo</i>	39
Evaluación de microorganismos del suelo	49
<i>Nódulos de <u>Rhizobium</u></i>	49
<i>Porcentaje de colonización de hongos micorrizógenos arbusculares</i>	50
Evaluación de características físicas y químicas del suelo	52
<i>Análisis previo del suelo y las plantas con potencial alelopático</i>	52
<i>Estabilidad de agregados del suelo al agua</i>	52
<i>Determinación de parámetros químicos del suelo</i>	55
BIOENSAYOS IN VITRO CON EL AGUA DE DRENAJE DE LAS MACETAS	60
Bioensayos con amaranto como semilla de prueba	60
Bioensayos con jitomate como semilla de prueba	67
DISCUSIÓN	73
BIOENSAYOS IN VITRO CON LOS LIXIVIADOS	73
EXPERIMENTO EN EL INVERNADERO	74
Evaluación de arvenses	74
Evaluación de las plantas cultivadas	74
<i>Altura de las plantas de cultivo</i>	74
<i>Análisis clásico del crecimiento de las plantas de cultivo</i>	75
Evaluación de microorganismos del suelo	76
<i>Nódulos de <u>Rhizobium</u></i>	76
<i>Porcentaje de colonización de hongos micorrizógenos arbusculares</i>	77
Evaluación de características físicas y químicas del suelo	78
BIOENSAYOS IN VITRO CON EL AGUA DE DRENAJE DE LAS MACETAS	80
CONCLUSIONES	82
REFERENCIAS	84

RESUMEN

Los efectos de los abonos vegetales en el suelo pueden ser físicos, químicos o biológicos, y en estos últimos se destaca el control de malezas por el efecto aleloquímico de los compuestos liberados por estos abonos o coberturas. En el suelo, es la descomposición de la materia orgánica la que aporta potencialmente la mayor cantidad de aleloquímicos. Se ha demostrado que estos compuestos influyen en forma positiva o negativa en la ecología microbiana del suelo, la dinámica de los nutrimentos y las interacciones de las plantas con otros organismos. En este estudio se plantearon los siguientes objetivos: 1) evaluar el efecto de los lixiviados de las hojas de dos especies (*Sebastiania adenophora* [Euphorbiaceae] y *Zuelania guidonia* [Flacourtiaceae]) ricas en aleloquímicos sobre la germinación y el crecimiento radical de jitomate, maíz y vigna, 2) determinar, mediante un experimento en el invernadero, el efecto de la incorporación en el suelo de las hojas de *S. adenophora* (*Sebastiania*) y *Z. guidonia* (*Zuelania*) sobre el crecimiento de jitomate, maíz y vigna; la emergencia y biomasa de arvenses; la colonización de hongos micorrizógenos arbusculares en las raíces de las tres especies cultivadas; la presencia de nódulos de *Rhizobium* en las raíces del frijol; y algunas características físicas y químicas del suelo; y 3) evaluar el efecto del agua de drenaje de las macetas sobre la germinación y el crecimiento de amaranto y jitomate.

Se realizó un experimento en el invernadero donde se consideraron dos factores: 1) tratamientos (control, herbicida, incorporación de hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania*) y 2) plantas cultivadas (jitomate, maíz, vigna y un control sin planta cultivada). En éste, se evaluó cada 5 días la emergencia de arvenses, la altura de las plantas cultivadas, y mediante bioensayos *in vitro* el efecto del agua de drenaje sobre la germinación y el crecimiento radical de amaranto y jitomate. Al final, se determinó el peso seco de las arvenses, se realizó un análisis clásico de crecimiento de las plantas cultivadas, se cuantificó el número de nódulos de *Rhizobium* en vigna, el porcentaje de colonización de micorrizas arbusculares (MA), y se determinó en el suelo la estabilidad de agregados al agua, la concentración de fósforo soluble, carbono total, nitrógeno total y cationes intercambiables.

Los bioensayos con los lixiviados de las hojas de *Sebastiania* y *Zuelania* mostraron un efecto inhibitorio significativo de estos sobre el crecimiento radical de jitomate. Por otro lado, los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas, mostraron un efecto inhibitorio significativo sobre el crecimiento radical de amaranto. Además, se observó que, en general, no hubo efecto significativo de los tratamientos sobre la germinación de las semillas de prueba.

En el experimento en el invernadero se observó un efecto negativo de las hojas de *Zuelania* y *Sebastiania*+*Zuelania* sobre la altura de las plantas de jitomate. Se observaron valores significativamente más altos en la mayoría de los índices de crecimiento de maíz, mientras que el jitomate fue la especie menos favorecida por el efecto de los tratamientos. Se observó un efecto negativo de los tratamientos sobre la asignación de biomasa al crecimiento foliar tanto en términos de área como de peso. La aparición de arvenses fue escasa en todos los tratamientos y con todas las plantas cultivadas. Se observó un efecto positivo significativo de los tratamientos sobre el número de nódulos de *Rhizobium*, en el siguiente orden *Sebastiania* > *Sebastiania*+*Zuelania* > *Zuelania*. El porcentaje de colonización de MA fue mayor en las raíces de maíz. Se observó un efecto inhibitorio de *Sebastiania*+*Zuelania* en la colonización de MA en jitomate, un efecto positivo de *Sebastiania* en la colonización de maíz y de *Sebastiania* y *Zuelania* en la colonización de vigna. Se determinó que la estabilidad de los agregados (8 -1 mm) fue significativamente mayor en el maíz que en las otras plantas de cultivo y que se presentó una correlación negativa entre la fracción de agregados >2 mm y la fracción de agregados <1 mm; además de una correlación positiva entre los agregados estables <1 mm y la concentración de calcio presente en el suelo.

En conclusión, los resultados mostraron que la incorporación y descomposición de las hojas en el suelo, tuvo efectos positivos sobre el establecimiento de *Rhizobium*, la colonización de MA, la estabilidad de agregados del suelo y, negativos sobre el crecimiento del jitomate. Esto puede estar determinado por dos factores: 1) los cambios en la cantidad y calidad de nutrientes disponibles en el suelo, y 2) la liberación de aleloquímicos. Estos metabolitos, actuando solos o en conjunto, modifican las condiciones del suelo y, por lo tanto, la dinámica de otros factores bióticos y abióticos que regulan la descomposición de la materia orgánica en el suelo.

ABSTRACT

Effects of mulches or green manures on soil quality could have physical, chemical or biological characteristics. Within them, weed control is an important effect produced by allelochemicals released from these organic manures. In soil, decomposition of organic matter is the most important supplier of a wide quantity of allelochemicals. It has been demonstrated that allelochemicals influence in a positive or negative way over the soil microbial ecology, nutrients dynamics and the interactions between plants and other organisms. The main goals of this work were: 1) to evaluate the effect of aqueous leachates from leaves of two plant species that produce allelochemical compounds (*Sebastiania adenophora* [Euphorbiaceae] and *Zuelania guidonia* [Flacourtiaceae]) on germination and root growth of tomato, maize and cowpea, 2) to determine, through a greenhouse experiment, the effect of soil incorporation of leaves from *S. adenophora* (*Sebastiania*) and *Z. guidonia* (*Zuelania*) on the growth of tomato, maize and cowpea; the emergence and biomass of weeds in the soil, the colonization by arbuscular mycorrhizal fungi of tomato, maize and cowpea roots; the development of *Rhizobium* in cowpea roots; and some physical and chemical characteristics of soil; and 3) to evaluate the effect of water drained from pots on the germination and radical growth of amaranth and tomato. Greenhouse experiment was performed with two main factors: 1) five treatments (control, herbicide, incorporation to soil of leaves from *Sebastiania*, *Zuelania* and *Sebastiania+Zuelania*) and 2) three crop plants (tomato, maize, cowpea, and control without crop plant). The emergence of weeds, height of crop plants and, with *in vitro* bioassays, the effect of water drained from pots on the germination and root growth of amaranth and tomato, were evaluated every five days. At the end of the experiment, the biomass of weeds was determined, a classical plant growth analysis of the crop plants was performed, the number of *Rhizobium* nodules in cowpea root was counted, the percentage of colonization of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi was evaluated, and the soil aggregate stability to water and the concentration in soil of soluble phosphorus, total carbon, total nitrogen and interchange cations were determined.

Bioassays with aqueous leachates of the leaves from *Sebastiania* and *Zuelania* showed a significant inhibitory effect on the root growth of tomato plants. In addition, bioassays with water drained from pots exhibited significant inhibitory effects on the root growth of amaranth. It was determined, in general, that treatments didn't show any effect on the percentage of germination of seeds of test species.

Greenhouse experiment results demonstrated a negative effect of the leaves from *Zuelania* and *Sebastiania*+*Zuelania* on the height of tomato plants. Indexes of classical plant growth analysis had higher values in the analysis of growth of maize, while growth of tomato was highly affected by treatments. Results indicated a negative effect of treatments on the biomass allocation to foliar growth in both area and weight terms. Emergence of weeds was scarce in all treatments and with all crop plants. Treatments with leaves showed a significant positive effect on the number of *Rhizobium* nodules following a gradient from *Sebastiania* > *Sebastiania*+*Zuelania* > *Zuelania*. The percentage of colonization of AM fungi was increased in maize roots. An inhibitory effect of *Sebastiania*+*Zuelania* treatment on colonization of AM fungi in tomato roots was noticed. In addition, a positive effect of treatment with *Sebastiania* leaves on colonization of AM fungi in maize roots and of treatments with *Sebastiania* and *Zuelania* leaves on colonization of AM fungi on cowpea roots were observed. It was showed that stability of soil aggregates (8 – 1 mm) was significantly higher in soil from maize pots than the others crop plants pots. A significant negative correlation between soil aggregate fraction > 2 mm and soil aggregate fraction < 1 mm, and a positive correlation between soil aggregate fraction < 1mm and Ca²⁺ concentration in soil, were present.

In conclusion, results of this work indicated that the incorporation and decomposition in soil of leaves from allelopathic species showed positive effects on *Rhizobium* establishment, percentage of colonization of AM fungi, and soil aggregate stability. On the other hand, they had negative effects on tomato growth. These effects could be determined by two main factors: 1) changes in the quantity and quality on nutrients available in soil, and 2) the allelochemicals release to soil. These secondary compounds, alone or forming part of mixtures, can modified soil conditions, and then, could alter dynamics of other biotic and abiotic factors involved in the regulation of decomposition of organic matter in soil.

INTRODUCCIÓN

AGRICULTURA TRADICIONAL Y ALELOPATÍA

La agricultura es una actividad esencial para el hombre puesto que de ella depende la obtención de la mayor parte de sus alimentos y de muchas materias primas utilizadas para cubrir algunas otras actividades además de la alimentación (Anaya, 2003).

Los sistemas agrícolas tradicionales son el resultado de un proceso de evolución que ha llevado varios siglos y representan la acumulación de experiencias de los campesinos en su interacción con el entorno. En la actualidad, las prácticas agrícolas campesinas, consideradas anteriormente primitivas o erradas, se reconocen ahora como sofisticadas y apropiadas. Estos sistemas agrícolas poseen ciertas características estructurales y funcionales comunes, tales como la combinación de un gran número de especies y de diversidad estructural en el tiempo y espacio; la explotación de una gran variedad de microambientes con características particulares; la conservación de ciclos cerrados de materiales y deshechos; la utilización de recursos locales que les permite un consumo mínimo de insumos externos y el uso de variedades locales de cultivos y de plantas y animales silvestres locales (Altieri y Nicholls, 2000).

En las prácticas agrícolas, la alelopatía ha sido relacionada en general con problemas de interferencia entre distintos cultivos y malezas, con fitotoxicidad de abonos verdes y rastrojos, con problemas en cierto tipo de rotación de cultivos, con autotoxicidad en plantaciones viejas o con fracasos en la reforestación. Sin embargo, una de las opciones alternativas que la alelopatía ofrece, es el hallazgo de diversas sustancias susceptibles de utilizarse como herbicidas, insecticidas, fungicidas y microbicidas, menos dañinos para el ambiente y que pueden ser benéficos para la producción agrícola de alimentos (Anaya, 2003).

FERTILIZANTES PROVENIENTES DE LAS PLANTAS

Las coberturas vegetales y abonos verdes han sido utilizados desde hace mucho tiempo, en México y otros países de América y Asia, como fertilizantes orgánicos y para el control de algunas plagas. Esta práctica se ha realizado sobre todo en zonas tropicales donde el suelo se empobrece rápidamente después de que se elimina la vegetación primaria con fines agrícolas, ocasionando que las condiciones para el cultivo sean inadecuadas.

Desde hace aproximadamente veinte años, en el sureste de México y en particular en la península de Yucatán, se ha generalizado el uso de coberturas vegetales y abonos verdes, especialmente de especies de la familia Fabaceae. También se ha extendido el uso de cultivos de cobertura (plantas vivas) que enriquecen el suelo con materia orgánica y aportan adicionalmente nitrógeno proveniente de la simbiosis entre la bacteria fijadora de este elemento; *Rhizobium* spp. y las raíces de las leguminosas.

El abono orgánico vegetal o “mulch” consiste en colocar sobre la superficie del suelo, o mezclado con él, materiales orgánicos con el fin de mantener o mejorar su fertilidad. Los efectos en el suelo de estas coberturas se pueden agrupar en: 1) efectos físicos, que incluyen la conservación de la humedad del suelo, el control de la escorrentía y de las pérdidas causadas por la erosión, la reducción de las malezas y la competencia con éstas, el control de la temperatura y el mejoramiento de la estructura del suelo; 2) efectos químicos, como el incremento del humus y de la capacidad de intercambio catiónico del suelo, la acción sobre los procesos de mineralización e inmovilización de los nutrimentos y las modificaciones que conducen a deficiencias y toxicidades de algunos elementos y compuestos en el suelo y 3) efectos biológicos, como el incremento en la actividad de los microorganismos y animales del suelo, la disminución o aumento de nemátodos y hongos fitopatógenos y la fitotoxicidad que pueden producir estas coberturas (Ram y Kumar, 1997; Ram *et al.*, 2003; Sarno *et al.*, 2004).

El término “abono verde” se refiere a las plantas que son incorporadas al suelo cuando todavía están verdes, con el propósito de enriquecer el suelo con materia orgánica y nutrimentos provenientes de ellas. Debido a que con frecuencia se confunde este término con el de “cultivo de cobertura”, en 1987, la Sociedad de la Ciencia del Suelo de América definió el término “abono verde” como: “el material vegetal incorporado al suelo cuando todavía está verde o maduro, para el mejoramiento del mismo”. En este caso, se utilizan generalmente plantas de crecimiento rápido que puedan cubrir el suelo en poco tiempo. Después de su etapa de crecimiento, estas plantas son cortadas e incorporadas al suelo en donde, al descomponerse, liberan nutrimentos y mejoran la estructura del mismo. Otra de las ventajas que proporcionan estos abonos verdes, es que al ser en su gran mayoría de leguminosas, enriquecen el suelo con nitrógeno adicional que es fijado por las bacterias del género *Rhizobium* que colonizan las raíces de estas plantas estableciendo con ellas una simbiosis (Ali, 1999).

El uso de estos abonos verdes produce beneficios económicos y ecológicos a la agricultura, al reducir el gasto en fertilizantes y plaguicidas químicos (y en consecuencia, la

permanencia residual de estos compuestos en el suelo), porque además de los efectos mencionados anteriormente, se ha demostrado que disminuyen la competencia de los cultivos con las malezas gracias al control que ejercen sobre éstas por medio de un efecto alelopático (Anaya, 1999; Caamal-Maldonado *et al.*, 2001).

Diversos estudios han demostrado que desde épocas prehispánicas, la práctica de la agricultura entre los mayas comprendía, no únicamente el uso de abonos verdes, sino el desarrollo de técnicas muy especializadas que incluían, por ejemplo, el cultivo de árboles de los que se obtenían variados productos útiles (Barrera *et al.*, 1977, Gliessman, 1990). Este cultivo aún se practica en la actualidad, principalmente en los huertos familiares o solares, que constituyen una muestra del manejo integrado de los recursos naturales que han realizado las comunidades mayas durante milenios (Gómez-Pompa, 1987). Los solares tienen una alta diversidad de especies arbóreas que tienen generalmente algún uso, ya sea como productoras de madera, leña, fruta u hojarasca. Esta última aporta cantidades importantes de nutrimentos al suelo a través de la descomposición (Jiménez-Osornio *et al.*, 1999).

DESCOMPOSICIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA VEGETAL

Se ha demostrado que la hojarasca es el componente más importante de la materia orgánica que se incorpora anualmente al suelo en algunas selvas tropicales (Álvarez-Sánchez y Guevara, 1993; Sánchez y Álvarez-Sánchez, 1995). La composición química de estos residuos es muy diversa e incluye desde nutrimentos (nitrógeno, fósforo, calcio, magnesio), algunos carbohidratos (azúcares simples), hasta metabolitos secundarios como taninos, flavonoides y terpenoides (Osuna y Pérez-Amador, 2003).

Algunos estudios han mostrado que la materia orgánica proveniente de los árboles de las selvas tiene efectos benéficos en las propiedades físicas y químicas del suelo agrícola al que se incorpora, así como en la productividad de los cultivos (Pallada *et al.*, 1992; Tian *et al.*, 1992), sin embargo, también se ha demostrado que este material puede contener compuestos fitotóxicos (aleloquímicos) que al ser liberados pueden inhibir el crecimiento no sólo de las arvenses sino también de los cultivos, reduciendo de esta forma el rendimiento de los mismos (Kamara *et al.*, 1999). La descomposición de los residuos de las plantas, aporta potencialmente la mayor cantidad de aleloquímicos que pueden ser añadidos a la rizosfera, pero es importante mencionar que este aporte no es homogéneo sino que se forma un mosaico de micro-sitios en el suelo que origina que

las raíces en su crecimiento puedan verse afectadas o no por los aleloquímicos presentes en el edafosistema (Anaya, 2003).

La descomposición de la materia orgánica proveniente de las plantas es un proceso muy importante en el ciclo de nutrientes de los ecosistemas terrestres (Aerts y De Caluwe, 1997), debido a que es un proceso clave en el mantenimiento de la fertilidad del suelo a través de dos subprocesos contrastantes; la mineralización y la humificación del material orgánico (Lavelle *et al.*, 1993). Este proceso de descomposición está regulado por diversos factores, tanto bióticos como abióticos, entre los que se pueden incluir la calidad nutricional de la materia orgánica, las condiciones del suelo, la abundancia y diversidad de organismos desintegradores, la actividad de las raíces, la humedad y la temperatura. El aumento en estos dos últimos factores es determinante para incrementar la actividad de la meso y macrofauna sobre la hojarasca en una selva alta perennifolia y, por lo tanto, sobre su descomposición (Barajas-Guzmán y Álvarez-Sánchez, 2003).

Modelos de descomposición

Se han propuesto algunos modelos que describen el proceso de descomposición de la materia orgánica en los ecosistemas terrestres; uno de ellos, descrito por Lavelle y Spain (2001), plantea un modelo jerárquico que explica en forma clara las similitudes y diferencias entre los procesos de descomposición en los trópicos húmedos y otros biomas, principalmente aquellos de zonas templadas. En este modelo se postula que los factores bióticos y abióticos que determinan el proceso de descomposición se encuentran organizados en cuatro niveles jerárquicos: factores climáticos (temperatura y humedad), propiedades físicas del suelo (mineralogía de las arcillas y contenido de nutrientes), calidad del recurso de descomposición y regulación biológica a través de interacciones entre micro y macroorganismos del suelo. Todos los niveles interactúan entre sí, de tal manera que la posición jerárquica de cada nivel sólo indica la probabilidad de que tenga un efecto predominante sobre el nivel inferior. Para el último nivel jerárquico se proponen cuatro sistemas biológicos de regulación que comparten algunas características:

1. el *sistema de mantillo*; que incluye los restos de hojas y ramas que han caído al suelo (como fuente de alimento), raíces laterales superficiales, invertebrados epigeos (principalmente artrópodos) y comunidades microbianas dominadas por hongos,
2. la *rizosfera*; que son todas las raíces subterráneas vivas, el suelo y microbiota que pueden ser influenciados por estas raíces,

3. la *drilosfera*; que incluye a las lombrices de tierra, materia orgánica del suelo (como fuente de alimento) y toda la microbiota de vida libre que está dominada por bacterias y,
4. la *termitosfera*; que es todo el volumen de suelo y recursos orgánicos que están influenciados por las termitas, tanto directamente como a través de sus asociaciones con microorganismos mutualistas obligados y facultativos.

La descomposición es el resultado de tres tipos de procesos que son controlados por diferentes factores y que tienen a su vez diversas consecuencias: 1) la lixiviación de los materiales solubles en agua y su transporte hacia la matriz del suelo, 2) la fragmentación física en la que los animales del suelo rompen en fracciones pequeñas la materia orgánica y, 3) la alteración química que es la consecuencia principal de la actividad de la microbiota del suelo (Chapin III *et al.*, 2002).

La variación temporal de la descomposición se describe por medio del modelo exponencial de descomposición. Este modelo involucra una tasa de descomposición constante y es una aproximación burda de la declinación de la masa del material orgánico en el tiempo. En este modelo, el proceso de descomposición se representa como una curva con al menos tres fases. Durante la primera fase, el proceso que predomina es la lixiviación de los compuestos solubles de las células. Aquí, el material vegetal fresco puede perder el 5% de su masa en 24 horas tan sólo por la lixiviación. La segunda fase ocurre más lentamente e involucra una combinación de fragmentación por animales del suelo, de alteración química por la microbiota y de lixiviación de los productos resultantes del decaimiento del material vegetal. La tercera fase de descomposición sucede mucho más lentamente e involucra la alteración de la materia orgánica que es mezclada con el suelo mineral y la lixiviación de los productos de la descomposición hacia otros estratos del suelo (Chapin III *et al.*, 2002).

Regulación de la descomposición

Los hongos son los principales desintegradores del material vegetal y, junto con las bacterias, son los responsables del 80 al 90% de la biomasa de descomposición total y de la respiración total del suelo. Respecto a la materia orgánica recién llegada al suelo, los hongos pueden secretar enzimas que les permiten penetrar la cutícula de las hojas o la cubierta suberizada de las raíces y tener acceso al interior del órgano vegetal muerto. Los hongos tienen sistemas enzimáticos capaces de descomponer virtualmente cualquier clase de compuestos vegetales. Además, los hongos micorrizógenos pueden jugar un papel importante en la descomposición

puesto que degradan las proteínas hasta aminoácidos, que son absorbidos por ellos para su crecimiento y también transferidos a la planta hospedera. Producen también celulasas que les permiten penetrar las raíces de las plantas, pero aun es incierto qué tanto participan estas enzimas en la descomposición de la materia orgánica (Chapin III *et al.*, 2002).

Los tipos de compuestos químicos presentes en la hojarasca se pueden agrupar en compuestos metabólicamente lábiles (azúcares y aminoácidos), compuestos estructurales moderadamente lábiles (celulosa y hemicelulosa) y material estructural recalcitrante (lignina y cutina). Por otro lado, la calidad del sustrato está determinada por cinco propiedades químicas de la materia orgánica: el tamaño de las moléculas, los tipos de enlaces químicos, la regularidad de las estructuras, la concentración de nutrimentos y la toxicidad. En cuanto a esta última propiedad, algunos compuestos solubles como los fenoles y alcaloides son tóxicos y matan o reducen la actividad de los microorganismos que los absorben (Chapin III *et al.*, 2002).

La calidad del recurso de los materiales vegetales puede definirse por la forma de vida de la planta y las condiciones ambientales bajo las cuales crece. Así, por ejemplo, la hojarasca de árboles deciduos generalmente muestra una correlación negativa entre las concentraciones de nitrógeno y las concentraciones de lignina y polifenoles. Sin embargo, las relaciones entre las características de la calidad del recurso y las tasas de descomposición son en su mayoría empíricas y hay un conocimiento muy pobre de las interacciones de los componentes bioquímicos del recurso a nivel celular, que es en donde se lleva a cabo la descomposición microbiana (Heal *et al.*, 1997).

Se han propuesto una variedad de ecuaciones para predecir la tasa de descomposición de los restos orgánicos y la tasa de liberación de nutrimentos, conociendo la composición química del recurso; utilizando principalmente varias proporciones entre carbono, nitrógeno, lignina y polifenoles. La más utilizada es la proporción C-N y, aunque se acepta en forma general como un índice de calidad del recurso, es necesario tomar en cuenta que la concentración de otros nutrimentos y de varios compuestos secundarios de las plantas puede ser de igual importancia. El nitrógeno es uno de los factores más comunes que limitan la descomposición puesto que determina el crecimiento y recambio de la biomasa microbiana que mineraliza el C orgánico. En teoría, la proporción C-N óptima para el crecimiento microbiano es de alrededor de 25. Los materiales vegetales muertos, pueden contener entre 0.1 y 5 % N por lo que una proporción C a N de 20 a 500 proporciona una idea general de las tasas potenciales de descomposición del material orgánico. Los materiales vegetales con proporciones C-N entre 25 y 75 incluyen hojas verdes

(tanto de suministros naturales como de abonos verdes) que tienen una composición bioquímica diferente a la de la hojarasca, con un alto contenido de C a N y P disponible porque no han presentado el proceso de senescencia. Este tipo de recurso comúnmente se descompone muy rápido pero el potencial de mineralización de N de algunos tejidos de leguminosas puede verse afectado por la formación de complejos de proteína de los polifenoles, por lo que en este caso, la proporción N-Polifenol puede ser un mejor indicador de la calidad de este recurso (Heal et al., 1997).

EXUDACIÓN DE LAS RAÍCES

Además de la descomposición de la materia orgánica, otra fuente importante de compuestos secundarios con actividad biológica o aleloquímicos que se depositan en el ambiente edáfico, es la exudación de las raíces. Las raíces pueden exudar una gran variedad de compuestos orgánicos, tanto de bajo peso molecular (azúcares simples, aminoácidos, ácidos orgánicos, compuestos fenólicos) como de alto peso molecular (flavonoides, taninos, esteroides, terpenoides, alcaloides). Muchos de estos compuestos están involucrados en procesos metabólicos primarios y secundarios y también en los mecanismos de defensa de las plantas, que pueden tener un impacto importante en la macro y microbiota que rodean a las raíces, permitiéndole a la planta fortalecer su resistencia a las plagas, establecer relaciones simbióticas benéficas con microorganismos, alterar las propiedades físicas y químicas del suelo e inhibir el crecimiento de otras plantas que compiten con ella por los recursos disponibles (Bertin *et al.*, 2003).

HONGOS MICORRIZÓGENOS ARBUSCULARES

La simple incorporación de material orgánico al suelo y su descomposición, puede alterar en gran medida la dinámica y diversidad poblacional de los microorganismos de la rizosfera (Scott y Knudsen, 1999; Rosemeyer *et al.*, 2000) y ser determinantes para el establecimiento de algunas relaciones simbióticas planta-microorganismo. Así, por ejemplo, algunos estudios han demostrado que la utilización de prácticas agroecológicas donde se maneja la incorporación de material orgánico al suelo, hace que las condiciones edáficas estén modificándose constantemente y de esta forma se promueva o inhiba, entre otras cosas, el desarrollo de las hongos micorrizógenos arbusculares (Entry *et al.*, 2002).

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son un componente importante de la rizosfera en ecosistemas tropicales, y su asociación con las plantas les facilita a éstas la disponibilidad de nutrientes del suelo (George *et al.*, 1995). Por otro lado, la participación de los HMA es muy significativa en el proceso de agregación del suelo (Wright y Upadhyaya, 1996) y se ha demostrado que son cruciales en la práctica de la agricultura sostenible, la horticultura, la reforestación y el manejo de los ecosistemas (Barea y Jeffries, 1995). Se han hecho detalladas revisiones sobre la fisiología y la bioquímica de la relación planta-hongo, las cuales muestran algunos de los avances logrados en este campo de la investigación científica gracias al desarrollo de métodos moleculares, citológicos y microscópicos (Bago *et al.*, 2000; Hahn y Mendgen, 2001; Lammers *et al.*, 2001). Además, diversos estudios han demostrado que la incorporación al suelo de hojas y rastrojo de plantas de diversas familias como abonos verdes, estimula la proliferación de estos hongos (Harinikumar *et al.*, 1990).

ANTECEDENTES

El presente estudio forma parte de un proyecto a largo plazo sobre la ecología química de algunas plantas y microorganismos de la Reserva Ecológica El Edén en Quintana Roo que consiste, en términos generales, en la identificación de los principios activos de las plantas y hongos endófitos con potencial alelopático por medio de fraccionamientos biodirigidos, utilizando como organismos de prueba: semillas, hongos fitopatógenos, *Artemia salina* e insectos.

Diversos estudios de bioprospección han demostrado que algunas especies arbóreas de la Península de Yucatán producen sustancias fitotóxicas, siendo generalmente en las hojas, en donde este efecto es más evidente. Algunas de las especies estudiadas de El Edén que presentaron una bioactividad significativa, pertenecen a diversas familias y son: *Thevetia gaumeri* [Apocynaceae], *Eupatorium* sp. [Compositae], *Ipomea* sp. [Convolvulaceae], *Jatropha gaumeri* [Euphorbiaceae], *Sebastiania adenophora* [Euphorbiaceae], *Zuelania guidonia* [Flacourtiaceae], *Hampea trilobata* [Malvaceae], *Malvaviscus arboreus* [Malvaceae], *Hamelia patens* [Rubiaceae], *Allophylus cominia* [Sapindaceae], *Callicarpa acuminata* [Verbenaceae] y *Lantana camara* [Verbenaceae] (Anaya *et al.*, 2003). Por otro lado, estudios preliminares han demostrado que la descomposición de la hojarasca de algunas de ellas, puede tener un efecto positivo sobre el desarrollo de hongos micorrizógenos-arbusculares y bacterias del género *Rhizobium* (Flores-Carmona, 2004). Para el presente trabajo se eligieron dos de las especies estudiadas dentro del proyecto ya que presentaron una bioactividad importante sobre los organismos de prueba: *S. adenophora* y *Z. guidonia*.

DESCRIPCIÓN DE LAS PLANTAS ESTUDIADAS

Sebastiania adenophora Pax & K. Hoffm. [Euphorbiaceae] es un arbusto o árbol endémico de la Zona Maya (Ibarra-Manríquez *et al.*, 1995) que posee abundante látex. Su nombre común es ‘Chechém blanco’ y sus nombres mayas son ‘Sak-chechém’ y ‘K’aan chunup’ (Martínez, 1979; Flores y Espejel-Carbajal, 1994). *S. adenophora* se encuentra distribuida en la selva baja caducifolia, la selva mediana subcaducifolia y la selva mediana subperennifolia de la península de Yucatán (Flores y Espejel-Carbajal, 1994). El látex tiene efectos cáusticos sobre la piel (Martínez, 1979) y se utiliza como purgante en dosis muy pequeñas (Castillo-Rivero, J. J., com. pers.). De las hojas de este árbol se aislaron seis triterpenos pentacíclicos conocidos, con

esqueleto tipo oleanano, lupano, o taraxerano. La bioactividad de estos compuestos fue probada sobre el crecimiento de la raíz de *Amaranthus hypochondriacus* [Amaranthaceae], *Lycopersicon esculentum* [Solanaceae], y *Echinochloa crus-galli* [Poaceae]. Los seis triterpenos tuvieron una bioactividad selectiva que consistió en estimular significativamente el crecimiento de la raíz de *Amaranthus* (23 a 56 %) a una concentración de 250 µg/ml; contrariamente, a la misma concentración, los triterpenos inhibieron significativamente el crecimiento de la raíz de *Echinochloa* (28 a 78 %) y del jitomate (23 a 49 %) (Macías-Rubalcava *et al.*, 2007).

Zuelania guidonia (Sw.) Britton & Millsp. (Flacourtiaceae) es un árbol de 20 a 30 m de alto y su diámetro a la altura del pecho llega a alcanzar 50 cm. Tiene una gran variedad de nombres comunes de acuerdo al estado en donde se localiza, siendo sus nombres mayas los de ‘Tamay’, ‘Totolonché’ y ‘Xtamay’ (Mendieta y Amo, 1981). *Z. guidonia* forma parte del estrato superior o medio de las selvas altas perennifolias o medianas subperennifolias y subcaducifolias. Se encuentra distribuido en la vertiente del Golfo de México, desde el sur de Tamaulipas y sureste de San Luis Potosí hasta la península de Yucatán (Pennington y Sarukhán, 1998). Su corteza y resina son utilizadas tradicionalmente para aliviar la amenorrea y el resfriado (Mendieta y Amo, 1981). El análisis fitoquímico biodirigido preliminar de la parte aérea de *Z. guidonia* indicó la presencia de dos compuestos fungitóxicos en el extracto metabólico, al parecer con estructura de saponinas triterpénicas (Hernández-Maqueda, 2004).

DESCRIPCIÓN DE LAS PLANTAS DE CULTIVO UTILIZADAS

Considerando el papel importante que tiene la alelopatía en la agricultura y los sistemas agrícolas tradicionales, se utilizaron tres especies de plantas cultivadas de importancia agrícola que se describen a continuación.

Jitomate (*Solanum lycopersicum*). Planta de tipo arbustivo que se cultiva como anual, perteneciente a la familia Solanaceae. Puede desarrollarse de forma rastrera, semirrecta o erecta. Consta de: raíz principal (corta y débil) con raíces secundarias (numerosas y potentes) y raíces adventicias; tallo principal (2 a 4 cm de grosor en su base) sobre el que se van desarrollando hojas, tallos secundarios e inflorescencias; hojas compuestas con folíolos peciolados, lobulados y con borde dentado, recubiertos de pelos glandulares y que se distribuyen de forma alternativa; flor perfecta, regular e hipógina y consta de 5 o más sépalos de igual número de pétalos color amarillo; fruto forma de baya, bi o plurilocular, constituido por el pericarpio, el tejido placentario

y las semillas. El origen de este género se localiza en la región andina, pero fue en México donde se domesticó, quizá porque crecería como mala hierba entre los huertos. Durante el siglo XVI se consumían en México, sin embargo, ya había sido llevado a España e Italia. Los españoles y portugueses difundieron el tomate a Oriente Medio y África, de allí a otros países asiáticos y de Europa se difundió a Estados Unidos y Canadá. (Valadez, 1994).

Es una de las especies hortícolas más importantes para el consumo humano ya que ocupa la mayor superficie sembrada en todo el mundo. En México se considera la segunda hortaliza más importante por la superficie sembrada que ocupa, la más importante por su volumen en el mercado nacional y la primera por su valor de producción. Su fruto se le encuentra en los mercados durante todo el año, se consume tanto fresco como procesado y es una fuente valiosa de sales minerales y vitaminas, en particular A y C (Velasco-Hernández y Nieto-Ángel, 2006).

Maíz (*Zea mays* L.). Planta de hojas ásperas y producción anual, de la familia Poaceae. Consta de: raíces fasciculadas en las que en algunos casos sobresalen unos nudos a nivel del suelo en donde suelen presentarse raíces secundarias o adventicias; tallo simple erecto, con longitud de hasta 4 m, robusto y sin ramificaciones, sin entrenudos; hojas largas, de gran tamaño, lanceoladas, alternas, paralelinervias, que se encuentran abrazadas al tallo y que presentan vellosidades por el haz; inflorescencia monoica con presencia separada de los dos tipos dentro de la misma planta, la inflorescencia masculina presenta una panícula (espigón o penacho) de coloración amarilla que posee una cantidad elevada de granos de polen y la inflorescencia femenina posee un menor contenido de granos de polen. El maíz es un cultivo muy remoto de unos 7000 años de antigüedad, de origen indio que se cultivaba por las zonas de México y América central que es de donde se considera su origen, pues sus hallazgos más antiguos se encontraron allí. Hoy día su cultivo está muy difundido por todo el resto de países y en especial en toda Europa donde ocupa una posición muy elevada. EEUU es otro de los países que destaca por su alta concentración en el cultivo de maíz (Paliwal *et al.*, 2001).

Es un cultivo alimenticio rico en almidones o carbohidratos (71 %) pero relativamente bajo en proteínas (9.5 %). El germen contiene casi todo el aceite y aproximadamente un 20 % de las proteínas del grano entero. La proteína del germen es de buena calidad nutricional, mientras que la proteína del endospermo es deficiente en dos aminoácidos esenciales: lisina y triptofano. Por su gran contenido de almidón, el grano del maíz es un alimento energético (Litzenberger, 1976).

Vigna (*Vigna unguiculata* L. Walp.). Es una leguminosa herbácea, anual, de temporada cálida, con cuatro tipos de crecimiento: erecta, semierecta, arbustiva (rastrera) y trepadora. Tiene hojas lisas, trifoliadas, entre opacas y brillantes. Con flores blancas, blancas con marcas moradas, o moradas lisas que se dan en pequeños racimos. La mayoría de las variedades producen pedúnculos de 20 a 50 cm de los cuales surgen racimos múltiples, siendo la presencia de estos tallos largos florecientes, uno de los rasgos distintivos más evidentes. Tiene vainas tersas, de 15 a 25 cm de largo, cilíndricas y ligeramente curvas. Las semillas tienen forma de frijol, pero son un poco menos anchas y los colores pueden diferir desde ante, tierra, blanco, marrón, morado o casi negro, en tono liso, o de texturas moteadas, punteadas o marmóreas. Algunas variedades tienen siempre un punto de color más oscuro en el hilum (unión de la semilla) que con frecuencia se le llama 'ojo' (Litzenberger, 1976).

Es originaria de África y crece extensivamente en África, América Latina, el sureste de Asia y el sur de los Estados Unidos. Se consume principalmente como cultivo de grano, forraje para animales, o como una legumbre; una aplicación adicional, en muchas partes de África, es el empleo de las hojas verdes tiernas como verdura (semejante a la espinaca). Constituye un alimento nutritivo y de fácil digestión. Aunque la proteína es algo deficiente en los aminoácidos esenciales metionina y cistina, en comparación con las proteínas animales, es relativamente rico en lisina y triptofano, los cuales son en general deficientes en todos los granos de cereal (Litzenberger, 1976).

HIPÓTESIS

Con base en lo anterior, las hipótesis del presente trabajo son las siguientes:

Las hojas secas recién cortadas de árboles de *Sebastiania adenophora* (Euphorbiaceae) y *Zuelania guidonia* (Flacourtiaceae), que poseen un comprobado potencial alelopático, al ser incorporadas al suelo como fuente de materia orgánica, liberarán, al descomponerse, diversos aleloquímicos que afectarán el desarrollo de otros organismos en el suelo y las características físicas y químicas del mismo.

El efecto de la descomposición de las hojas sobre plantas y microorganismos del suelo será diferente dependiendo de la especie de planta (considerando la composición química particular de cada una) y del efecto aditivo o sinérgico de la descomposición de la mezcla de hojas de ambas especies en estudio.

Los aleloquímicos específicos liberados durante la descomposición de las hojas de cada una de las dos especie o de la mezcla de ambas, tendrá un efecto positivo sobre el crecimiento de las plantas cultivadas de prueba y de los hongos micorrizógenos asociados a estas plantas cultivadas, así como sobre el desarrollo de las bacterias del género *Rhizobium* que se asocian a las raíces de *Vigna unguiculata*, y un efecto negativo sobre el crecimiento de arvenses que pudieran competir con los cultivos.

OBJETIVOS DEL PROYECTO

- Mediante un experimento en el invernadero, determinar el efecto de la descomposición de las hojas de *S. adenophora* y *Z. guidonia*, incorporadas como abono verde al suelo de macetas, sobre:
 - el crecimiento y la altura de las especies de cultivo *Solanum lycopersicum* (jitomate), *Zea mays* (maíz), y *Vigna unguiculata* (vigna),
 - la emergencia y biomasa de arvenses (monocotiledóneas y dicotiledóneas) presentes en el suelo de las macetas durante el experimento,
 - la estabilidad de agregados del suelo al agua (característica física),
 - la concentración de nitrógeno total, carbono total, fósforo extraíble en NaHCO_3 y cationes intercambiables (Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , K^+) en el suelo. (características químicas),
 - la colonización de los hongos micorrizógenos arbusculares en las raíces de las tres especies cultivadas,
 - el desarrollo de nódulos de *Rhizobium* en las raíces de *Vigna unguiculata*.
- Evaluar a lo largo del experimento, el efecto del agua que drena de las macetas después del riego, sobre la germinación y crecimiento de *Amaranthus hypochondriacus* (amaranto) y *Solanum lycopersicum* (jitomate).
- Evaluar el efecto de los lixiviados acuosos de *S. adenophora* y *Z. guidonia* sobre la germinación y crecimiento de la raíz de las especies de cultivo: *Solanum lycopersicum* (jitomate), *Zea mays* (maíz) y *Vigna unguiculata* (vigna).

MATERIALES Y MÉTODOS

ZONA DE ESTUDIO

La reserva ecológica El Edén está localizada en la gran zona de Yalahau en el norte de Quintana Roo, en los municipios de Lázaro Cárdenas (21° 36' y 20° 34' de latitud norte y 87° 06' y 87° 45' de longitud oeste) e Isla Mujeres (21° 36' y 21° 11' de latitud norte y 86° 43' y 87° 07' de longitud oeste). Establecida en 1990, de carácter privado, tiene una extensión de 1,492 hectáreas y cuenta con una estación de investigación: La Sabana. La temperatura media anual es de 24.7 °C y la precipitación anual de 1,511.4 mm. El clima es Aw"2(i)', cálido subhúmedo con lluvias en verano, con canícula, con un cociente P/T mayor de 55.3, con poca oscilación de la temperatura media mensual, entre 5 y 7 °C. En la región los vientos predominantes proceden del sureste. En la región, las rocas calizas que forman el substrato datan del Cuaternario y Terciario de la Era Cenozoica. Una particularidad del área es su topografía casi plana, con altitudes que apenas rebasan los 30 m. Los suelos de la región son, en general, delgados, pedregosos y con poca materia orgánica. Predominan las asociaciones de litosoles y rendzinas, que corresponden en la clasificación maya a los suelos tipo tzeke. Son también importantes los de gley (akalché), que se desarrollan en suelos inundados y los luvisoles (kankab), que son suelos rojos de mediana profundidad y con excesivo drenaje (Lazcano-Barrero *et al.*, 1994).

Los principales tipos de vegetación en esta zona son: selva mediana subperennifolia, tintales, sabanas, humedales y manglares. El área es considerada como una de las de mayor diversidad biológica dentro de la Península de Yucatán, además de contener el mayor número de endemismos (Gómez-Pompa y Dirzo, 1995). La gran mayoría de la vegetación de esta zona está en peligro debido a diversas causas como son los modelos de desarrollo adoptados que resultan inadecuados para el lugar, los cambios drásticos en los usos de suelo y el crecimiento demográfico desmedido (Gómez-Pompa, 1998).

RECOLECTA DEL MATERIAL

En marzo de 2004, se recolectaron hojas de aspecto sano de la parte baja del follaje, de al menos 10 árboles adultos de *Sebastiania adenophora* y *Zuelania guidonia* de aspecto robusto y sano, escogidos al azar, en la selva de la Reserva Ecológica El Edén. El secado de las hojas se realizó a temperatura ambiente y una vez secas, estas hojas se guardaron en bolsas de papel.

El suelo de una zona agrícola contigua a la reserva, en enero de 2004, se recolectó, en 15 sitios escogidos al azar, de los primeros 15 cm de profundidad (eliminando la materia orgánica superficial). Las muestras de cada sitio, de aproximadamente 10 kg, se mezclaron y guardaron en sacos de plástico. El material vegetal y el suelo, se transportaron al laboratorio de Alelopatía del Instituto de Ecología de la UNAM.

El suelo se secó al aire y se tamizó con tamiz de malla No. 10 (apertura de 2 mm) y se separó una muestra de 0.5 kg para la realización de análisis físicos y químicos del mismo.

Las especies cultivadas de prueba utilizadas en los bioensayos con lixiviados acuosos y en el experimento en el invernadero fueron: *Solanum lycopersicum* (jitomate), *Zea mays* (maíz) variedad naal xoy y *Vigna unguiculata* (vigna), que son cultivadas regularmente en la Península de Yucatán. Las semillas de estas especies fueron proporcionadas por el M. en C. Jesús Arturo Caamal Maldonado, del Departamento de Producción Animal en Agroecosistemas Tropicales de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Yucatán.

En los bioensayos con el agua que drena después del riego, de las bolsas utilizadas como ‘macetas’ en el experimento en el invernadero, se usaron como especies de prueba, *Amaranthus hypochondriacus* (amaranto) y *Solanum lycopersicum* (jitomate).

BIOENSAYOS *IN VITRO* CON LOS LIXIVIADOS DE LAS HOJAS DE LAS PLANTAS ALELOPÁTICAS

Se realizaron bioensayos *in vitro* con los lixiviados (1 %) de las hojas de *S. adenophora* (‘*Sebastiania*’) y *Z. guidonia* (‘*Zuelania*’) para evaluar su efecto sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de jitomate, maíz y vigna. Para la realización de estos bioensayos se siguió la metodología referida por Anaya y colaboradores (1990) que se describe a continuación:

Se preparó el lixiviado al 2 % poniendo a remojar 2 g de las hojas secas de las especies con potencial alelopático (*Sebastiania* ó *Zuelania*) en 100 ml de agua destilada durante 3 h, a temperatura ambiente, posteriormente se filtró con papel filtro (Whatman No. 4) para eliminar de la solución los residuos orgánicos de las hojas y con filtro millipore de 0.45 µm para eliminar la contaminación por microorganismos. Se midió la presión osmótica de los lixiviados con un osmómetro de punto de congelación (Osmette A, Precision Systems, Inc.), para asegurar que se encontrara dentro de los límites de tolerancia (< 40 mOsm/l) de las especies de prueba utilizadas (Flores-Carmona, 2004).

Los bioensayos se realizaron en cajas de Petri de 5 cm (jitomate) o 9 cm (maíz y vigna) de diámetro, utilizando agar como sustrato, bajo un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones por tratamiento. El lixiviado se mezcló (50:50 v/v) con agar puro (1.5 %) para obtener una solución final de éste al 1 %. Se utilizó un control negativo que consistió en agar puro (0.75 %). sobre el agar solidificado de cada caja de Petri se sembraron 10 semillas de cada una de las especies cultivadas (jitomate, maíz o vigna), equidistantes una de otra y formando un círculo. Las cajas de Petri se colocaron en una estufa a 28 °C en la oscuridad durante 72 horas. Al término de este lapso de tiempo, se midió el porcentaje de germinación y la longitud de la raíz de cada plántula.

Los resultados del porcentaje de germinación de cada especie de prueba se transformaron calculando el logaritmo natural (ln) de los mismos y se analizaron con un ANDEVA (considerando como factor los tratamientos y como variable de respuesta los datos transformados de germinación) y pruebas de comparación de medias (Tukey). Los resultados del crecimiento radical se analizaron estadísticamente con un ANDEVA (considerando como factor a los tratamientos) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para determinar diferencias significativas entre los tratamientos (Zar, 1999).

EXPERIMENTO EN EL INVERNADERO

El diseño de este experimento fue multifactorial y al azar con cinco repeticiones por tratamiento. Los factores considerados fueron dos: 1) los tratamientos y 2) las especies cultivadas de prueba.

Los tratamientos que se evaluaron fueron los siguientes:

- a) **Control negativo:** Suelo + goma EVA (etileno acetato de vinilo) en fragmentos de aproximadamente 35 mm² (relación masa/masa, 200:1 m/m) (control del efecto físico).
- b) **Control positivo:** Suelo + goma EVA (etileno acetato de vinilo) en fragmentos de aproximadamente 35 mm² (200:1 m/m) + dosis recomendada de un herbicida comercial (Sencor 480 SC, Bayer CropScience) (control del efecto químico).
- c) **Sebastiania:** Suelo + hojas de *S. adenophora* (100:2 m/m).
- d) **Zuelania:** Suelo + hojas de *Z. guidonia* (100:2 m/m).

- e) **Sebastiania + Zuelania:** Suelo + hojas de *S. adenophora* + hojas *Z. guidonia* (100:1:1 m/m/m).

En cuanto al segundo factor, las especies cultivadas evaluadas fueron:

1. **Jitomate:** *Solanum lycopersicum*.
2. **Maíz:** *Zea mays*.
3. **Vigna:** *Vigna unguiculata*.
4. **Control:** sin planta cultivada.

Como unidad experimental se utilizaron bolsas de plástico negro ('macetas') que se llenaron cada una con 2 kg de suelo. Cada bolsa tenía dos perforaciones en la base para permitir el drenaje del agua.

El diseño del experimento en el invernadero se muestra a continuación:

Tratamiento	Especies Cultivadas			
	Control sin planta	Jitomate	Maíz	Vigna
	Repeticiones			
Control negativo	5	5	5	5
Control positivo	5	5	5	5
<i>Sebastiania</i>	5	5	5	5
<i>Zuelania</i>	5	5	5	5
<i>Sebastiania + Zuelania</i>	5	5	5	5

n = 100

Para iniciar el experimento en el invernadero, las macetas con el suelo ya incorporado, se colocaron en una casa de sombra; se regaron a capacidad de campo y se incubaron a temperatura ambiente durante 14 días (regando las macetas cuando era necesario) para permitir el desarrollo de una microflora estable en el suelo.

Después de este periodo, las hojas secas de *Sebastiania* y/o *Zuelania* se trituraron a mano en fragmentos de aproximadamente 35 mm² y se incorporaron al suelo en una proporción de 2:100 (g hojas:g suelo) de acuerdo al diseño experimental, a los primeros 8 cm de la superficie del suelo de las macetas, siguiendo, con algunas modificaciones, la metodología descrita por Anaya y colaboradores (1988).

En forma paralela, se pusieron a germinar entre 300 a 450 semillas de cada una de las especies cultivadas en cajas de Petri, utilizando agar como sustrato. Las cajas de Petri se colocaron en una estufa a 27 °C en la oscuridad, el tiempo suficiente para que germinaran la mayoría de ellas. Cuando germinaron, se escogieron aquellas que tuvieran una longitud de radícula de aproximadamente 5 mm y se trasplantaron en almácigos con suelo previamente esterilizado. Se mantuvieron en esas condiciones, regándolas cuando fuera necesario hasta que tuvieron sus primeras hojas verdaderas (15 días para maíz y vigna y 21 días para jitomate).

Las macetas se regaron a capacidad de campo y tres días después, se sembraron en ellas 3 plántulas de 15 días de edad para el caso del maíz y vigna; y 4 plántulas de jitomate de 21 días de edad, de acuerdo con el diseño experimental.

Las macetas se regaron cada 5 días, excediendo con 100 ml su capacidad de campo (200 ml de agua), con el fin de coleccionar el agua de drenaje de cada maceta. Adicionalmente, las macetas se regaron cuando fue necesario. La duración total del experimento fue de 9 semanas.

Evaluación de arvenses

Para evaluar la emergencia de arvenses, se realizó un conteo cada 5 días de plántulas de mono y dicotiledóneas que emergieron del suelo de cada maceta a lo largo del experimento. Al final del mismo, se determinó el peso seco total de las arvenses separando monocotiledóneas de dicotiledóneas.

Los resultados del número de arvenses se evaluaron con un análisis no paramétrico de comparación múltiple de muestras independientes (Kruskal-Wallis ANOVA por rangos y prueba de medianas). Por otro lado, los resultados del peso seco de las arvenses se evaluaron con un ANDEVA factorial (factores: tratamientos y tipo de arvense; variable de respuesta: peso seco) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para determinar diferencias significativas entre tratamientos y tipo de arvenses (Zar, 1999).

Evaluación de las plantas cultivadas

Al iniciar el experimento, se midió la altura de todas las plántulas que se trasplantaron en las macetas, y ésta se consideró como la altura inicial. Posteriormente, cada 5 días, a lo largo del experimento, se midió la altura de las todas las plantas cultivadas.

Al finalizar el experimento, se cosecharon las plantas de jitomate, maíz y vigna de las macetas. Se separaron en tres componentes: hojas, tallos y raíces. La raíz de una de las plantas por maceta, se preservó en una solución de alcohol etílico al 50% para la evaluación de hongos micorrizógenos (en las 3 especies cultivadas) y *Rhizobium* (en vigna). El resto de los componentes se secó a 40 °C y se determinó el peso seco de cada uno de ellos.

Para evaluar el crecimiento de las plantas cultivadas se realizó un análisis de crecimiento clásico que requiere el peso seco de cada componente de la planta, según metodología propuesta por Hunt (1989).

Este análisis clásico de crecimiento consistió en la determinación de los siguientes parámetros:

a) Tasa Relativa de Crecimiento (TRC)

Se calculó con la siguiente fórmula:

$$TRC = \frac{\ln \bar{W}_2 - \ln \bar{W}_1}{t_2 - t_1}$$

Donde: \bar{W}_1 y \bar{W}_2 son los promedios de los pesos secos de la planta; t_1 y t_2 son los tiempos de cosecha. Las unidades de esta tasa son $g\ g^{-1}\ sem^{-1}$.

b) Tasa de Asimilación Neta (TAN)

Se utilizó la siguiente fórmula:

$$TAN = \frac{(\bar{W}_2 - \bar{W}_1)(\ln L_{A2} - \ln L_{A1})}{(L_{A2} - L_{A1})(t_2 - t_1)}$$

Donde: \bar{W}_1 y \bar{W}_2 son las medias de los pesos secos, L_{A2} y L_{A1} son las áreas foliares, $\ln L_{A2}$ y $\ln L_{A1}$ es el logaritmo natural de las áreas foliares en los tiempos de cosecha t_1 y t_2 . Las unidades son $g\ cm^{-2}\ sem^{-1}$.

c) Proporción de Área Foliar (PAF)

Se calculó con la fórmula:

$$PAF = \frac{\left(\frac{L_{A1}}{W_1}\right) + \left(\frac{L_{A2}}{W_2}\right)}{2}$$

Donde: L_{A1} y L_{A2} son las áreas foliares, W_1 y W_2 son el peso seco total de la planta, t_1 y t_2 son los tiempos de cosecha; las unidades son $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$.

d) Área Foliar Específica (AFE)

Se utilizó la siguiente fórmula:

$$AFE = \frac{\left(\frac{L_{A1}}{L_{W1}}\right) + \left(\frac{L_{A2}}{L_{W2}}\right)}{2}$$

Donde: L_{A1} y L_{A2} son las áreas foliares y L_{W1} y L_{W2} son el peso seco de las hojas a los tiempos de cosecha t_1 y t_2 ; sus unidades son $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$.

e) Proporción del Peso de las Hojas (PPH)

Se calculó con la fórmula:

$$PPH = \frac{\left(\frac{L_{W1}}{W_1}\right) + \left(\frac{L_{W2}}{W_2}\right)}{2}$$

Donde: L_{W1} y L_{W2} son los promedios del peso seco para el follaje y W_1 y W_2 son las medias del peso seco total de la planta a los tiempos de cosecha t_1 y t_2 . Sus unidades son g g^{-1} .

f) Proporción del Peso del Tallo (PPT)

Se utilizó la fórmula:

$$PPT = \frac{\left(\frac{S_{W1}}{W_1}\right) + \left(\frac{S_{W2}}{W_2}\right)}{2}$$

Donde: S_{W1} y S_{W2} son los promedios del peso seco para el tallo y W_1 y W_2 son las medias del peso seco total de la planta a los tiempos de cosecha t_1 y t_2 . Sus unidades son g g^{-1} .

g) Proporción del Peso de la Raíz (PPR)

Se calculó con la fórmula:

$$PPR = \frac{\left(\frac{R_{W1}}{W_1}\right) + \left(\frac{R_{W2}}{W_2}\right)}{2}$$

Donde: R_{W1} y R_{W2} son los promedios del peso seco para la raíz y W_1 y W_2 son las medias del peso seco total de la planta a los tiempos de cosecha t_1 y t_2 . Sus unidades son $g\ g^{-1}$.

h) Proporción Raíz/Parte Aérea (R/PA)

Se utilizó la fórmula:

$$R/PA = \frac{R}{(L + S)}$$

Donde: R, S y L son los pesos secos de la raíz, tallo y hojas respectivamente. Sus unidades son $g\ g^{-1}$.

Los resultados de la altura de las plantas cultivadas se transformaron calculando el logaritmo natural (ln) de los datos y posteriormente se analizaron con un ANDEVA (factor: tratamientos; variable de respuesta: ln de altura) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para determinar diferencias significativas entre los tratamientos (Zar, 1999).

Por otro lado, los resultados de los índices calculados en el análisis de crecimiento, se transformaron, cuando fue necesario, calculando el logaritmo natural (ln), la raíz cuadrada (raíz²), la raíz cúbica (raíz³) o el arcoseno (arc sin) de los datos con el fin de lograr una distribución normal de los mismos y una homogeneidad de las varianzas (supuestos que se deben cumplir para realizar un análisis de varianza). Posteriormente, se realizaron ANDEVA multifactoriales (factores: tratamientos y plantas de cultivo) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para cada índice, con el fin de determinar las diferencias significativas entre plantas cultivadas. Asimismo, se realizaron ANDEVA (factor: tratamiento) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para cada índice y cada planta cultivada, para determinar diferencias significativas entre tratamientos (Zar, 1999).

Evaluación de la colonización por *Rhizobium* y hongos micorrizógenos

Para evaluar la presencia de *Rhizobium* en las raíces de vigna, se realizó el conteo de los nódulos presentes en las raíces preservadas en la solución al 50% de alcohol etílico. Estos resultados se evaluaron con un análisis no paramétrico de comparación múltiple de muestras independientes (Kruskal-Wallis ANOVA por rangos y prueba de medianas para determinar diferencias estadísticas entre tratamientos).

Para evaluar el desarrollo de hongos micorrizógenos en las raíces de las plantas cultivadas, se utilizaron las preservadas en alcohol etílico (50%) de las tres especies, las cuales se cortaron en fragmentos de aproximadamente 2 cm, se clarearon y posteriormente tiñeron con azul de tripano (Kormanik, *et al.*, 1980). Una vez teñidas, se cuantificó el porcentaje de colonización de hongos micorrizógenos arbusculares siguiendo el método ligeramente modificado de intersecciones amplificadas propuesto por McGonigle y colaboradores (1990) que consiste en lo siguiente:

Se colocan en forma vertical los segmentos de raíz en un portaobjetos (12 segmentos por portaobjeto), con un total de cuatro repeticiones por muestra, y por medio de un microscopio óptico (40x de ampliación), se determina la presencia o ausencia de las estructuras características de los hongos micorrizógenos arbusculares (hifas intrarradicales, vesículas y arbusculos), haciendo énfasis en la presencia o ausencia de arbusculos. La cuantificación del porcentaje de colonización total se obtiene de dividir el número de estructuras entre el número total de campos observados para cada una de las muestras.

Debido a que los resultados obtenidos se expresan en porcentajes, se transformaron estos datos calculando el arcoseno (\arcsin) y posteriormente se analizaron con un ANDEVA multifactorial (factores: tratamientos y planta de cultivo) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para determinar las diferencias significativas entre plantas cultivadas. También se realizaron ANDEVA (factor: tratamiento) y pruebas de comparación de medias (Tukey) independientes para cada planta cultivada y así poder determinar diferencias significativas entre tratamientos (Zar, 1999).

Evaluación de características físicas y químicas del suelo

Previamente al experimento en el invernadero, se analizaron algunas características químicas de las hojas de *S. adenophora* y *Z. guidonia*, así como del suelo utilizado. Los análisis

consistieron en la determinación del contenido de nitrógeno total (Nt) y fósforo total (Pt), y se realizaron con un 'Autoanalizador II' del Laboratorio de Biogeoquímica Terrestre y Clima del Instituto de Ecología de la UNAM. Además, se determinaron otras características del suelo que incluyeron pH, contenido de materia orgánica (MOS) (método Walkley y Back, 1947) y conductividad eléctrica (IRENAT-Colegio de Posgraduados, 1997).

Después de la cosecha de arvenses y plantas cultivadas, se mezcló el suelo de las macetas de las 5 repeticiones de cada tratamiento por cada planta cultivada, resultando un total de 20 muestras finales, que se guardaron en macetas de plástico negras para su posterior procesamiento.

El suelo de las 20 muestras finales se puso a secar al aire y posteriormente se tamizaron con un tamiz de apertura de malla de 8 mm, para la determinación de la estabilidad de agregados del suelo a la acción del agua. Esta determinación se realizó con la asesoría de la Dra. María del Pilar Ortega Larrocea del Departamento de Edafología del Instituto de Geología, UNAM.

De la misma forma, se tomó una submuestra (500 g aproximadamente), de cada una de las 20 muestras finales, y se tamizaron con un tamiz de apertura de malla de 2 mm para la determinación de fósforo extraíble en NaHCO_3 (P- HCO_3), carbono total (Ct), nitrógeno total (Nt) y cationes intercambiables. Esta determinación se realizó con asesoría de la M. en C. Kumiko Shimada Miyasaka y la Dra. Lucy Mora Palomino en el Laboratorio de Edafología Ambiental del Instituto de Geología, UNAM.

Se realizó la determinación de fósforo extraíble en bicarbonato de sodio porque es un método apropiado para suelos calcáreos, alcalinos o neutros que contengan fosfatos de calcio. Esta técnica de extracción fue desarrollada originalmente para la estimación del P del suelo disponible para las plantas y es utilizado comúnmente como un índice del estado del P en el suelo para determinar los requerimientos de fertilización con P (Turner y Haygarth, 2003).

Estabilidad de agregados del suelo a la acción del agua

Se determinó la estabilidad de los agregados a la acción del agua utilizando el Wet Sieving Apparatus (Eijkelkamp Agrisearch Equipment) que simula mecánicamente la acción erosiva del agua. Se siguió el procedimiento estandarizado de operación (Eijkelkamp Agrisearch Equipment, 2003) proporcionado por el Laboratorio de Microcosmos Bioedáfico del Instituto de Geología, UNAM, que consiste en lo siguiente:

Se utilizaron 4 g de cada muestra final para cada uno de los 4 tamices que contiene el aparato (con apertura de malla de 0.25, 0.5, 1.0 y 2.0 mm), realizándose tres repeticiones de cada muestra. Los tamices del aparato, conteniendo los 4 g de suelo, se sumergieron durante 3 minutos en el agua contenida en las canastillas localizadas debajo de los tamices, para someter al suelo a la acción mecánica erosiva del agua, con lo que se simula la acción de ésta para disgregar los agregados del suelo. El suelo que no es estable se disgrega y pasa a la canastilla por acción del agua, mientras que el que es estable en forma de agregados se queda en el tamiz. El suelo disgregado que pasó a las canastillas, se transfirió a frascos que se pusieron a secar a 110 °C durante 24 horas. Para transferir el suelo estable que quedó en los tamices hacia las canastillas, se utilizó una solución disgregante (hexametáfosfato de sodio, 2 g l⁻¹), y nuevamente el suelo que pasó a las canastillas se transfirió a frascos para secarlo a 110 °C durante 24 h. Por diferencia de pesos, se obtuvo la cantidad de suelo que resultó estable a la acción del agua, y con estos resultados se calculó la fracción estable de agregados en agua para cada una de las muestras finales de suelo.

Los resultados de las fracciones estables se transformaron calculando el logaritmo natural (ln) y posteriormente se analizaron con un ANDEVA multifactorial (factores: tratamientos, planta de cultivo) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para determinar diferencias significativas entre los factores utilizados (Zar, 1999). También se realizó un análisis de correlación de las fracciones estables de agregados y el contenido de elementos del suelo (P-HCO₃, Nt, Ct, y cationes intercambiables).

Determinación de Carbono y Nitrógeno totales

La determinación de carbono total (Ct) y nitrógeno total (Nt) se realizó en el Laboratorio de Edafología Ambiental del Instituto de Geología, UNAM. Se utilizaron 5 g de cada muestra final que fueron molidos en un mortero de ágata hasta obtener un molido muy fino y se pusieron a secar en una estufa a 105 °C durante una hora. La determinación de estos elementos se realizó utilizando 15 mg de suelo seco por muestra y un Analizador Elemental CNHS 2400 Series II (Perkin Elmer). Los resultados de concentración de estos elementos se expresaron en porcentaje (% Ct y % Nt, respectivamente).

Determinación de Fósforo extraíble en NaHCO₃

Se realizó la determinación de fósforo extraíble en bicarbonato de sodio (P-HCO₃) (extracción de Olsen *et al.*, 1954) usando ácido ascórbico como agente reductor. Se siguió el procedimiento estandarizado proporcionado por el Laboratorio de Edafología Ambiental del Instituto de Geología, UNAM.

Se utilizaron 2.5 g de suelo de cada muestra final, un blanco de reactivos y una muestra patrón (proporcionada por el Laboratorio de Edafología Ambiental), con una repetición para cada uno de ellos. El método consistió en realizar una extracción con una solución de bicarbonato de sodio 0.5 M pH 8.5. A cada una de las muestras con alto contenido de materia orgánica, se les agregó 0.5 g de carbono activado para eliminar el exceso de ésta y poder realizar la lectura colorimétrica. El P en el extracto se determinó colorimétricamente (coloración azul) con molibdato de amonio y ácido ascórbico como agente reductor, midiendo la transmitancia en un espectrofotómetro a 720 nm contra el cero de la curva. La curva de calibración se realizó con una serie de estándares con concentraciones de 0, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2.0 mg de fósforo/litro respectivamente. El cálculo se realizó trazando una curva de mg P l⁻¹ contra la absorbancia determinada, localizando en esta curva el valor correspondiente en mg P l⁻¹ de la absorbancia de cada muestra. Posteriormente, se realizó el cálculo respectivo para expresar la concentración de fósforo soluble en mg P kg⁻¹ de suelo.

Determinación de Cationes Intercambiables

Se realizó la determinación de cationes intercambiables (Ca²⁺, Mg²⁺, Na⁺ y K⁺) mediante la extracción con acetato de amonio 1 N pH 7. Se siguió el procedimiento estandarizado (PRESOP MET-007, 1999) proporcionado por el Laboratorio de Edafología Ambiental del Instituto de Geología, UNAM.

Se utilizaron 4 g de suelo de cada muestra final, dos blancos de reactivos y una muestra patrón (proporcionada por el Laboratorio de Edafología Ambiental), con una repetición para cada uno de ellos. El método consistió en realizar la extracción de los cationes intercambiables (Ca²⁺, Mg²⁺, Na⁺ y K⁺) con una solución de acetato de amonio 1 N pH 7.

Para la determinación de Ca^{2+} y Mg^{2+} se realizaron diluciones de los extractos utilizando una solución de lantano al 1% y curvas de calibración con series de estándares de concentración de 0, 1, 2, 3 y 4 mg l^{-1} de calcio para Ca^{2+} y de 0, 0.1, 0.3, 0.5, 0.7 y 1 mg l^{-1} de magnesio para Mg^{2+} . La determinación se hizo en un espectrofotómetro de absorción atómica. Se realizó el cálculo respectivo para expresar la concentración de Ca^{2+} y Mg^{2+} en $\text{cmol}(+)/\text{kg}$ de suelo.

Para la determinación de Na^+ y K^+ se realizaron diluciones de los extractos utilizando una solución de cesio al 2% y curvas de calibración con series de estándares de concentración de 0, 0.5, 1, 2, 3 y 4 mg l^{-1} de sodio para Na^+ y de 0, 0.5, 1, 1.5 y 2 mg l^{-1} de potasio para K^+ . La determinación se hizo utilizando un flamómetro. Se realizó el cálculo respectivo para expresar la concentración de Na^+ y K^+ en $\text{cmol}(+)/\text{kg}$ de suelo.

Con los resultados de estos análisis químicos se realizó un análisis de correlación entre el contenido de elementos del suelo (Ct, Nt, P- HCO_3 , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ y K^+) y las fracciones estables de agregados de cada una de las muestras para determinar la relación existente entre características químicas y físicas del suelo y las diferencias significativas entre tratamientos.

BIOENSAYOS *IN VITRO* CON EL AGUA DE DRENAJE DE LAS MACETAS

Se realizaron bioensayos *in vitro* con el agua de drenaje de las macetas recolectada después del riego cada 5 días a lo largo del experimento en el invernadero, con el fin de evaluar su efecto sobre la germinación y crecimiento radical de amaranto y jitomate. Para estos bioensayos se utilizó la mezcla del agua de drenaje de las cinco repeticiones de cada tratamiento, y la metodología descrita por Anaya y colaboradores (1990), que consistió en el siguiente procedimiento:

La mezcla del agua de drenaje de las 5 repeticiones de cada tratamiento, se filtró con papel filtro (Whatman No. 4) para eliminar los restos de materia orgánica y suelo. Se midió su presión osmótica con un osmómetro de punto de congelación (Osmette A, Precision Systems, Inc.), para asegurar que se encontrara dentro de los límites de tolerancia a este factor ($< 40 \text{ mOsm/l}$), de las especies de prueba utilizadas (Flores-Carmona, 2004). Se utilizó un testigo con agua destilada. Los bioensayos se realizaron en cajas de Petri de 5 cm de diámetro, utilizando papel filtro (Whatman No. 32) como sustrato, bajo un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones por tratamiento. Sobre el papel filtro de cada caja de Petri, se colocaron 1.5 ml del

agua de drenaje filtrada (agua destilada para el testigo) y se sembraron 10 semillas, equidistantes una de otra y formando un círculo, de cada una de las especies de prueba (amaranto o jitomate). Las cajas de Petri se sellaron con Parafilm y se colocaron en una estufa a 28 °C en la oscuridad durante 24 o 72 horas (amaranto y jitomate, respectivamente). Al término del bioensayo, se midió el porcentaje de germinación y la longitud de la raíz.

Los datos de germinación de cada especie de prueba se transformaron calculando el logaritmo natural (\ln), la raíz cuadrada (raíz^2) o el arcoseno (arc sin) de los mismos y se analizaron con un ANDEVA multifactorial (factores: tratamientos y plantas de cultivo; variable de respuesta: datos transformados de germinación) y pruebas de comparación de medias (Tukey). Los resultados del crecimiento radical se transformaron, cuando fue necesario, calculando el logaritmo natural (\ln) o la raíz cuadrada (raíz^2) de los datos con el fin de lograr una distribución normal de los mismos. Posteriormente, se analizaron estadísticamente con ANDEVA factorial (factores: tratamientos y plantas de cultivo) y pruebas de comparación de medias (Tukey) para determinar diferencias significativas entre los factores utilizados (Zar, 1999).

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Todos los análisis de varianza, no paramétricos y correlaciones se realizaron utilizando el programa de análisis estadístico STATISTICA 6 (StatSoft, 2001).

RESULTADOS

BIOENSAYOS *IN VITRO* CON LOS LIXIVIADOS DE LAS HOJAS DE *Sebastiania* Y *Zuelania*

Los resultados de estos bioensayos mostraron que el lixiviado de *Sebastiania* inhibe ligeramente la germinación del jitomate y que el de *Zuelania* inhibe la germinación del maíz; sin embargo, el análisis estadístico indicó que este efecto no es significativo ($F_{2,35} = 0.61, p = 0.547$). En cuanto al factor planta, se presentaron diferencias significativas entre la germinación de vigna y la del maíz y del jitomate ($F_{2,35} = 24.16, p < 0.001$) (Figura 1).

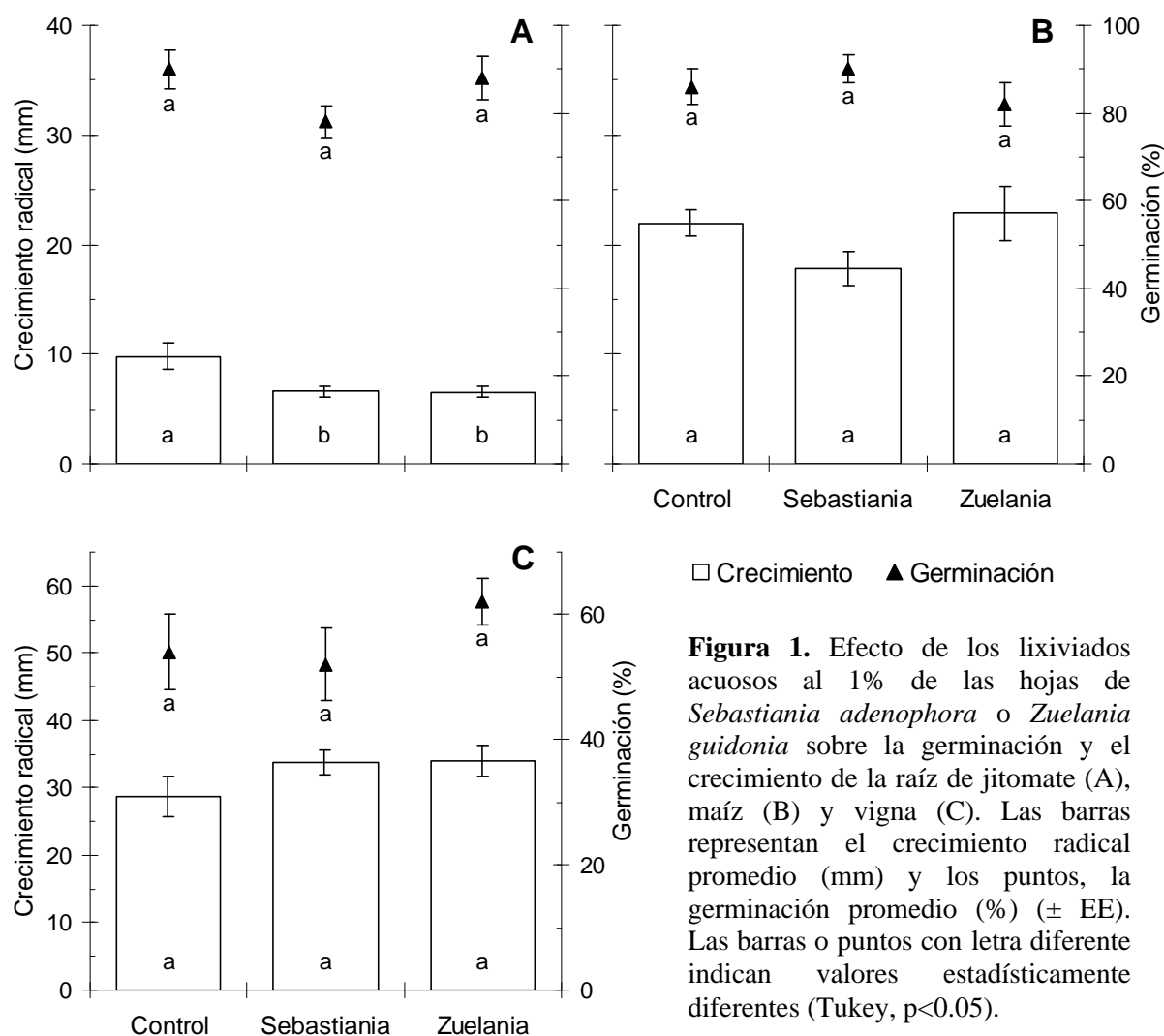


Figura 1. Efecto de los lixiviados acuosos al 1% de las hojas de *Sebastiania adenophora* o *Zuelania guidonia* sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de jitomate (A), maíz (B) y vigna (C). Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación promedio (%) (\pm EE). Las barras o puntos con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

En cuanto al crecimiento radical, se observó una ligera inhibición, no significativa, del maíz con el lixiviado de *Sebastiania* y una ligera estimulación, no significativa, de vigna con los

lixiviados de *Sebastiania* y *Zuelania*. Los lixiviados de ambas especies inhibieron significativamente el crecimiento de la raíz del jitomate (Figura 1).

Se presentaron también diferencias significativas entre el crecimiento de la raíz de las tres plantas de cultivo, siendo significativamente mayor el crecimiento de la raíz de vigna y menor el de la raíz de jitomate ($F_{2, 35} = 136.64, p < 0.001$) (Figura 1).

EXPERIMENTO EN EL INVERNADERO

Emergencia de arvenses

En forma general, se observó que la emergencia de monocotiledóneas fue menor que la de dicotiledóneas en el suelo de todos los tratamientos, sin importar la planta cultivada sembrada; cabe señalar que la emergencia de arvenses no rebasó un promedio de 4 plántulas por maceta. Por otro lado, el efecto del herbicida fue muy notable, puesto que en la mayoría de las macetas a las que se les adicionó el herbicida, no hubo emergencia de arvenses (Figura 2). Debido a que el número de arvenses fue escaso, sólo se consideraron los resultados de las arvenses totales para las macetas con las diferentes plantas de cultivo.

Macetas con jitomate. La emergencia de arvenses totales en las macetas con hojas de *Zuelania* y *Sebastiania*+*Zuelania* fue similar al del control negativo (Figura 2). El análisis estadístico de estos datos indicó que existieron diferencias significativas entre los tratamientos a los 15 ($H_{4, 25} = 14.27, p = 0.007$), 20 ($H_{4, 25} = 13.37, p = 0.010$), 25 ($H_{4, 25} = 11.54, p = 0.021$), 30 ($H_{4, 25} = 10.37, p = 0.0346$), 35 ($H_{4, 25} = 12.189, p = 0.016$), 40 ($H_{4, 25} = 12.02, p = 0.017$), 45 ($H_{4, 25} = 11.24, p = 0.024$), 50 ($H_{4, 25} = 9.97, p = 0.041$) y 55 ($H_{4, 25} = 10.64, p = 0.031$) días del experimento en el invernadero.

Macetas con maíz. Considerando el número total de arvenses los resultados indicaron que las macetas con hojas de *Zuelania* mantuvieron el mayor número de arvenses totales a lo largo de todo el experimento (Figura 2). El análisis estadístico indicó que estas diferencias entre tratamientos fueron significativas sólo a los 40 ($H_{4, 25} = 9.51, p = 0.049$), 45 ($H_{4, 25} = 13.84, p = 0.008$), 50 ($H_{4, 25} = 12.36, p = 0.015$), 55 ($H_{4, 25} = 10.705, p = 0.030$) y 60 ($H_{4, 25} = 10.21, p = 0.037$) días del experimento en el invernadero.

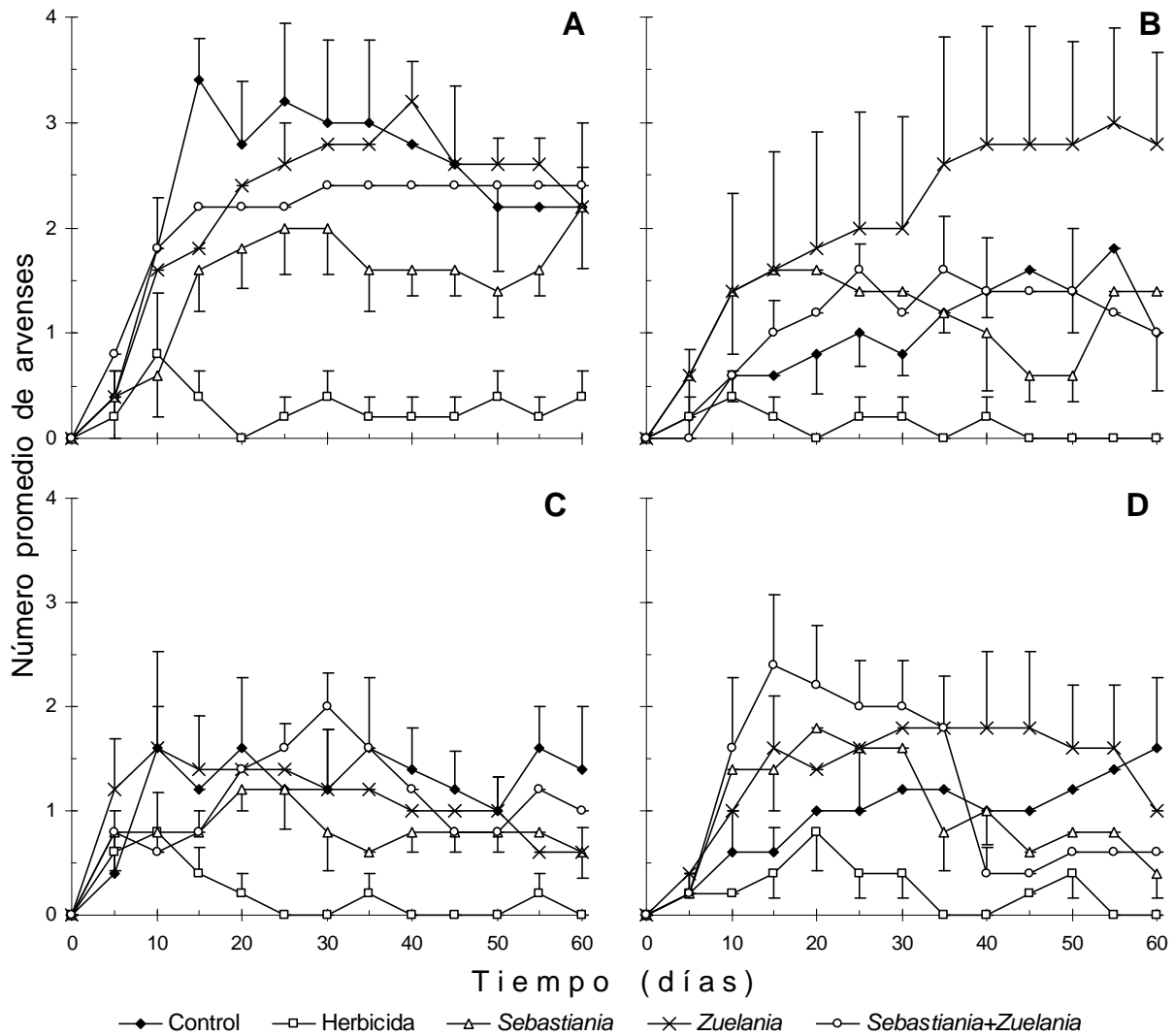


Figura 2. Número promedio de arvenses totales que emergieron durante el experimento en las macetas con jitomate (A), maíz (B), vigna (C) y sin planta de cultivo (D). Las barras representan el error estándar (\pm EE). Los tratamientos se indican en la leyenda de la gráfica.

Macetas con vigna. Considerando el número total de arvenses, fue evidente que el menor número de éstas se observó en las macetas con el herbicida, aunque el análisis estadístico mostró que estas diferencias fueron significativas sólo a los 20 ($H_{4, 25} = 9.50, p = 0.050$) y 40 ($H_{4, 25} = 9.77, p = 0.044$) días del experimento (Figura 2).

Macetas sin planta de cultivo. No fue posible observar alguna tendencia en la emergencia de arvenses cuando se consideraron en conjunto (Figura 2). Sin embargo, el análisis estadístico de los resultados indicó que las diferencias entre los tratamientos fueron significativas a los 15 ($H_{4, 25} = 10.01, p = 0.040$) y 35 ($H_{4, 25} = 9.51, p = 0.0496$) días del experimento.

Al concluir el experimento en el invernadero, se cosecharon las arvenses de cada maceta y se determinó el peso seco de las mismas. Debido a la escasa emergencia de monocotiledóneas, se consideró el peso seco de arvenses totales, sin hacer distinción entre mono y dicotiledóneas.

En general, el peso seco de las arvenses fue menor en las macetas con maíz que en las que contenían otra especie de cultivo o no contenían planta (Figura 3). Sin embargo estas diferencias no fueron estadísticamente significativas.

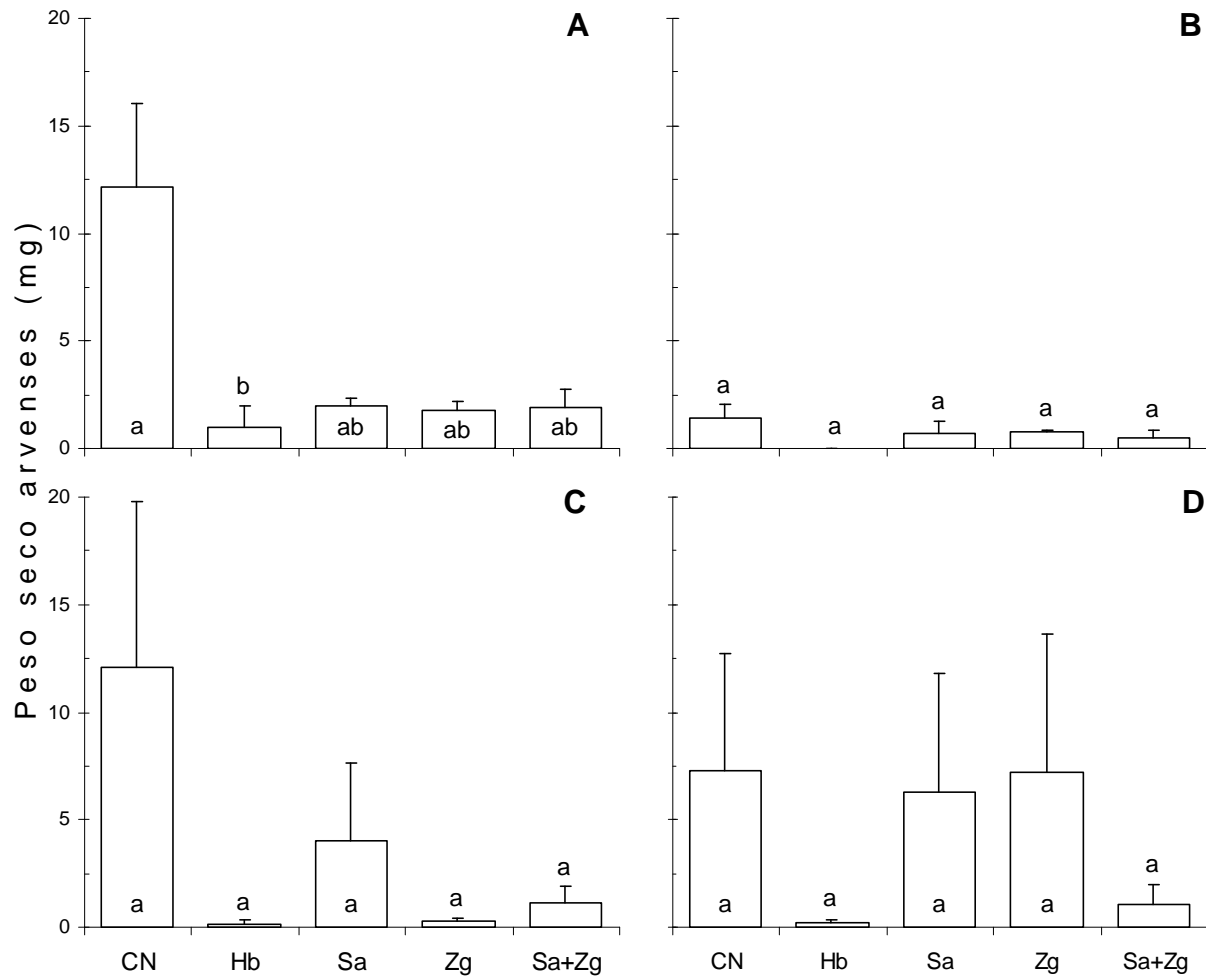


Figura 3. Peso seco promedio (mg) (\pm EE) de las arvenses presentes al final del experimento en el invernadero en las macetas con jitomate (A), maíz (B), vicia (C) y sin planta de cultivo (D). Para cada gráfica (planta de cultivo), las barras con letra diferente indica que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Leyenda: **CN:** Control, **Hb:** Herbicida, **Sa:** *Sebastiania*, **Zg:** *Zuelania* y **Sa+Zg:** *Sebastiania+Zuelania*.

En cuanto al efecto de los tratamientos, los resultados indicaron que el peso seco de las arvenses que emergieron en el control negativo fue mayor que en los otros tratamientos y que el tratamiento con herbicida fue el que presentó el menor peso seco de arvenses totales (Figura 3).

El análisis estadístico demostró que las diferencias entre el peso seco de arvenses del control negativo y el herbicida son significativas ($F_{4, 20}=4.18$, $p=0.013$) sólo para las macetas con jitomate.

Evaluación de las plantas cultivadas

Altura de las plantas de cultivo

En forma general, los resultados indicaron que la altura de las plantas de maíz fue mayor que las de vigna y jitomate, siendo estas últimas las que presentaron menor altura (Figura 4). El análisis estadístico mostró que estas diferencias en altura entre especies de cultivo fueron significativas a lo largo de todo el experimento, lo que era de esperarse puesto que *per se* cada especie difiere en su crecimiento.

Por otro lado, el efecto de los tratamientos fue más evidente en la altura de las plantas de jitomate. El herbicida mostró un efecto inhibitorio significativo con respecto al control a los 5 ($F_{4,20} = 5.13$, $p = 0.005$) días del experimento. El tratamiento con hojas de *Zuelania* tuvo un efecto inhibitorio significativo sobre la altura del jitomate en comparación al control, a los 5 ($F_{4,20}=5.13$, $p = 0.005$), 10 ($F_{4, 19} = 6.69$, $p = 0.002$), 25 ($F_{4, 20} = 10.09$, $p < 0.001$) y 55 ($F_{4,20}=7.51$, $p = 0.001$) días del experimento. Asimismo, la altura de las plantas de jitomate fue significativamente menor que las del control en las macetas con la mezcla de hojas de *Sebastiania+Zuelania*, a los 50 ($F_{4, 20} = 6.73$, $p = 0.001$) y 55 ($F_{4, 20} = 7.51$, $p = 0.001$) días del experimento (Figura 4).

La altura de las plantas de maíz fue menor en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* comparada con la del control negativo (Figura 4). Sin embargo, el análisis estadístico mostró que estas diferencias no fueron significativas a lo largo de todo el experimento.

Los resultados también indicaron que la altura de las plantas de vigna fue similar en todos los tratamientos a lo largo del experimento, aunque se observó que con el tratamiento con hojas de *Sebastiania* fue ligeramente mayor del día 20 al día 50, aunque esta estimulación no fue estadísticamente significativa (Figura 4).

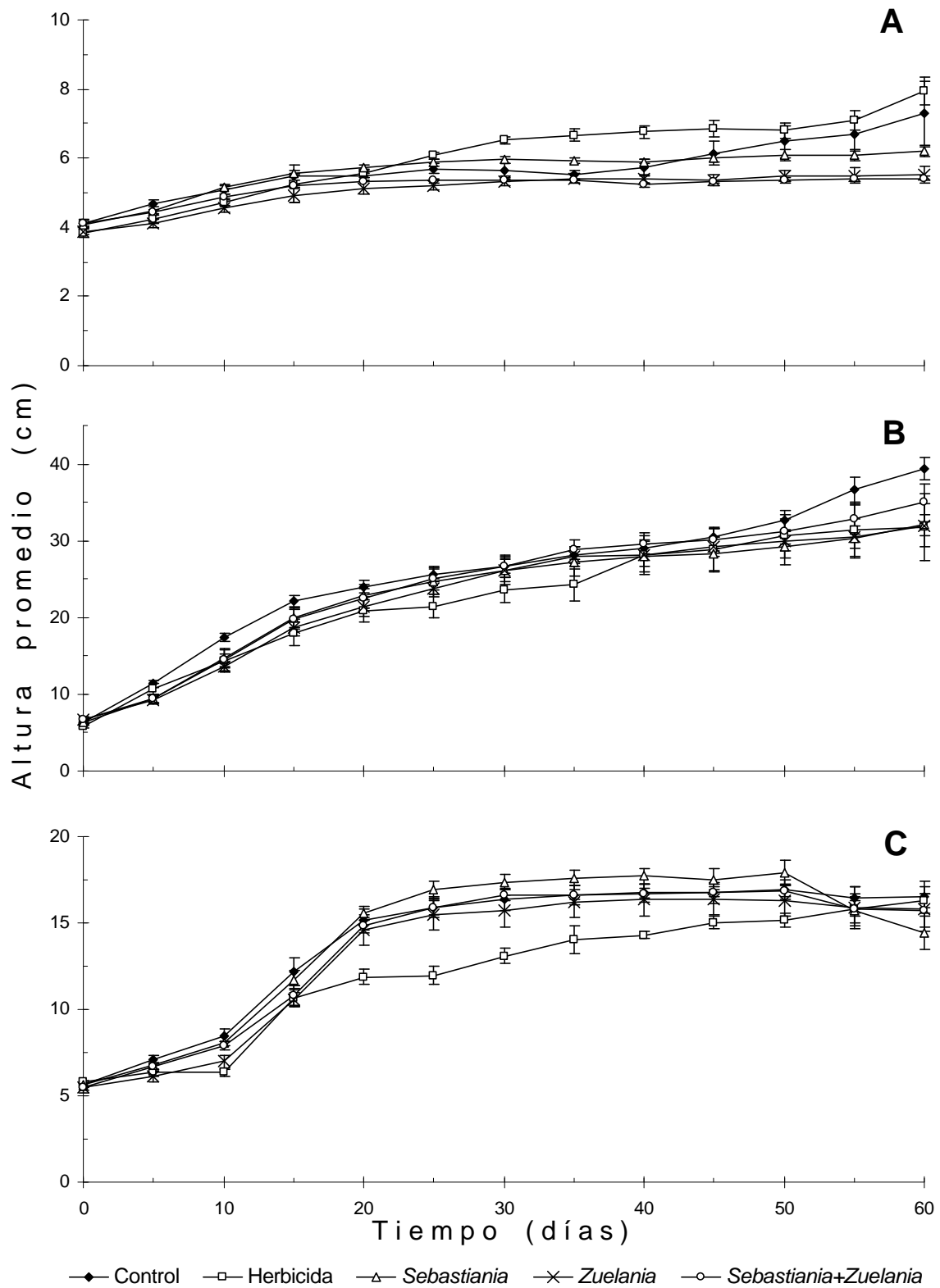


Figura 4. Altura promedio (cm) (\pm EE) de las plantas de jitomate (A), maíz (B) y vigna (C) de las macetas con los diferentes tratamientos indicados en la leyenda de la gráfica.

El tratamiento con el herbicida inhibió la altura de vigna a lo largo de todo el experimento y este efecto fue estadísticamente significativo a los 10 ($F_{4, 20}=9.89, p < 0.001$), 20 ($F_{4, 20} = 6.99, p = 0.001$), 25 ($F_{4, 20} = 11.56, p < 0.001$), 30 ($F_{4, 18}= 5.96, p = 0.003$) y 40 ($F_{4, 20} = 5.83, p = 0.003$) días. El tratamiento con hojas de *Zuelania* inhibió significativamente la altura de vigna a los 10 ($F_{4, 20} = 9.89, p < 0.001$) días del experimento.

Análisis clásico del crecimiento de las plantas de cultivo

En forma general, los resultados del análisis clásico de crecimiento mostraron diferencias significativas entre las plantas de cultivo en todos los índices calculados, mientras que el efecto de los tratamientos sólo fue significativo para la mayoría de los índices en jitomate y fue mínimo para los índices en vigna.

TASA RELATIVA DE CRECIMIENTO (TRC)

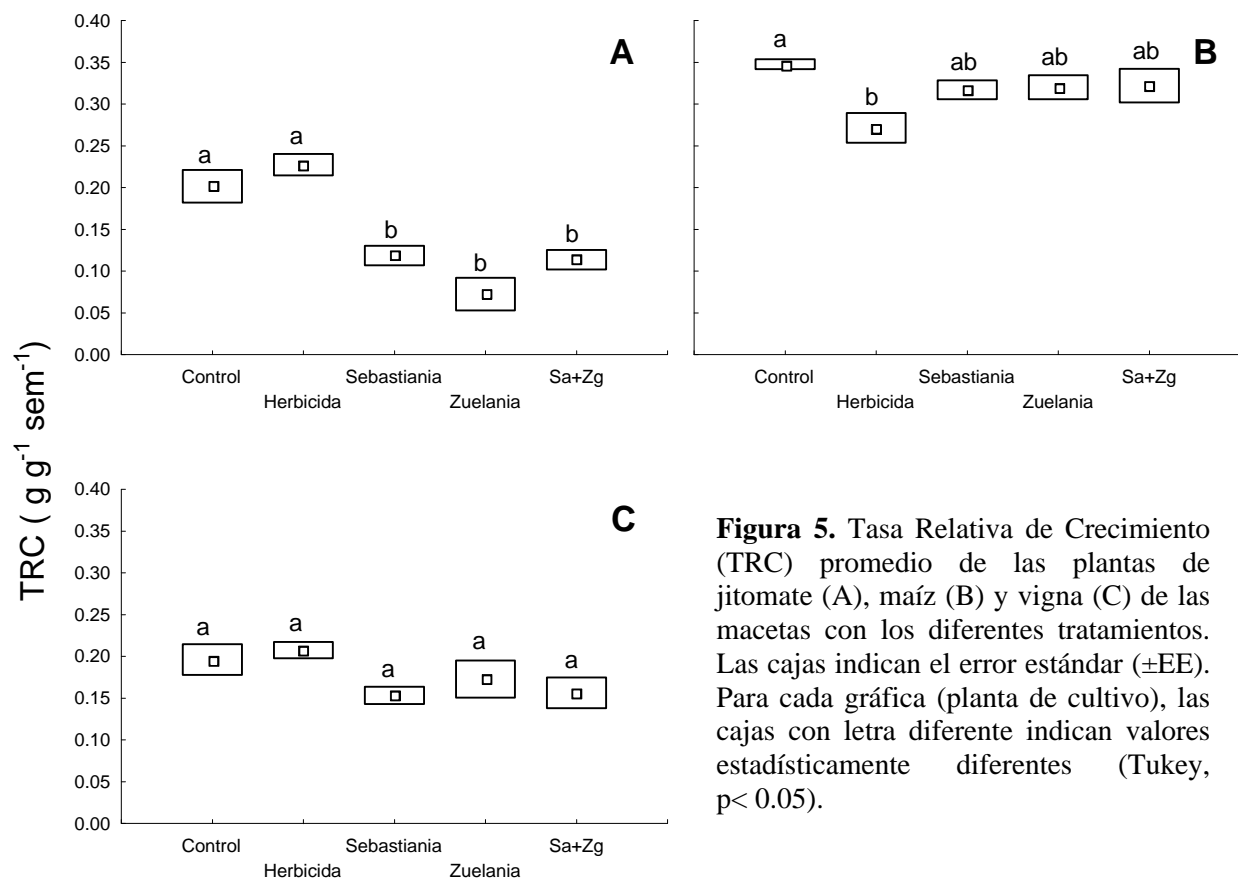
Para realizar el ANDEVA multifactorial, los valores de la TRC se transformaron calculando el arco seno de los mismos. Cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, no fue necesaria la transformación de los datos.

Los resultados de la TRC indicaron que el maíz mostró los valores más altos y que el jitomate tuvo los menores valores en la TRC (Figura 5). Estas diferencias fueron estadísticamente significativas ($F_{2, 60} = 167.37, p < 0.001$).

En cuanto el efecto de los tratamientos sobre la TRC de las plantas de jitomate, se observó que los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* tuvieron valores menores con respecto al control y al herbicida (Figura 5). El análisis estadístico mostró diferencias significativas entre estos tratamientos y el control ($F_{4, 20} = 17.60, p < 0.001$).

Por otro lado, los valores de la TRC en maíz, fueron menores en el tratamiento con el herbicida con respecto al control (Figura 5) y esta diferencia fue estadísticamente significativa ($F_{4, 20} = 3.48, p = 0.026$).

Finalmente, los valores de la TRC en vigna fueron menores en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania*, sin embargo, el análisis estadístico no mostró diferencias significativas entre los tratamientos (Figura 5).



TASA DE ASIMILACIÓN NETA (TAN)

No fue necesario realizar la transformación de los datos de esta tasa para realizar el ANDEVA multifactorial. Por otro lado, cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, se transformaron los datos de vigna calculando la raíz cuadrada de los mismos.

Considerando el factor planta de cultivo, los resultados indicaron que el maíz mostró los valores más altos de la TAN y que el jitomate tuvo los valores más bajos (Figura 6), siendo esta diferencia estadísticamente significativa ($F_{2, 60} = 58.57, p < 0.001$).

En las plantas de jitomate, se observó que los valores de TAN en los tratamientos con la incorporación de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* fueron menores que los del control y el herbicida (Figura 6). Sin embargo, el análisis estadístico de los datos indicó que estas diferencias fueron significativas sólo para el tratamiento con *Zuelania* ($F_{4, 20} = 5.7693, p = 0.003$).

Al contrario, los valores de TAN de maíz fueron mayores en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* con respecto al control (Figura 6). Al igual que con jitomate, el análisis estadístico mostró que estas diferencias sólo fueron significativas para el tratamiento con *Zuelania* ($F_{4, 20} = 7.89, p = 0.001$).

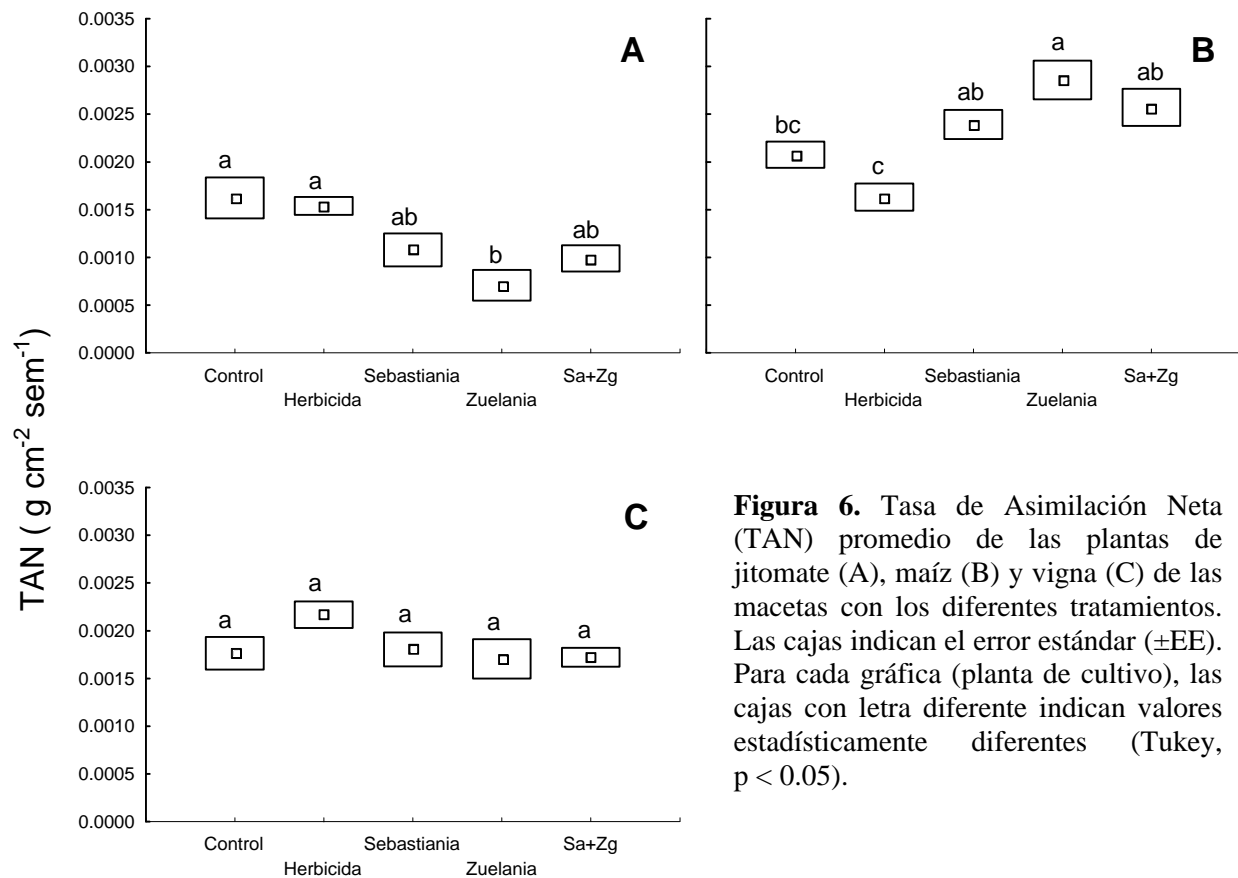


Figura 6. Tasa de Asimilación Neta (TAN) promedio de las plantas de jitomate (A), maíz (B) y vicia (C) de las macetas con los diferentes tratamientos. Las cajas indican el error estándar ($\pm EE$). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

Finalmente, los resultados indicaron que los valores de TAN de las plantas de vicia fueron más altos en el tratamiento con herbicida en comparación al control (Figura 6), sin embargo, el análisis estadístico no mostró diferencias significativas entre ninguno de los tratamientos.

PROPORCIÓN DE ÁREA FOLIAR (PAF)

Para realizar el ANDEVA factorial, los valores de esta tasa se transformaron calculando el logaritmo natural de los mismos. Cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, sólo fue necesario transformar los datos de maíz calculando el logaritmo natural de los mismos.

En general, los resultados indicaron que el maíz mostró los valores más altos de PAF y que las plantas de vinya tuvieron los valores más bajos de este parámetro (Figura 7). El análisis estadístico de los datos indicó que estas diferencias fueron significativas ($F_{2,60} = 57.3, p < 0.001$).

En las plantas de jitomate, se observó que los tratamientos con la incorporación de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* tuvieron valores de PAF menores que el control y el herbicida (Figura 7). Sin embargo, el análisis estadístico de los datos mostró que estas diferencias no fueron significativas.

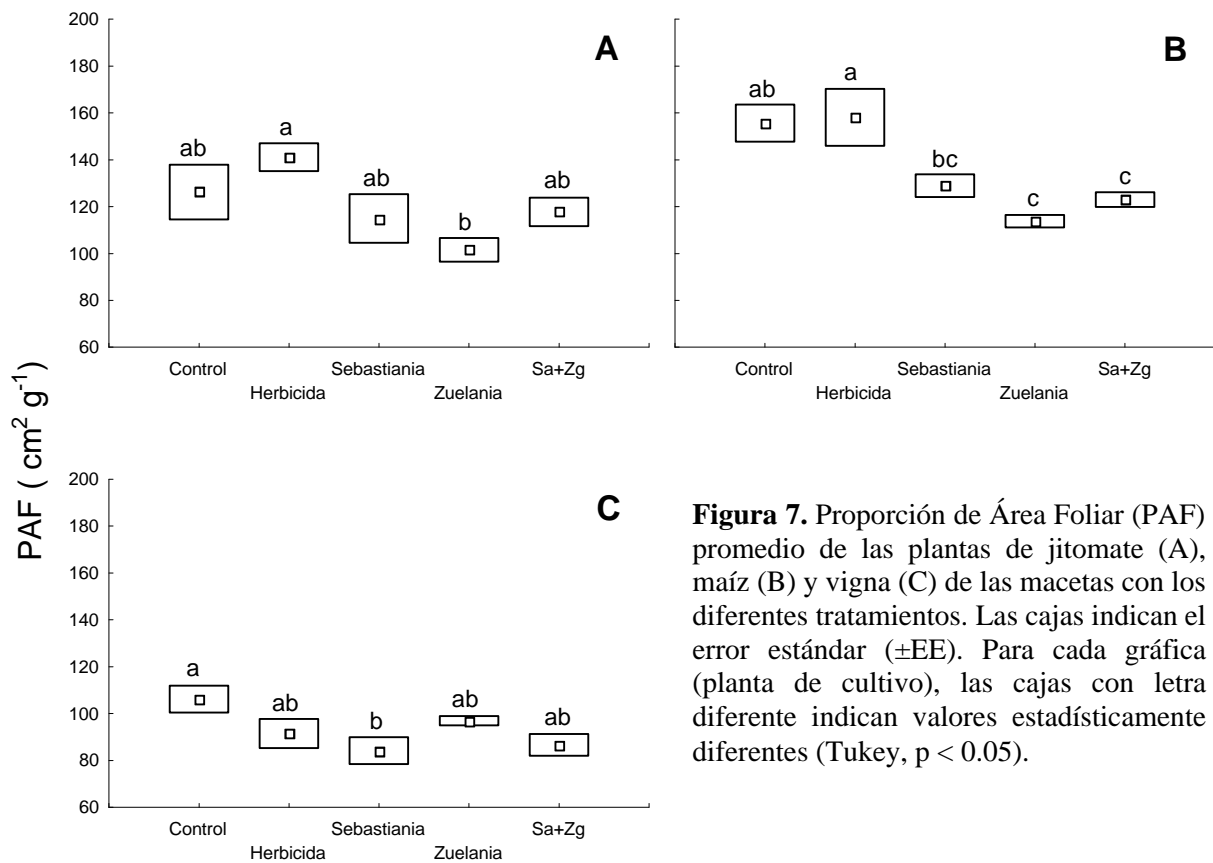


Figura 7. Proporción de Área Foliar (PAF) promedio de las plantas de jitomate (A), maíz (B) y vinya (C) de las macetas con los diferentes tratamientos. Las cajas indican el error estándar ($\pm EE$). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

De forma similar, los valores de PAF de las plantas de maíz fueron menores en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* con respecto al control y el herbicida (Figura 7). El análisis estadístico indicó que sólo los tratamientos con hojas de *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* tuvieron un efecto significativo sobre este parámetro ($F_{4,20}=9.51, p < 0.001$).

Al igual que en las otras dos plantas de cultivo, los valores de PAF en vinya fueron menores en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania*, *Sebastiania+Zuelania* y con

herbicida que en el control (Figura 7). El análisis estadístico mostró que estas diferencias sólo fueron significativas para el tratamiento con hojas de *Sebastiania* ($F_{4, 20} = 2.99$, $p = 0.043$). De todos los parámetros evaluados en el análisis de crecimiento de las plantas de vinya, éste fue el único que mostró diferencias significativas entre tratamientos.

ÁREA FOLIAR ESPECÍFICA (AFE)

Para realizar el ANDEVA factorial, los valores de este parámetro se transformaron calculando la raíz cúbica de los mismos. Cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, se transformaron los datos de vinya calculando el logaritmo natural de los mismos.

En cuanto al factor planta de cultivo, los resultados indicaron que el maíz mostró los valores más altos de AFE y que vinya tuvo los valores más bajos de este parámetro (Figura 8). El análisis estadístico de los datos indicó que estas diferencias fueron significativas ($F_{2, 60}=350.56$, $p < 0.001$).

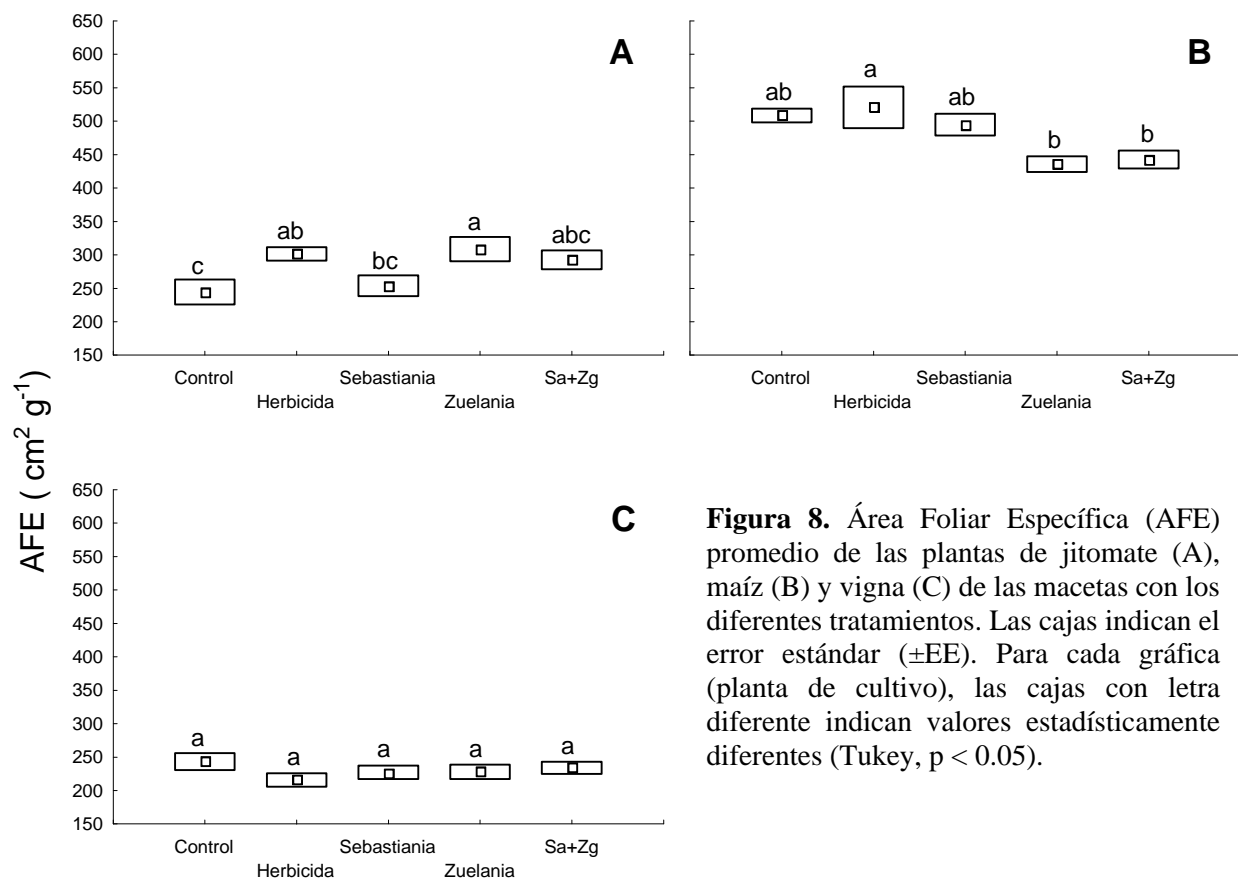


Figura 8. Área Foliar Específica (AFE) promedio de las plantas de jitomate (A), maíz (B) y vinya (C) de las macetas con los diferentes tratamientos. Las cajas indican el error estándar (\pm EE). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

Los resultados también indicaron que los valores de AFE en jitomate con el tratamiento con hojas de *Zuelania*, *Sebastiania+Zuelania* y con el herbicida, fueron mayores que los del control (Figura 8). El análisis estadístico mostró que las diferencias entre estos tratamientos y el control sólo fueron significativas para el tratamiento con *Zuelania* y para el herbicida ($F_{4,20}=3.466$, $p = 0.026$).

En las plantas de maíz, los valores de AFE fueron menores que el control en los tratamientos con hojas de *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* (Figura 8). Sin embargo, el análisis estadístico indicó que estas diferencias no fueron significativas.

En forma similar, aunque los valores de AFE de las plantas de vigna en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania*, *Sebastiania+Zuelania* fueron menores que los del control (Figura 8) el análisis estadístico mostró que estas diferencias no fueron significativas.

PROPORCIÓN DEL PESO DE LAS HOJAS (PPH)

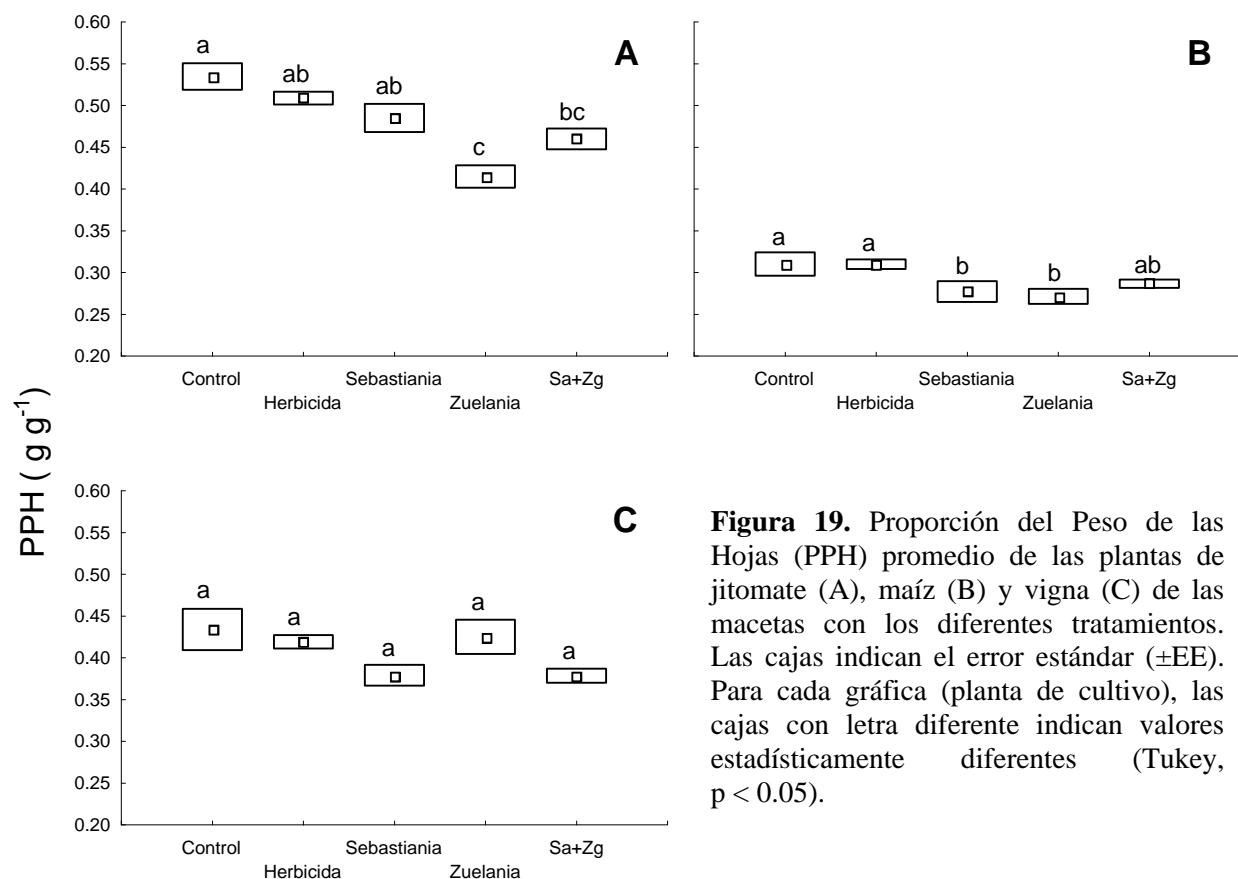
Para realizar el ANDEVA factorial, los valores de esta fracción se transformaron calculando la raíz cúbica de los mismos. Cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, se transformaron los datos de jitomate y maíz calculando la raíz cuadrada; mientras que los datos de vigna se transformaron calculando el logaritmo natural de éstos.

Los resultados indicaron que el maíz mostró los valores más bajos de PPH, mientras que el jitomate tuvo los valores más altos de esta fracción (Figura 9). El análisis estadístico de los datos indicó que estas diferencias fueron significativas ($F_{2,60} = 271.43$, $p < 0.001$).

En las plantas de jitomate, se observó que el tratamiento con herbicida y los tratamientos con la incorporación de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* tuvieron valores menores de esta fracción con respecto al control (Figura 9). El análisis estadístico mostró que estas diferencias fueron significativas ($F_{4,20} = 11.60$, $p < 0.001$) sólo para los tratamientos con hojas de *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania*.

Por otro lado, los valores de PPH de las plantas de maíz fueron menores en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* con relación al control (Figura 9). Sin embargo, el análisis estadístico mostró que estas diferencias fueron significativas ($F_{4,20} = 3.49$, $p = 0.026$) sólo con los tratamientos con hojas de *Sebastiania* y *Zuelania*.

Finalmente, los valores de PPH en plantas de vinya fueron ligeramente menores en los tratamientos con hojas de *Sebastiania* y *Sebastiania*+*Zuelania* con respecto al control (Figura 9), sin embargo, el análisis estadístico mostró que estas diferencias no fueron significativas.

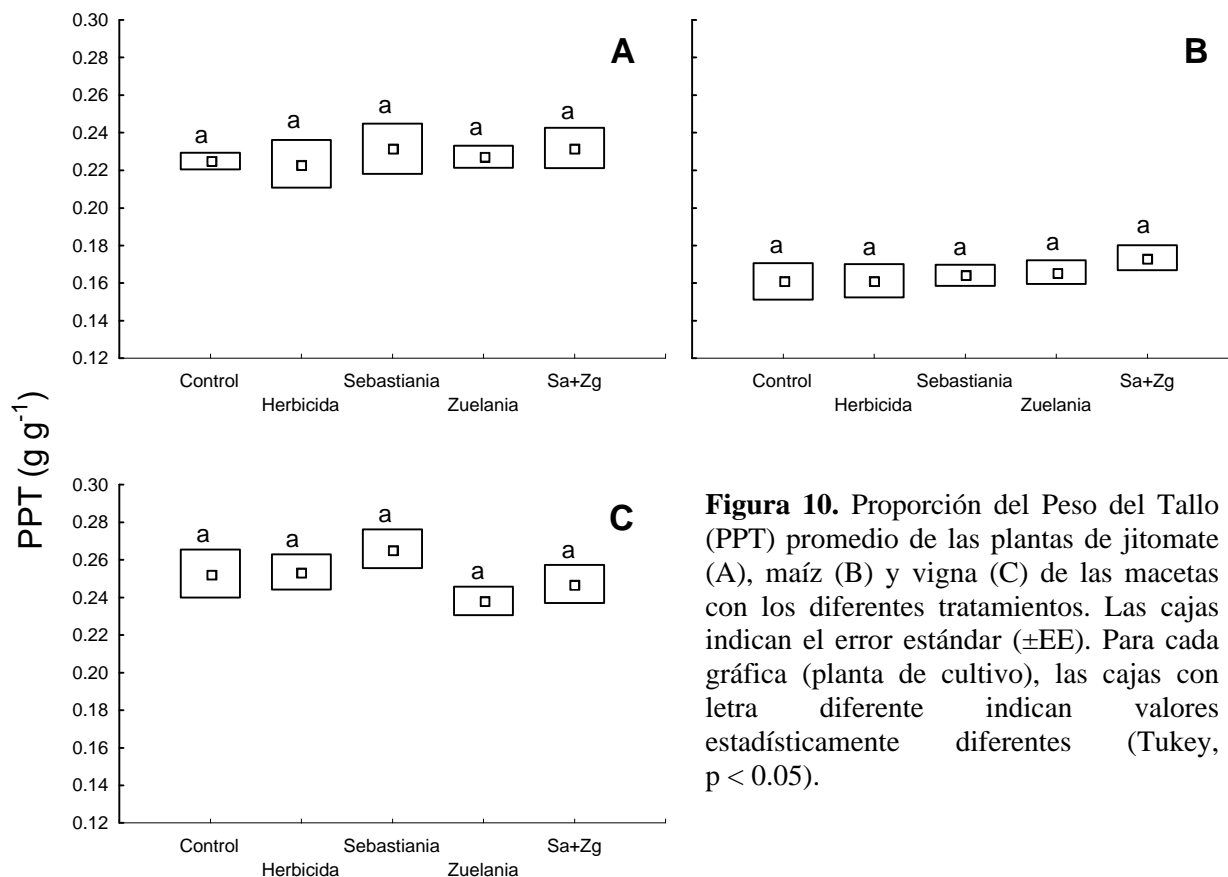


PROPORCIÓN DEL PESO DEL TALLO (PPT)

Para realizar el ANDEVA factorial, los valores de este parámetro se transformaron calculando el arco seno de los mismos. Cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, se transformaron los datos de jitomate y maíz calculando la raíz cuadrada de los mismos, y los datos de vinya se transformaron calculando el logaritmo natural.

Al considerar el factor planta, los resultados indicaron que el maíz presentó los valores menores de PPT, mientras que vinya tuvo los valores más altos de esta fracción (Figura 10). El análisis estadístico de los datos indicó que estas diferencias fueron significativas ($F_{2, 60} = 113.28$, $p < 0.001$).

En cuanto al factor tratamientos, se observó que los valores de PPT de las plantas de jitomate fueron muy similares en todos los tratamientos, incluyendo al control (Figura 10). El análisis estadístico confirmó que no se presentaron diferencias significativas.



Los valores de PPT de las plantas de maíz con el tratamiento con hojas de *Sebastiania*+*Zuelania* fueron ligeramente mayores que el control (Figura 10). Sin embargo, el análisis estadístico mostró que este efecto positivo no fue significativo.

En forma similar, aunque los valores de PPT en las plantas de vigna fueron menores en los tratamientos con hojas de *Zuelania* y *Sebastiania*+*Zuelania* (Figura 10), el análisis estadístico no mostró diferencias significativas entre los tratamientos.

PROPORCIÓN DEL PESO DE LA RAÍZ (PPR)

Para realizar el ANDEVA factorial, los valores de esta fracción se transformaron calculando la raíz cúbica de los mismos. Cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, se

transformaron los datos de jitomate calculando el arco seno de ellos, mientras que los datos de maíz y vigna se transformaron calculando la raíz cuadrada.

Considerando el factor planta de cultivo, los resultados indicaron que el maíz mostró los valores más altos de PPR y que el jitomate tuvo los menores valores de este parámetro de crecimiento (Figura 11). El análisis estadístico de los datos indicó que estas diferencias fueron significativas ($F_{2,60} = 295.64, p < 0.001$).

En cuanto al factor tratamientos, en las plantas de jitomate se observó que los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* tuvieron valores de PPR mayores que el control (Figura 11). Sin embargo, el análisis estadístico mostró que estas diferencias sólo fueron significativas ($F_{4,20} = 7.11, p = 0.001$) para el tratamiento con hojas de *Zuelania*.

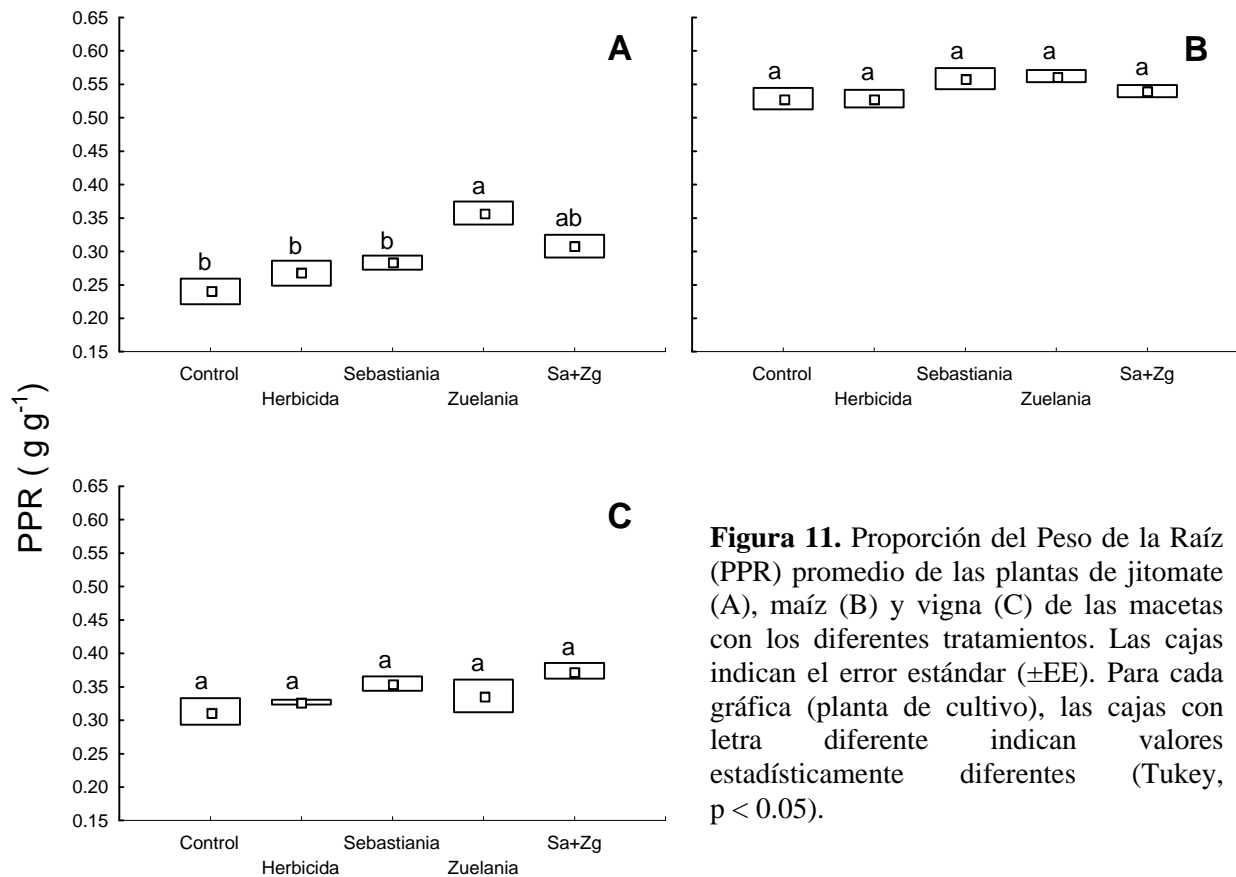


Figura 11. Proporción del Peso de la Raíz (PPR) promedio de las plantas de jitomate (A), maíz (B) y vigna (C) de las macetas con los diferentes tratamientos. Las cajas indican el error estándar ($\pm EE$). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

Para las plantas de maíz, los valores de PPR fueron más altos en los tratamientos con hojas de *Sebastiania* y *Zuelania* que en el control (Figura 11), sin embargo, el análisis estadístico mostró que no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos.

En forma similar, se observaron valores de PPR de las plantas de vinya más altos en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* (Figura 11), sin embargo, el análisis estadístico de estos resultados no mostró diferencias significativas entre los tratamientos.

PROPORCIÓN RAÍZ/PARTE AÉREA (R/PA)

Para realizar el ANDEVA factorial, los valores de este índice se transformaron calculando el logaritmo natural de los mismos. Cuando se realizaron los ANDEVA de una sola vía, sólo fue necesaria la transformación de los datos de jitomate calculando el logaritmo natural de los mismos.

Considerando el factor planta de cultivo, los resultados indicaron que el maíz presentó los valores más altos de la proporción R/PA, mientras que jitomate y vinya presentaron valores similares de esta proporción (Figura 12). El análisis estadístico de los datos indicó que estas diferencias fueron significativas ($F_{2,60} = 96.90, p < 0.001$).

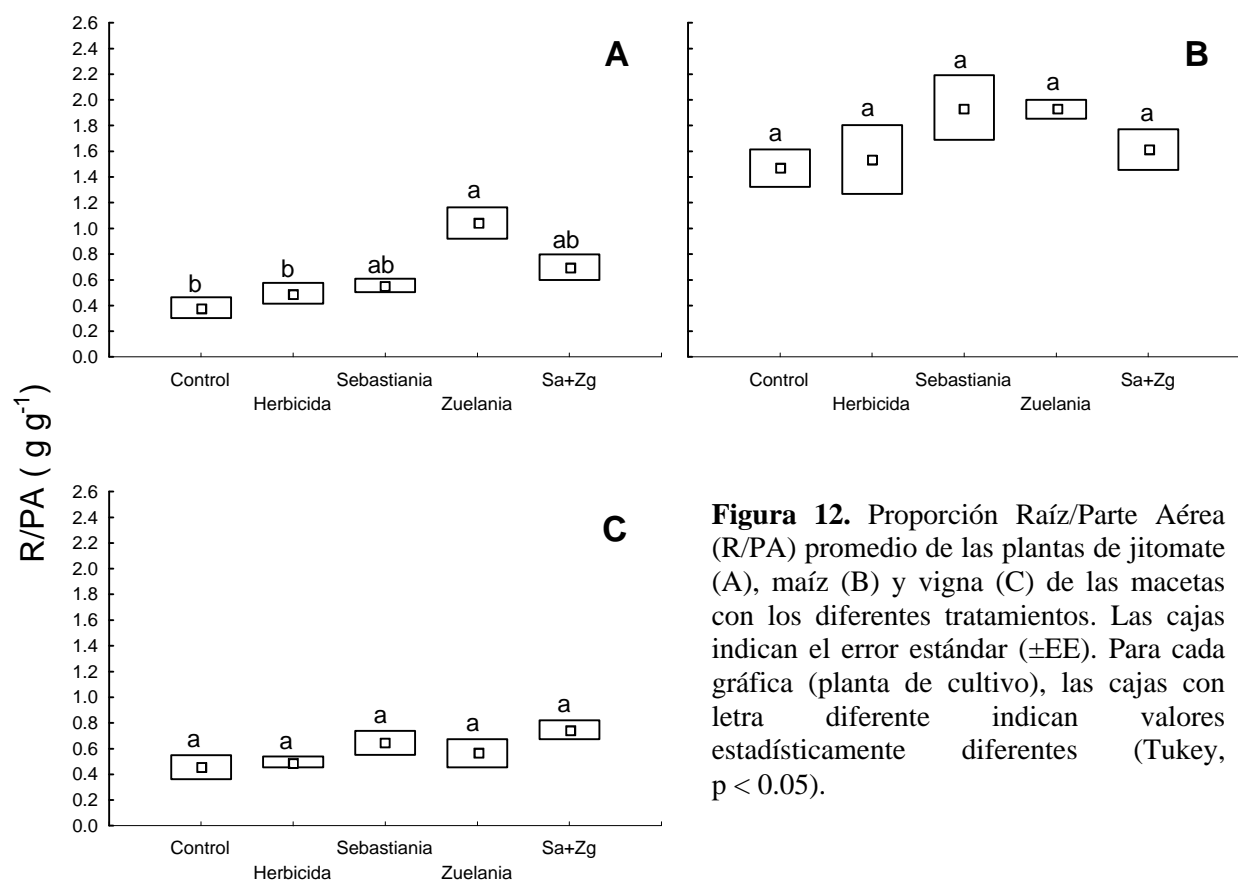


Figura 12. Proporción Raíz/Parte Aérea (R/PA) promedio de las plantas de jitomate (A), maíz (B) y vinya (C) de las macetas con los diferentes tratamientos. Las cajas indican el error estándar ($\pm EE$). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

En cuanto al factor tratamientos, se observó que los valores más altos de la proporción R/PA en jitomate, se observaron con los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* (Figura 12). Sin embargo, el análisis estadístico mostró que estas diferencias sólo fueron significativas ($F_{4, 20} = 6.69$, $p = 0.001$) con el tratamiento con hojas de *Zuelania*.

Por otro lado, los valores de la proporción R/PA en maíz fueron más altos en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* que en el control (Figura 12), pero el análisis estadístico no presentó diferencias estadísticas entre los tratamientos.

En forma muy similar, aunque los valores de la proporción R/PA en las plantas de vigna fueron más altos en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* que en el control (Figura 12), el análisis estadístico no indicó diferencias significativas entre los tratamientos.

Evaluación de microorganismos del suelo

Nódulos de Rhizobium

Al cuantificar el número de nódulos de *Rhizobium* en las raíces de vigna, fue posible observar algunas diferencias en cuanto al tamaño y calidad de los nódulos en los distintos tratamientos; por ejemplo, el tamaño de los nódulos en las raíces de vigna en el tratamiento con hojas de *Zuelania*, fue mayor que el de los nódulos en el tratamiento con hojas de *Sebastiania*; sin embargo, estas sólo fueron observaciones cualitativas que no fue posible cuantificar.

Los resultados de la cuantificación del número de nódulos mostraron un efecto positivo significativo de la incorporación al suelo de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania*. En estos tres tratamientos, el número de nódulos fue mucho mayor que en el control y el tratamiento con el herbicida. De mayor a menor, el orden en cuanto al número de nódulos de los tratamientos fue el siguiente: *Sebastiania* > *Sebastiania+Zuelania* > *Zuelania* > Herbicida > Control (Figura 13).

El análisis estadístico de los resultados indicó que existieron diferencias significativas entre los tratamientos ($H_{4, 73} = 56.55$, $p < 0.001$).

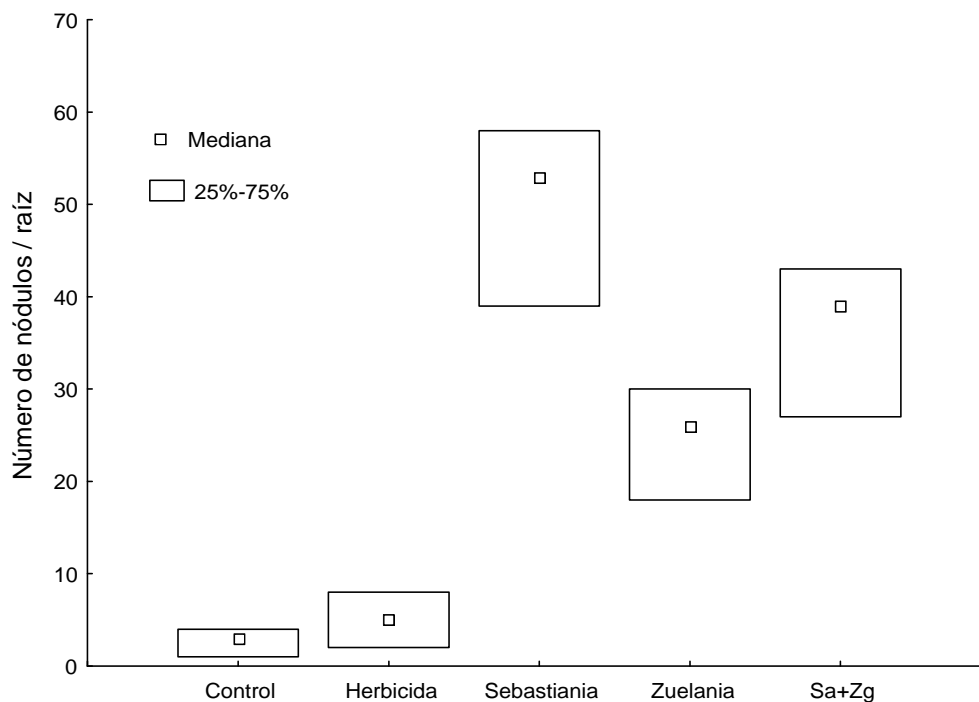


Figura 13. Número mediano de nódulos de *Rhizobium* en las raíces de vigna (25%-75%) en las macetas con los tratamientos indicados en el eje de la gráfica. El análisis no paramétrico mostró que se presentaron diferencias significativas entre tratamientos ($H_{4, 73} = 56.55, p < 0.001$).

Porcentaje de colonización de hongos micorrizógenos arbusculares

Considerando el factor planta, el porcentaje de colonización de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue diferente en las raíces de las tres plantas de cultivo, los resultados mostraron que las raíces de maíz presentaron los mayores porcentajes de colonización, las raíces de vigna presentaron un porcentaje de colonización intermedio y el menor porcentaje de colonización se observó en las raíces de jitomate (Figura 14). El análisis estadístico de los resultados indicó que estas diferencias fueron significativas ($F_{2, 47} = 13.03, p < 0.001$).

En cuanto al factor tratamiento, los resultados indicaron que el porcentaje de colonización de HMA en las raíces de jitomate fue menor en los tratamientos con hojas de *Sebastiania* y *Sebastiania+Zuelania* (Figura 14). Sin embargo, el análisis estadístico determinó que este efecto inhibitorio de los tratamientos sólo es significativo ($F_{4, 13} = 3.46, p = 0.039$) para el tratamiento con hojas de *Sebastiania+Zuelania*.

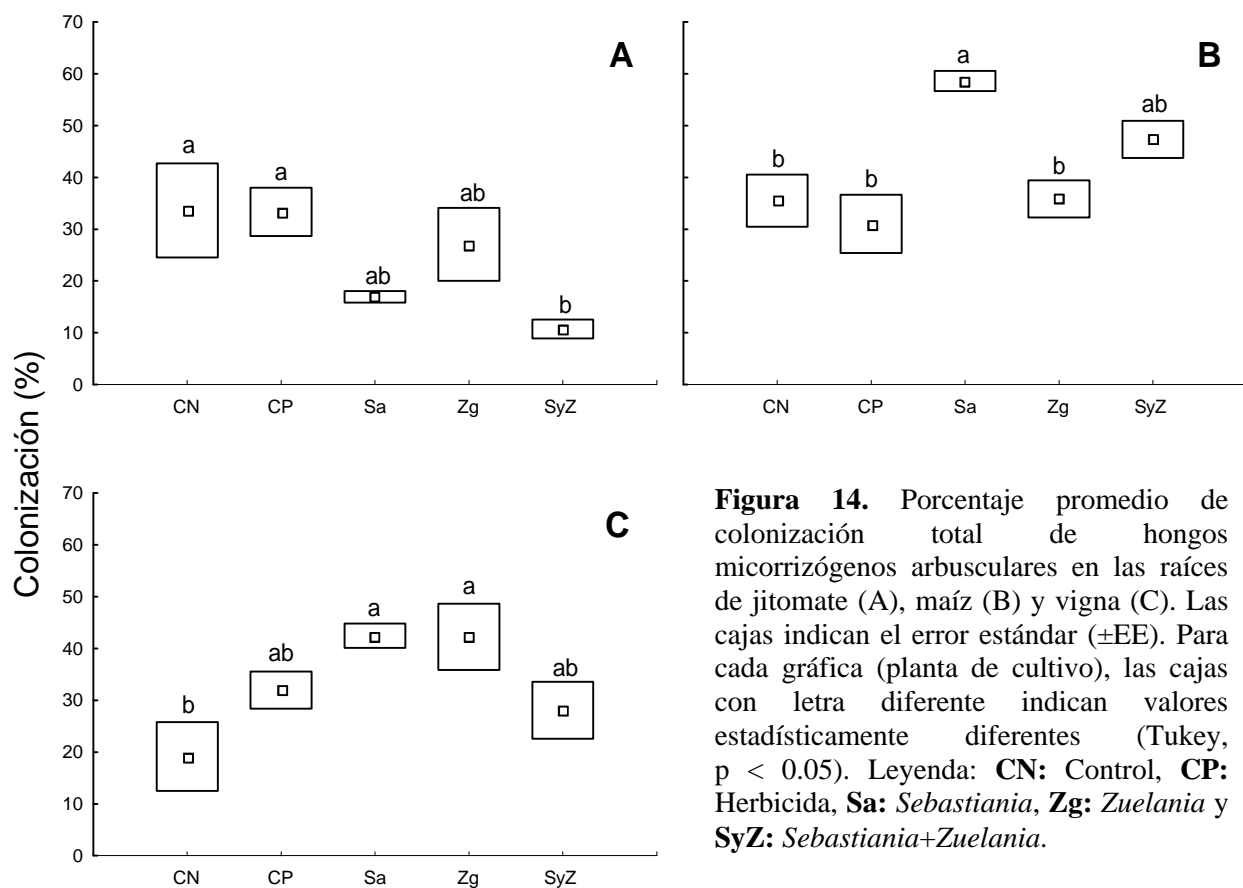


Figura 14. Porcentaje promedio de colonización total de hongos micorrizógenos arbusculares en las raíces de jitomate (A), maíz (B) y vigna (C). Las cajas indican el error estándar (\pm EE). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Leyenda: **CN:** Control, **CP:** Herbicida, **Sa:** *Sebastiania*, **Zg:** *Zuelania* y **SyZ:** *Sebastiania+Zuelania*.

Por otro lado, los resultados indicaron que el porcentaje de colonización de HMA en las raíces de maíz fue mayor en los tratamientos con hojas de *Sebastiania* y *Sebastiania+Zuelania* que en el control (Figura 14). El análisis estadístico mostró que este efecto estimulante sólo fue significativo ($F_{4, 16} = 8.36$, $p = 0.001$) para el tratamiento con hojas de *Sebastiania*.

En forma similar, los resultados mostraron que el porcentaje de colonización de MA en las raíces de vigna fue mayor en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* que en el control y el tratamiento con herbicida (Figura 14). El análisis estadístico indicó que este efecto estimulante fue significativo ($F_{4, 18} = 3.48$, $p = 0.028$) para los tratamientos con hojas de *Sebastiania* y *Zuelania*.

Evaluación de características físicas y químicas del suelo

Análisis previo del suelo y las plantas con potencial alelopático

Se determinaron algunas características del suelo colectado, como son el pH, la conductividad eléctrica y el contenido de materia orgánica. También se determinó la concentración de P y N en las hojas de las plantas con potencial alelopático. (Tabla 1). Los resultados indicaron que se trata de un suelo que tiende a la alcalinidad

Tabla 1. Algunas propiedades químicas del suelo de la zona agrícola contigua a la reserva ecológica El Edén, Quintana Roo y de las hojas de *Sebastiania* y *Zuelania*.

	Suelo	<i>Sebastiania</i>	<i>Zuelania</i>
pH	7.4	-	-
Conductividad eléctrica (μS)	152.7	-	-
Contenido de materia orgánica (MOS) (%)	9.36	-	-
N total (mg g ⁻¹)	6.73	13.25	13.52
P total (mg g ⁻¹)	0.26	0.76	0.77
Relación N/P	26.12	17.48	17.58

Estabilidad de agregados del suelo al agua

Se determinó la fracción estable de agregados al agua para las fracciones estables de agregados: 8 - 2 mm, 2 - 1 mm, 1 - 0.5 mm y 0.5 - 0.25 mm.

En forma arbitraria y para una mejor comprensión y manejo de los resultados, se agruparon las primeras dos fracciones en una, la fracción I de 8 – 1 mm (8000 – 1000 μm) y las últimas dos fracciones estables en una, la fracción II de 1 - 0.25 mm (1000 – 250 μm).

FRACCIÓN I (8000 – 1000 μm)

Considerando el factor planta, los resultados indicaron que el suelo de las macetas con maíz presentó la mayor estabilidad de agregados de la Fracción I, teniendo valores superiores a los del suelo en donde crecieron las otras plantas cultivadas y al que no tenía planta cultivada (Figura 15). El análisis estadístico de los datos mostró que estas diferencias de estabilidad de los agregados de la Fracción I en el suelo con maíz fue significativa ($F_{3, 40} = 34.03, p < 0.001$).

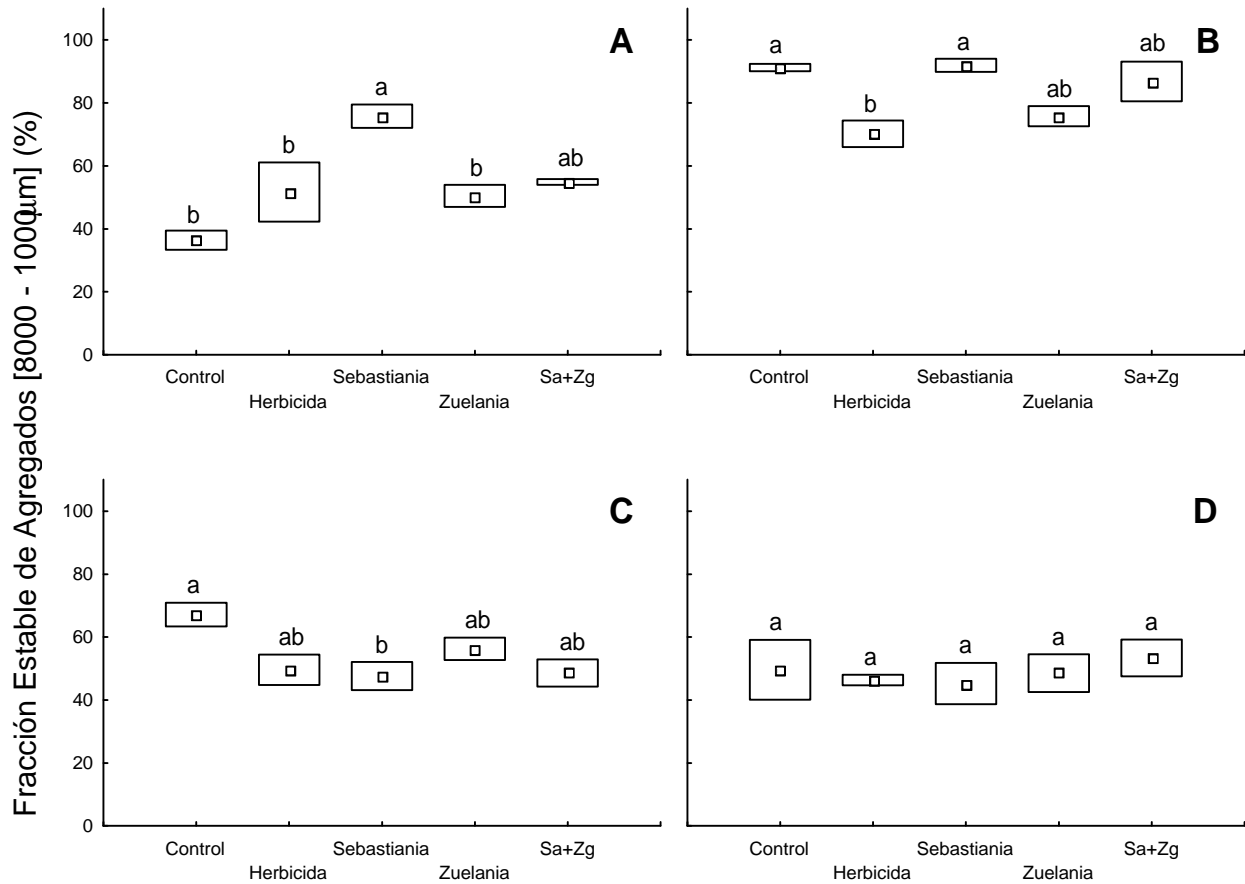


Figura 15. Estabilidad de la Fracción I de agregados del suelo de las macetas con plantas de jitomate (A), maíz (B), vigna (C) y sin planta de cultivo (D). Las cajas indican el error estándar ($\pm\text{EE}$). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

Por otro lado al considerar el factor tratamiento, se observó que hubo mayor estabilidad de los agregados de la Fracción I en el suelo de las macetas con plantas de jitomate en los tratamientos con hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* con respecto al suelo del control (Figura 15); siendo estadísticamente significativas sólo para la estabilidad de agregados de la Fracción I del suelo con el tratamiento de hojas de *Sebastiania* ($F_{4, 10} = 8.48, p = 0.003$).

En cuanto al suelo de las macetas con plantas de maíz, los resultados indicaron que la estabilidad de los agregados de la Fracción I fue menor en el suelo al que se le agregó el herbicida (Figura 15). El análisis estadístico indicó que las diferencias del tratamiento con herbicida y el control fueron significativas ($F_{4,10} = 6.13, p = 0.009$).

Por otro lado, los resultados mostraron que el suelo de las macetas con plantas de viga, mostró un estabilidad de agregados de la Fracción I significativamente mayor (Figura 15) en el control que en la del suelo con el tratamiento con hojas de *Sebastiania* ($F_{4,10} = 4.09, p = 0.032$).

Los resultados de la estabilidad de los agregados de la Fracción I del suelo de las macetas en donde no se sembró planta de cultivo, indicaron que la fracción estable de los agregados de esta fracción fue similar en los diferentes tratamientos y el control (Figura 15); el análisis estadístico de estos datos demostró que no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos.

FRACCIÓN II (1000 – 250 μM)

Al contrario que con los agregados de la Fracción I, considerando la planta de cultivo como factor de análisis, se observó que el suelo de las macetas con maíz fue el que mostró la menor estabilidad de los agregados de la Fracción II, teniendo valores por debajo de los del suelo en donde crecieron las otras plantas cultivadas y el control sin planta (Figura 16). El análisis estadístico de los datos mostró que estas diferencias de estabilidad de los agregados de la Fracción II en el suelo con maíz fue significativa ($F_{3,40} = 32.43, p < 0.001$).

Cuando se consideró a los tratamientos como factor de análisis, los resultados indicaron que hubo mayor estabilidad de agregados de la Fracción II en el suelo control de las macetas con jitomate, con respecto al suelo de los otros tratamientos (Figura 16). En forma similar a los agregados de la Fracción I, el análisis estadístico mostró que esta diferencia sólo fue significativa ($F_{4,10} = 5.82, p = 0.011$) para la estabilidad de los agregados de la Fracción II del suelo con hojas de *Sebastiania*.

En cuanto al suelo de las macetas con plantas de maíz, los resultados indicaron que la estabilidad de los agregados de la Fracción II fue mayor en el suelo al que se le agregó el herbicida (Figura 16). El análisis estadístico indicó que este efecto del tratamiento con herbicida fue significativo ($F_{4,10} = 5.07, p = 0.017$).

Finalmente, los resultados mostraron que el suelo de las macetas con plantas de vinya, y el de las macetas donde no se sembró planta, no se presentaron diferencias significativas en la estabilidad de agregados de la Fracción II entre los diferentes tratamientos y el control (Figura 16).

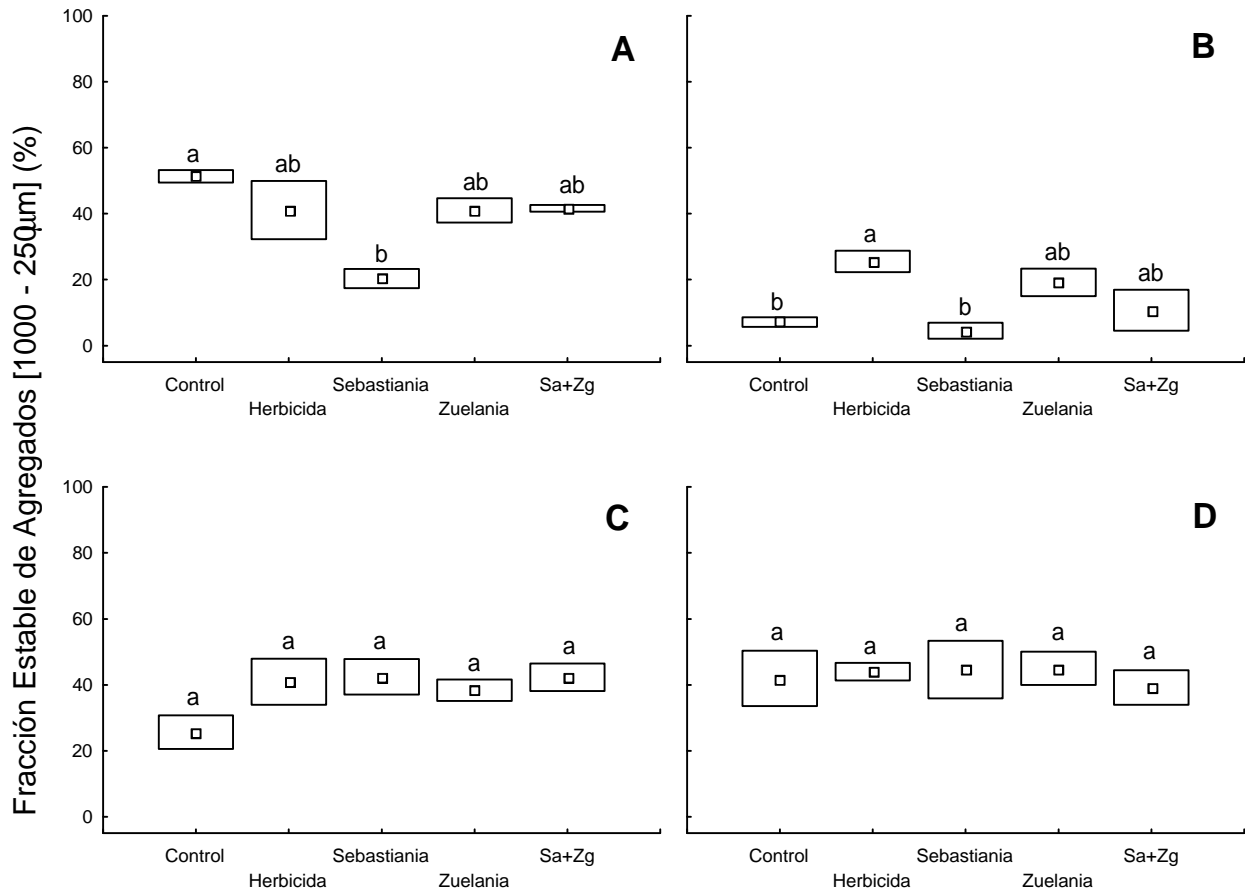


Figura 16. Estabilidad de microagregados del suelo de las macetas con plantas de jitomate (A), maíz (B), vinya (C) y sin planta de cultivo (D). Las cajas indican el error estándar (\pm EE). Para cada gráfica (planta de cultivo), las cajas con letra diferente indican valores estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$).

Determinación de parámetros químicos del suelo

La determinación de estos parámetros se realizó con sólo una muestra por lo que no fue posible aplicar algún análisis estadístico para determinar las posibles tendencias en la variación

de la concentración de cada uno de estos elementos químicos entre los tratamientos y considerando las diferentes plantas de cultivo que se sembraron en las macetas.

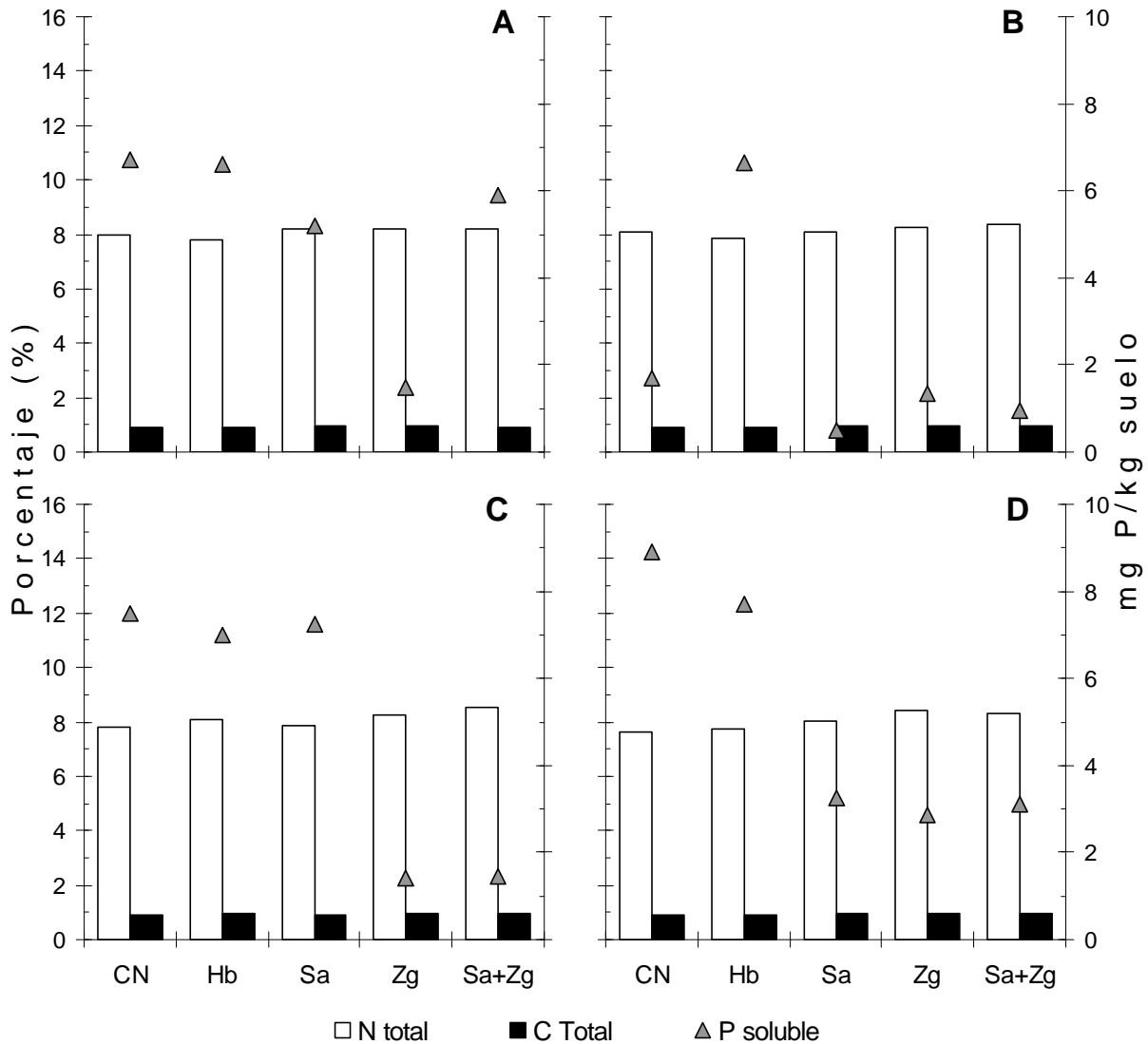


Figura 17. Concentración de nitrógeno total (N total), carbono total (C total) y fósforo extraíble en NaHCO_3 (P soluble) del suelo de las macetas con plantas de jitomate (A), maíz (B), vigna (C) y sin planta de cultivo (D). Los valores de N total y C total están expresados en porcentaje y los del P- HCO_3 en mg P / kg suelo. Leyenda: **CN:** Control, **Hb:** Herbicida, **Sa:** *Sebastiania*, **Zg:** *Zuelania* y **Sa+Zg:** *Sebastiania+Zuelania*.

A pesar de esto, los resultados de estas determinaciones mostraron información importante de la concentración de estos elementos, ya que fue posible notar que la concentración de N total (Nt) y la de C total (Ct) fue muy similar en todos los tratamientos y para todas las plantas de cultivo que se sembraron en las macetas, mientras que la concentración de P extraíble

en NaHCO_3 (P- HCO_3) varió ampliamente entre tratamientos y entre plantas de cultivo, no pudiéndose observar ningún patrón claro de variación (Figura 17).

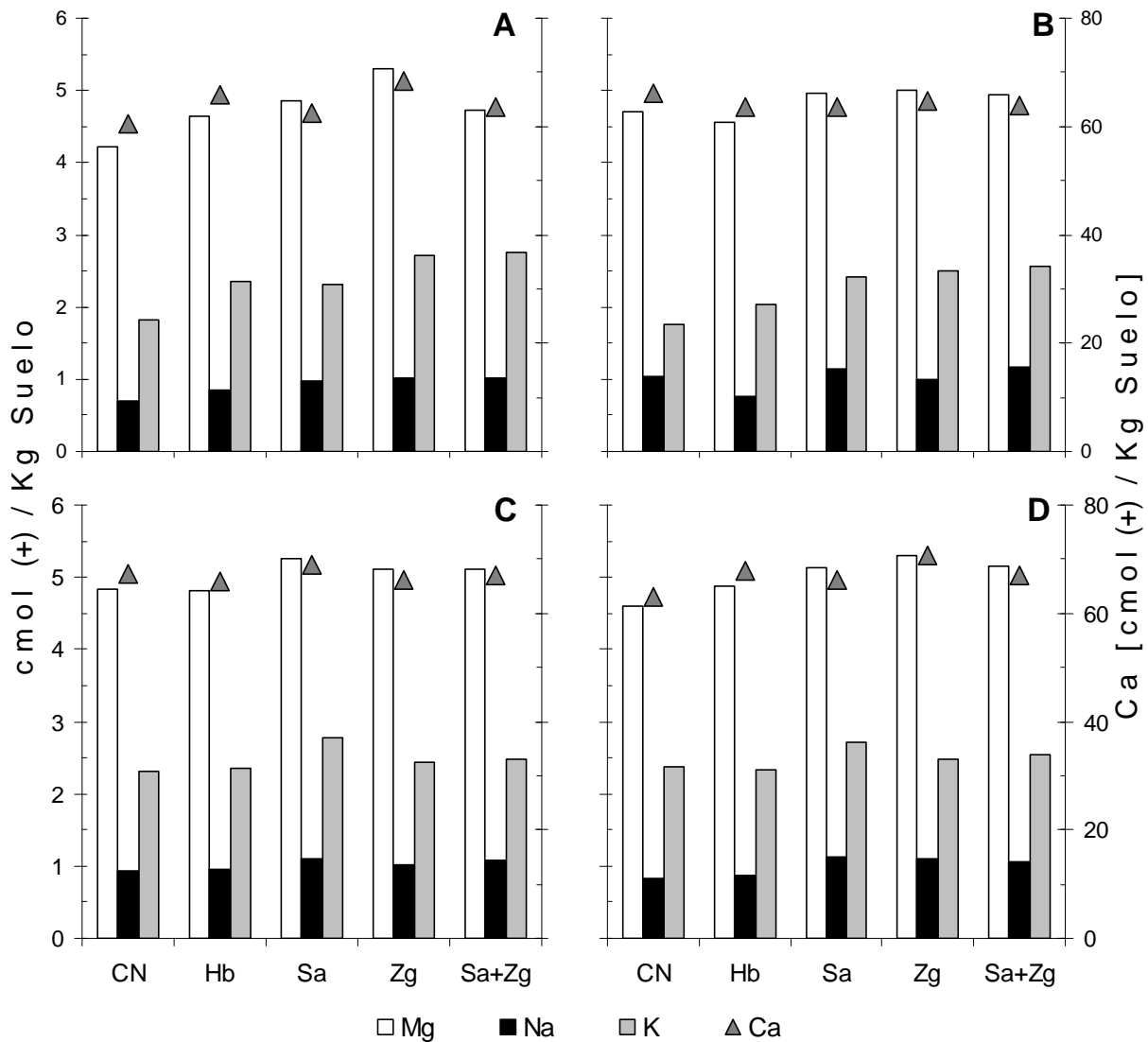


Figura 18. Concentración de cationes intercambiables (Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ y K^+) del suelo de las macetas con plantas de jitomate (A), maíz (B), vicia (C) y sin planta de cultivo (D). El eje de la derecha corresponde a los valores de Ca^{2+} . Los valores de estos cationes están expresados en $\text{cmol}(+) / \text{kg}$ suelo. Leyenda: **CN:** Control, **Hb:** Herbicida, **Sa:** *Sebastiania*, **Zg:** *Zuelania* y **Sa+Zg:** *Sebastiania+Zuelania*.

De igual forma, los resultados de la determinación de cationes intercambiables mostraron que la concentración de la mayoría de ellos fue muy similar en todos los tratamientos y para todas las especies de cultivo (Figura 18). Los resultados mostraron también que la concentraciones de estos cationes en el suelo varió enormemente de uno a otro catión; así, fue evidente que el catión que se encontró en altas concentraciones fue el Ca^{2+} (con valores mayores a $55 \text{ cmol}(+) / \text{kg}$

suelo) mientras que la concentración de Na^+ fue evidentemente menor (no excedió los 2 $\text{cmol}(+)/\text{kg}$ suelo).

A pesar de la falta de sustento estadístico en los resultados de las determinaciones de los parámetros químicos del suelo, se pudo utilizar éstos para determinar correlaciones entre estos elementos y la fracción estable de agregados del suelo.

Los resultados de la matriz de correlación (Figura 19) mostraron que se presentó una correlación negativa significativa entre la estabilidad de los agregados > 2 mm y la estabilidad de los < 1 mm. Por otro lado, se observó que existe una correlación negativa significativa entre el contenido de Ca^{2+} del suelo y la estabilidad de los agregados > 2 mm, mientras que la correlación significativa de este mismo catión fue positiva con la estabilidad de los agregados < 1 mm

	>2 mm	>1 mm	>0.5 mm	>0.25 mm	C total	N total	P- HCO_3	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Na^+	K^+
>2 mm	1										
>1 mm	-0.95	1									
>0.5 mm	-0.89	0.73	1								
>0.25 mm	-0.85	0.84	0.58	1							
C total	0.23	-0.32	-0.04	-0.25	1						
N total	-0.09	0.02	0.2	0	0.84	1					
P- HCO_3	-0.34	0.39	0.19	0.33	-0.71	-0.63	1				
Ca^{2+}	-0.48	0.51	0.51	0.2	0.12	0.35	-0.27	1			
Mg^{2+}	-0.31	0.33	0.34	0.13	0.39	0.64	-0.57	0.84	1		
Na^+	-0.18	0.18	0.16	0.16	0.34	0.52	-0.62	0.65	0.85	1	
K^+	-0.41	0.42	0.36	0.35	0.22	0.45	-0.27	0.54	0.78	0.66	1

Figura 19. Matriz de correlación entre las fracciones estables de los agregados y los parámetros químicos del suelo. Las primeras cuatro columnas y filas corresponden a las fracciones estables del suelo y el resto a los parámetros químicos. Los valores en negritas indican correlaciones significativas ($p < 0.05$). El signo negativo se refiere a correlaciones negativas.

Los resultados de la matriz también mostraron correlaciones significativas positivas entre C total y algunos cationes intercambiables (Mg^{2+} , Na^+ , K^+) y también una correlación significativa positiva entre Ca^{2+} y los otros cationes intercambiables.

Se realizó también una matriz de correlación de los parámetros físicos y químicos del suelo y el porcentaje de colonización de micorrizas que se encontró en las raíces de las plantas cultivadas. Al integrar un factor más a la matriz se modificaron algunas de las correlaciones entre los parámetros químicos y las fracciones estables de agregados, por ejemplo, el Ca^{2+} sólo conserva una correlación significativa con el Mg^{2+} (Figura 20).

	>2 mm	>1 mm	>0.5 mm	>0.25 mm	C total	N total	P-HCO ₃	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	K ⁺	% Coloni.
>2 mm	1											
>1 mm	-0.93	1										
>0.5 mm	-0.88	0.68	1									
>0.25 mm	-0.8	0.79	0.52	1								
C total	0.26	-0.44	-0.01	-0.23	1							
N total	0.15	-0.3	0.08	-0.24	0.92	1						
P-HCO ₃	-0.61	0.69	0.34	0.62	-0.7	-0.63	1					
Ca ²⁺	-0.26	0.34	0.3	-0.13	-0.06	0.04	-0.06	1				
Mg ²⁺	0.03	0.01	0.09	-0.33	0.42	0.58	-0.48	0.73	1			
Na ⁺	0.47	-0.45	-0.3	-0.57	0.55	0.65	-0.63	0.39	0.76	1		
K ⁺	-0.22	0.24	0.23	0.08	0.3	0.43	-0.15	0.45	0.75	0.59	1	
% Coloni.	0.46	-0.43	-0.35	-0.58	-0.07	-0.01	-0.44	0	0.08	0.27	-0.25	1

Figura 20. Matriz de correlación entre las fracciones estables de los agregados, los parámetros químicos del suelo y el porcentaje de colonización de micorrizas arbusculares en las raíces de las plantas de cultivo. Las primeras cuatro columnas y filas corresponden a las fracciones estables del suelo, las siguientes siete a los parámetros químicos y la última al % de colonización. Los valores en negritas indican correlaciones significativas ($p < 0.05$). El signo negativo se refiere a correlaciones negativas.

Sin embargo, los resultados de esta matriz de correlación indicaron que se presentó una correlación inversa significativa entre el porcentaje de colonización de HMA y la estabilidad de agregados >0.25 mm. También se observó que el porcentaje de colonización tiene una correlación directa, aunque no significativa con la estabilidad de agregados > 2 mm, y una correlación inversa, no significativa, entre la concentración de P-HCO₃ y el porcentaje de colonización de HMA (Figura 20).

BIOENSAYOS *IN VITRO* CON EL AGUA DE DRENAJE DE LAS MACETAS

Bioensayos con amaranto como semilla de prueba

Los resultados de estos bioensayos mostraron, en forma general, que el agua de drenaje recolectada después del riego no tuvo un efecto evidente de inhibición en la germinación del amaranto. Así, se pudo observar que para todos los bioensayos realizados, el porcentaje de germinación fue mayor que 70% (Figuras 21 a 24).

Sin embargo, el análisis estadístico de los datos indicó que el efecto del agua de drenaje de las macetas con jitomate fue significativamente diferente al del agua de drenaje proveniente de las macetas con las otras plantas de cultivo sólo en los bioensayos del día 40 ($F_{3, 72} = 3.69$, $p=0.016$). Considerando a los tratamientos como factor, los análisis indicaron que los tratamientos del agua de drenaje de las macetas con el herbicida y con plantas de vigna en el bioensayo del día 45 ($F_{5, 18} = 5.22$, $p = 0.004$) y del agua colectada de las macetas del control negativo y sin planta de cultivo sembrada en el bioensayo del día 30 ($F_{5, 18} = 4.53$, $p = 0.008$) tuvieron un efecto inhibitorio significativo sobre la germinación del amaranto.

Con respecto al crecimiento radical del amaranto, se pudo observar que el efecto del agua de drenaje varió con respecto a los tratamientos y a la planta de cultivo que se sembró en las macetas (Figuras 21 a 24). En todos los bioensayos se observó que el efecto del agua de drenaje sobre el crecimiento de la raíz varió significativamente dependiendo de la planta sembrada en las macetas, con excepción de los bioensayos del día 35 que no mostraron diferencias significativas ($F_{3, 72} = 1.27$, $p = 0.291$).

Macetas con jitomate. En los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas con plantas de jitomate, se observó que en aquellos realizados en los días 0, 5, 10, 20, 30, 50 y 55 no hubo ningún efecto significativo de los tratamientos sobre el crecimiento de la raíz de amaranto (Figura 21). Por otro lado, en el bioensayo del día 15, se observó un efecto inhibitorio significativo con el agua de drenaje de las macetas con *Zuelania* ($F_{5, 18} = 3.35$, $p = 0.026$).

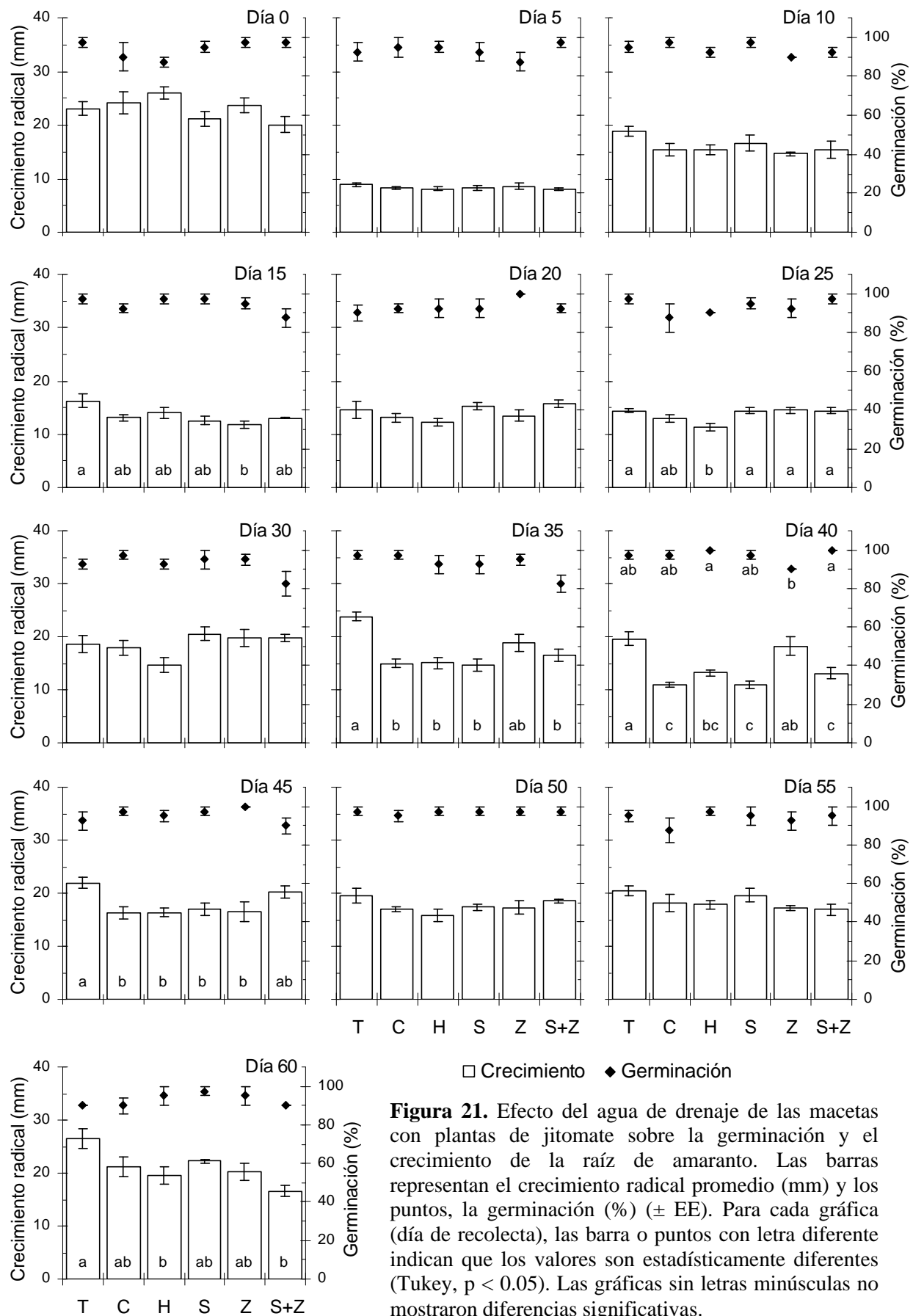


Figura 21. Efecto del agua de drenaje de las macetas con plantas de jitomate sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de amaranto. Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación (%) (\pm EE). Para cada gráfica (día de recolecta), las barra o puntos con letra diferente indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Las gráficas sin letras minúsculas no mostraron diferencias significativas.

También, se observó un efecto inhibitor significativo del agua de drenaje de las macetas con herbicida en el bioensayo del día 25 ($F_{5, 18} = 4.84, p = 0.006$). Además, el agua colectada de las macetas del control negativo, con herbicida, con hojas de *Sebastiania* y la mezcla de hojas *Sebastiania*+*Zuelania*, inhibió significativamente el crecimiento del amaranto en los bioensayos de los días 35 ($F_{5, 18} = 9.97, p < 0.001$) y 40 ($F_{5, 18} = 12.51, p < 0.001$).

En el bioensayo del día 45, el crecimiento de la raíz de amaranto fue significativamente menor bajo el tratamiento con el agua colectada de las macetas del control negativo, con el herbicida, las hojas de *Sebastiania* y las de *Zuelania* ($F_{5,18}=3.66, p = 0.018$) comparado con el del testigo. Finalmente, se observó un efecto inhibitor significativo del agua de drenaje de las macetas con herbicida y con hojas de *Sebastiania*+*Zuelania* en el bioensayo del día 60 ($F_{5, 18} = 4.91, p = 0.005$).

Macetas con maíz. En los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas con maíz, los resultados fueron diferentes a los del agua de las macetas con jitomate (Figura 22). Se observó un efecto positivo significativo sobre el crecimiento de la raíz de amaranto con los siguientes tratamientos: el agua de drenaje del control negativo y del herbicida en el bioensayo del día 0 ($F_{5, 18} = 7.60, p = 0.001$); el agua del control negativo, el herbicida y las hojas de *Zuelania* en el bioensayo del día 5 ($F_{5, 18} = 10.42, p < 0.001$); y el agua de drenaje del control negativo en el bioensayo del día 25 ($F_{5, 18} = 7.36, p = 0.001$).

Por otro lado, se observó un efecto inhibitor significativo sobre el crecimiento radical del amaranto con los siguientes tratamientos: el agua de drenaje de todos los tratamientos en los bioensayos del día 10 ($F_{5, 18} = 7.42, p = 0.001$) y 15 ($F_{5, 18} = 10.47, p < 0.001$); el agua de las macetas con *Sebastiania* y con la mezcla *Sebastiania*+*Zuelania* en el bioensayo del día 20 ($F_{5, 18} = 4.21, p = 0.010$); el agua de las macetas con *Zuelania* en el bioensayo del día 30 ($F_{5, 18} = 4.92, p=0.005$); el agua de las macetas con *Zuelania* y la mezcla *Sebastiania*+*Zuelania* en el bioensayo del día 40 ($F_{5, 18} = 3.83, p = 0.015$); y el agua de drenaje de las macetas con herbicida, las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y la mezcla *Sebastiania*+*Zuelania* en el bioensayo del día 60 ($F_{5, 18} = 5.39, p = 0.003$). Finalmente, no se observó ningún efecto significativo en el crecimiento radical del amaranto con ninguno de los tratamientos en los bioensayos de los días 35, 45 y 50 (Figura 22).

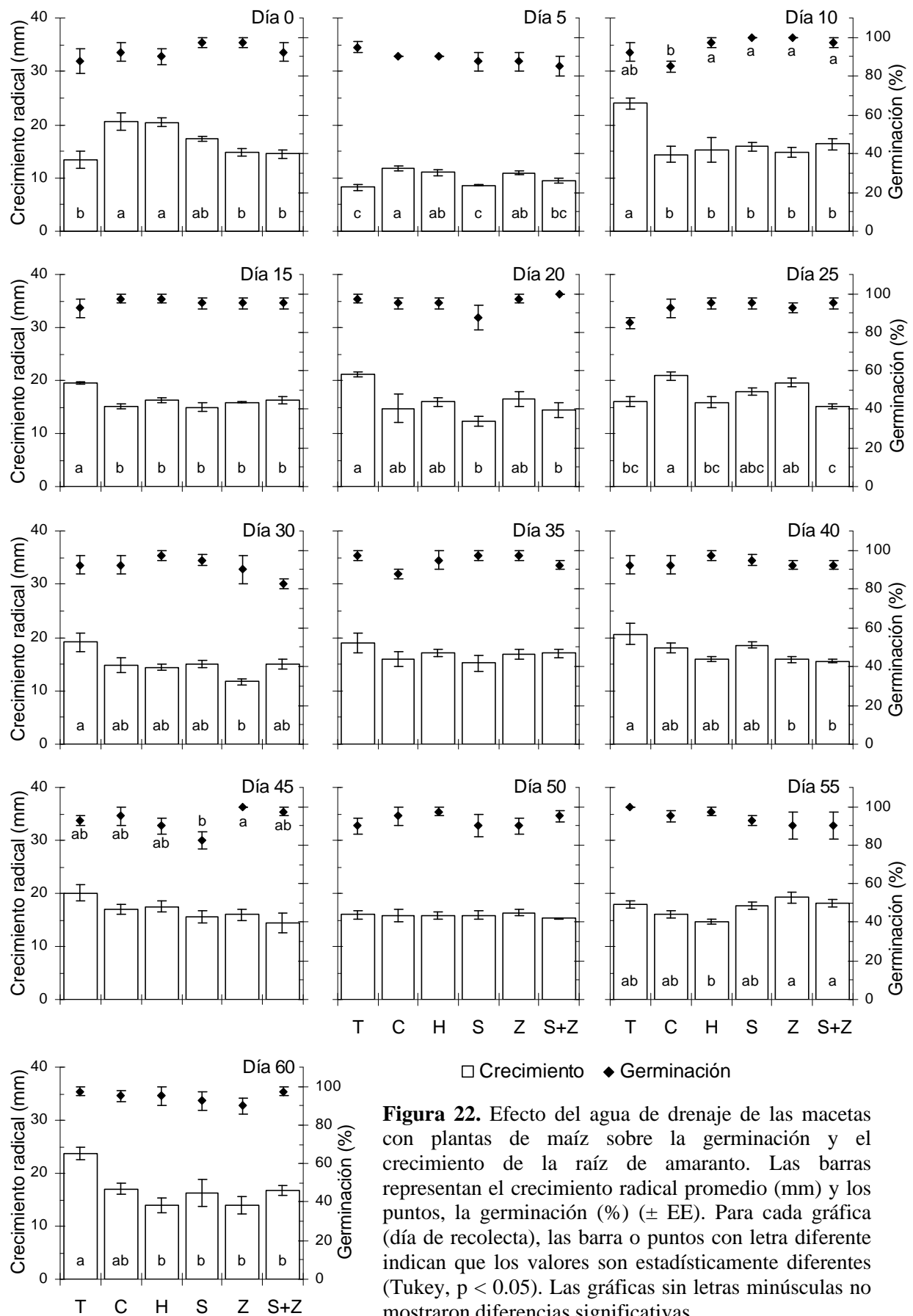


Figura 22. Efecto del agua de drenaje de las macetas con plantas de maíz sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de amaranto. Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación (%) (\pm EE). Para cada gráfica (día de recolecta), las barra o puntos con letra diferente indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Las gráficas sin letras minúsculas no mostraron diferencias significativas.

Macetas con vigna. Los tratamientos tuvieron un efecto inhibitor del crecimiento del amaranto en la mayoría de los días de colecta del agua de drenaje de las macetas con vigna, en comparación con el del testigo (Figura 23). Sin embargo, el análisis estadístico indicó que el efecto inhibitor observado no fue significativo en los bioensayos de los días 0, 15, 25, 40 y 50. El agua colectada de las macetas del control negativo, con hojas de *Sebastiania* y la mezcla *Sebastiania+Zuelania* tuvo un efecto inhibitor significativo del crecimiento radical del amaranto en el bioensayo del día 5 ($F_{5, 18} = 4.60, p = 0.007$).

En el bioensayo del día 10, el crecimiento fue significativamente menor con el agua de las macetas con el herbicida y con las hojas de *Sebastiania+Zuelania* ($F_{5, 18} = 4.26, p = 0.010$). El agua de las macetas con las hojas de *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* tuvo un efecto inhibitor significativo del crecimiento de la raíz de amaranto en el bioensayo del día 20 ($F_{5, 18} = 4.54, p=0.008$). Se observó también un efecto inhibitor significativo del crecimiento radical del amaranto con el agua de las macetas del control negativo y el herbicida en el bioensayo realizado el día 45 ($F_{5, 18} = 6.13, p = 0.002$). Finalmente, el agua de drenaje de las macetas de todos los tratamientos tuvo un efecto inhibitor significativo del crecimiento de la raíz de amaranto en los bioensayos de los días 30 ($F_{5, 18} = 11.78, p < 0.001$), 35 ($F_{5, 18} = 29.36, p < 0.001$), 55 ($F_{5, 18} = 10.51, p < 0.001$) y 60 ($F_{5, 18} = 7.18, p = 0.001$).

Macetas sin planta. Los resultados de los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas sin planta de cultivo indicaron, que el agua del control negativo, el herbicida, las hojas de *Sebastiania*, las de *Zuelania* y las de *Sebastiania+Zuelania* inhibió significativamente el crecimiento de amaranto en los bioensayos de los días 5 ($F_{5, 18} = 12.06, p < 0.001$) y 10 ($F_{5,18}=9.60, p < 0.001$), mientras que el agua de las macetas con herbicida lo inhibió significativamente en el bioensayo del día 25 ($F_{5, 18} = 3.66, p = 0.018$). El día 30, el crecimiento radical del amaranto fue significativamente menor por efecto del agua de drenaje de las macetas del control negativo, del herbicida, de las hojas de *Zuelania* y las de *Sebastiania+Zuelania* ($F_{5,18}=11.00, p < 0.001$). El agua de las macetas del control negativo, del herbicida, de las hojas de *Sebastiania* y de las de *Sebastiania+Zuelania* tuvo un efecto inhibitor del amaranto en el día 45 ($F_{5, 18} = 5.26, p = 0.004$). Este crecimiento fue significativamente menor con el agua de las macetas del control negativo y del herbicida en el bioensayo del día 55 ($F_{5, 18} = 3.92, p = 0.014$). Por último, no hubo efecto significativo sobre el crecimiento radical del amaranto con ningún tratamiento en los bioensayos de los días 0, 15, 20, 35, 40 y 50 (Figura 24).

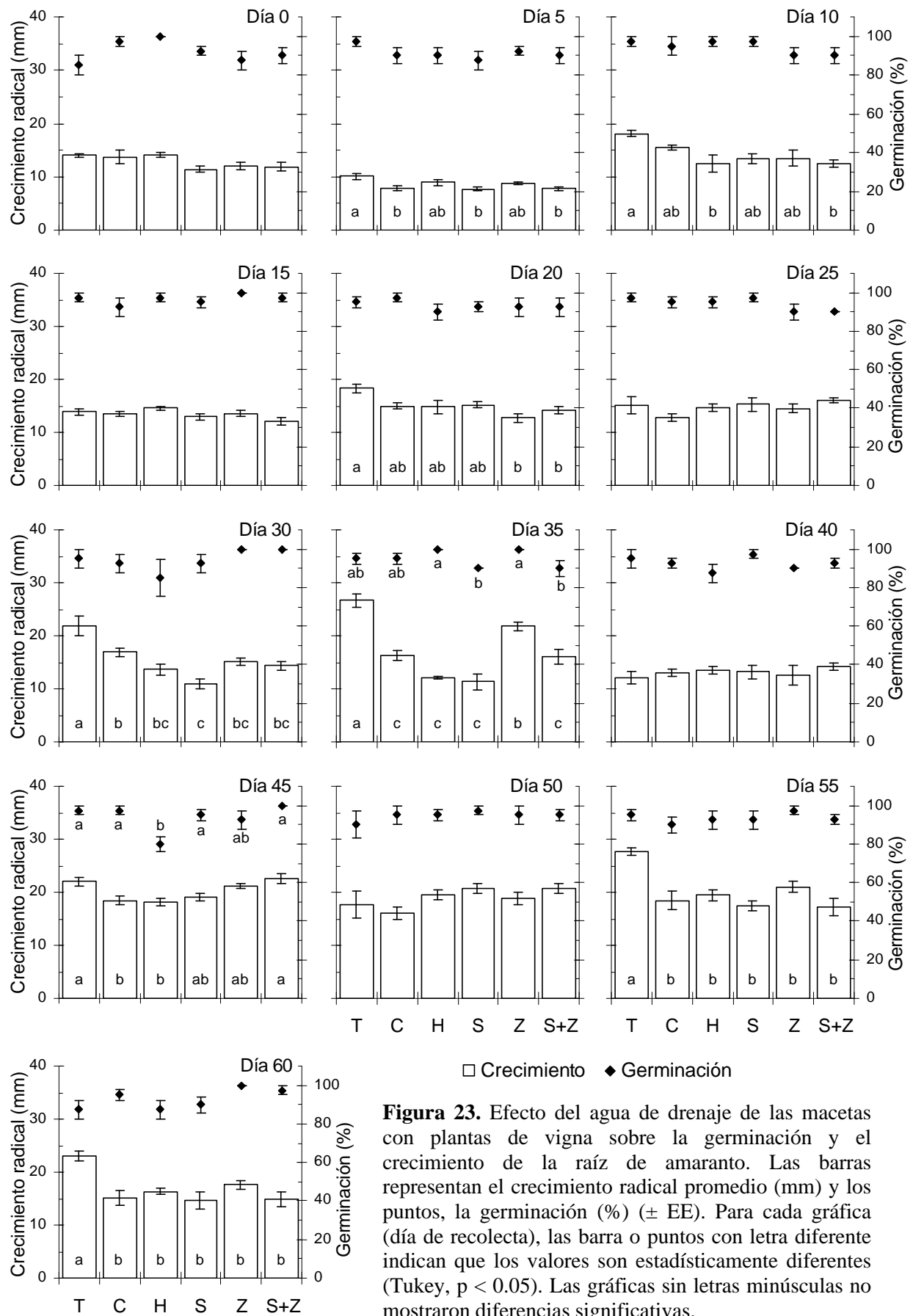


Figura 23. Efecto del agua de drenaje de las macetas con plantas de vigna sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de amaranto. Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación (%) (\pm EE). Para cada gráfica (día de recolecta), las barra o puntos con letra diferente indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Las gráficas sin letras minúsculas no mostraron diferencias significativas.

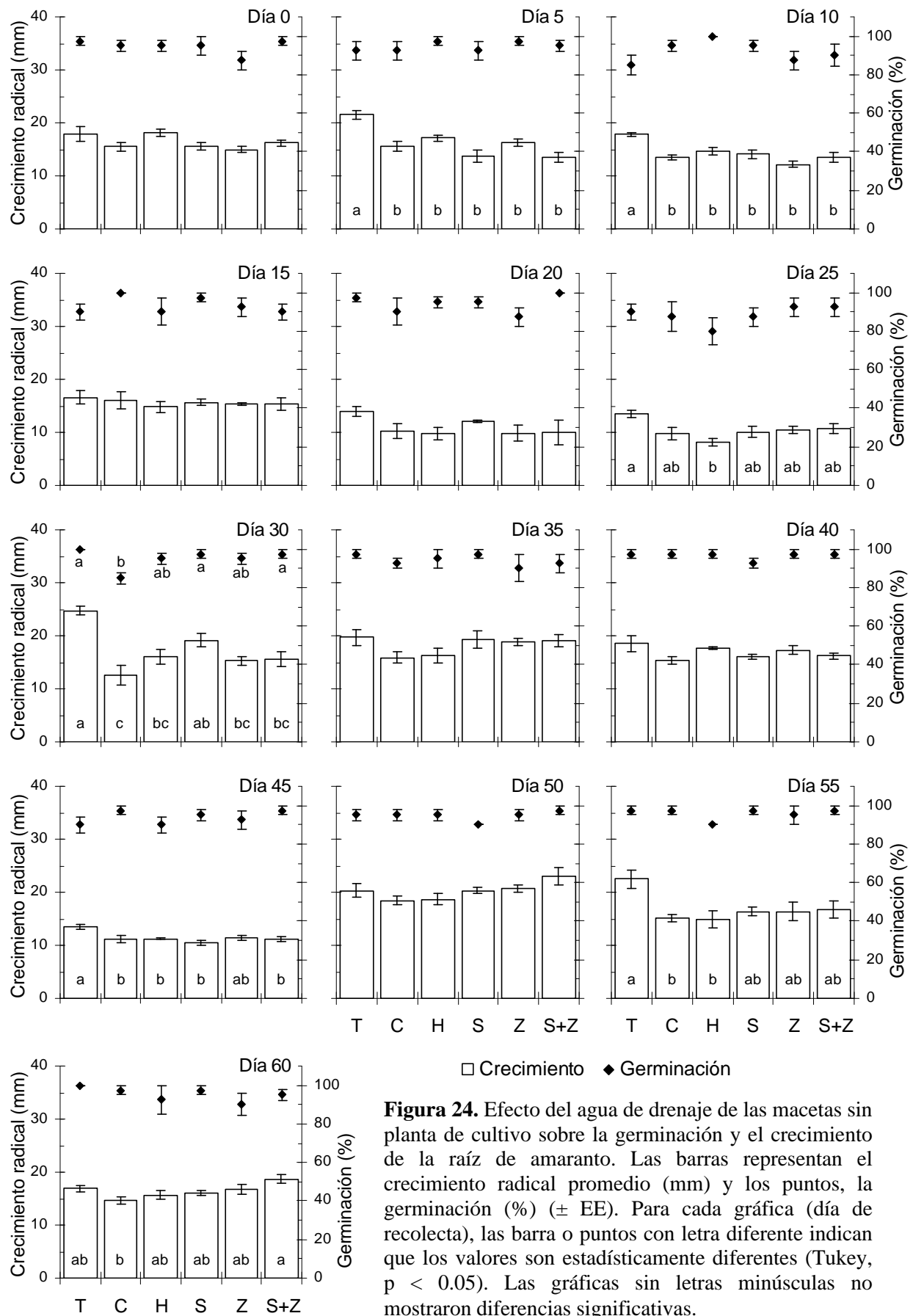


Figura 24. Efecto del agua de drenaje de las macetas sin planta de cultivo sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de amaranto. Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación (%) (\pm EE). Para cada gráfica (día de recolecta), las barra o puntos con letra diferente indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Las gráficas sin letras minúsculas no mostraron diferencias significativas.

Bioensayos con jitomate como semilla de prueba

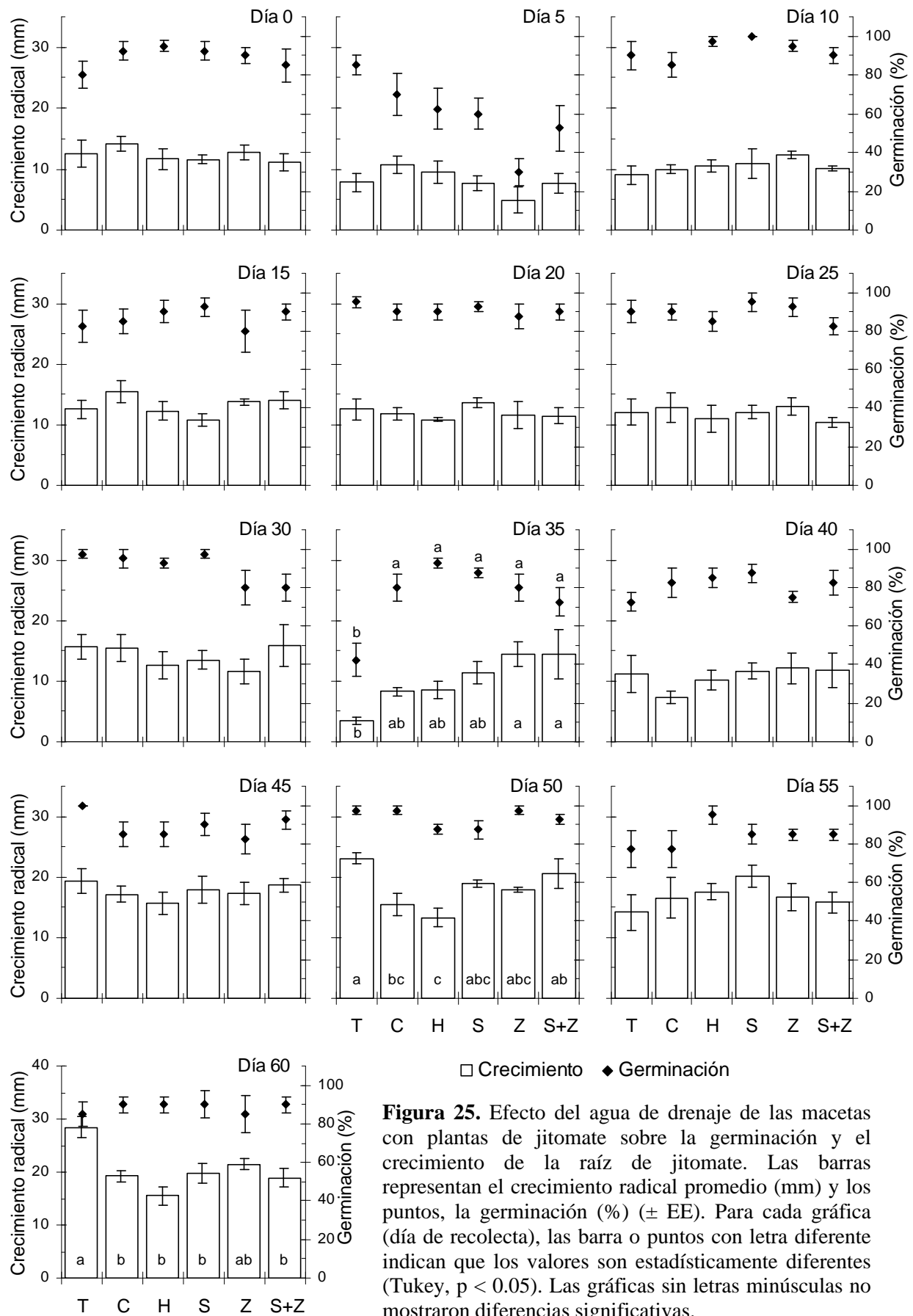
Al igual que con las semillas de amaranto, la germinación de las semillas de jitomate no se vio afectada por el agua de drenaje de la mayoría de los tratamientos en los bioensayos realizados, aunque es necesario hacer notar que, de manera general, el porcentaje de germinación de las semillas de jitomate fue menor y con mayor variación que el de las semillas de amaranto (Figuras 25 a 28).

Los resultados indicaron que el efecto del agua de drenaje sobre la germinación del jitomate varió con respecto al tipo de planta que se sembró en las macetas. Así, el porcentaje de germinación fue menor con el agua de drenaje de las macetas con jitomate en comparación con el agua de las macetas con maíz y vigna, y las macetas sin planta, en los bioensayos de los días 5 ($F_{3,71}=16.91, p < 0.001$) y 35 ($F_{3,72} = 4.11, p = 0.009$); con el agua de las macetas con maíz en los bioensayos de los días 0 ($F_{3,72} = 3.14, p = 0.031$) y 20 ($F_{3,72} = 3.96, p = 0.011$); y con el agua colectada de las macetas con vigna en el bioensayo del día 30 ($F_{3,70}=4.14, p = 0.009$).

Además, en los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas con plantas de jitomate, se observó un efecto inhibitorio significativo en el porcentaje de germinación de las semillas de jitomate con el tratamiento con hojas de *Zuelania* en el bioensayo del día 5 ($F_{5,18} = 3.82, p=0.015$) y con el agua de todos los tratamientos en el bioensayo del día 35 ($F_{5,18} = 7.64, p=0.001$) (Figura 25).

En forma general, en estos bioensayos con agua de drenaje de las macetas, el crecimiento radical del jitomate se vio menos afectado que el del amaranto. De la misma forma que con el porcentaje de germinación, el crecimiento radical fue afectado dependiendo del tipo de planta que se sembró en las macetas (Figuras 25 a 28). En todos los bioensayos se observaron diferencias significativas, según la planta sembrada, sobre el crecimiento de la raíz de jitomate, con excepción de los bioensayos del día 25 que no presentaron diferencias significativas ($F_{3,72}=0.61, p = 0.613$).

Macetas con jitomate. En cuanto al análisis considerando el factor tratamiento, los resultados de los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas donde crecían plantas de jitomate indicaron que el crecimiento radical de las plántulas de jitomate en las cajas de Petri fue significativamente menor bajo el efecto de los siguientes tratamientos: el agua de drenaje de las macetas con hojas de *Sebastiania* y de *Sebastiania+Zuelania* en el bioensayo del día 35



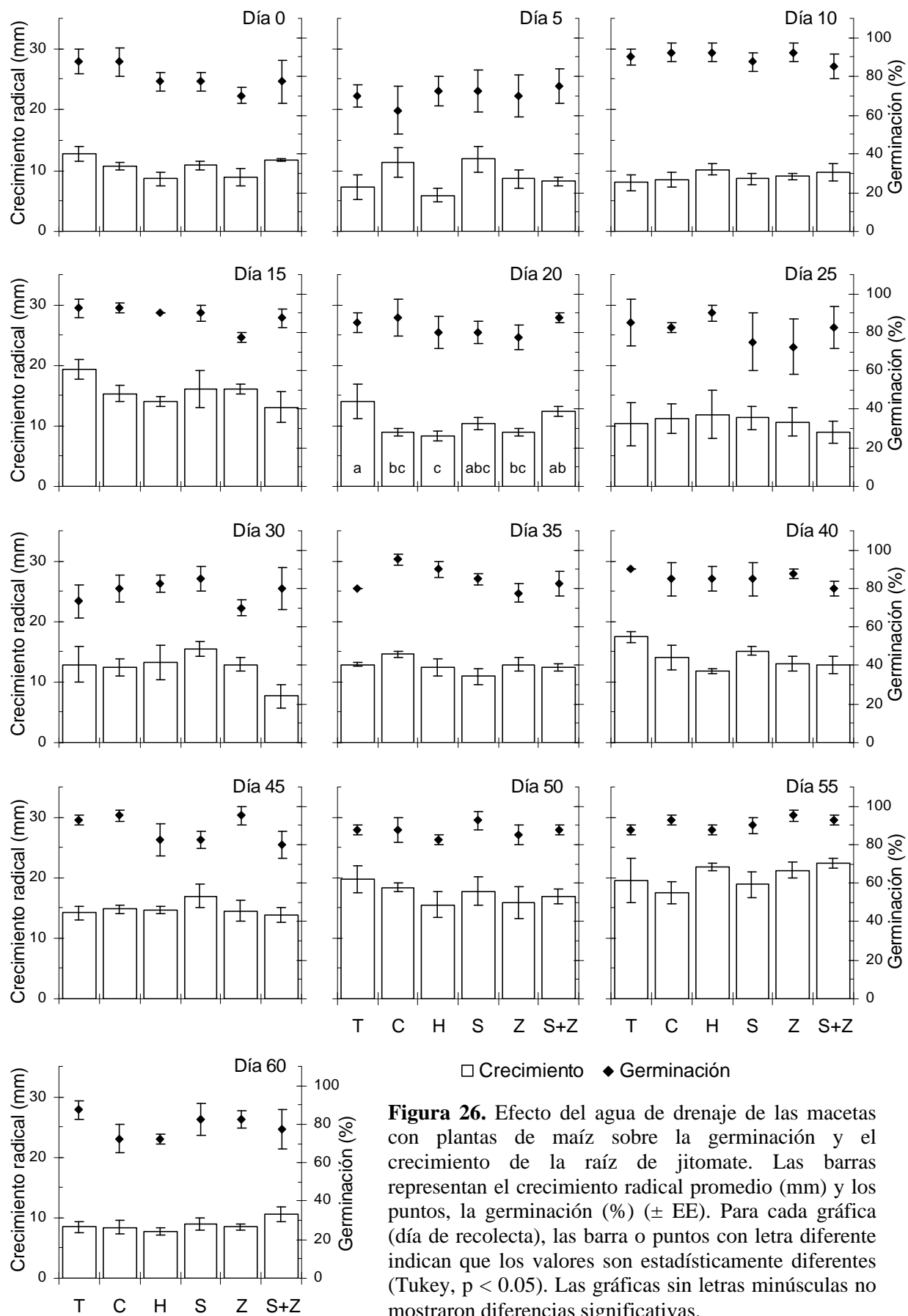


Figura 26. Efecto del agua de drenaje de las macetas con plantas de maíz sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de jitomate. Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación (%) (\pm EE). Para cada gráfica (día de recolecta), las barra o puntos con letra diferente indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Las gráficas sin letras minúsculas no mostraron diferencias significativas.

($F_{5,18}=3.93$, $p = 0.014$); el agua del control negativo y el herbicida en el día 50 ($F_{5, 18} = 5.55$, $p = 0.003$) y con aquella colectada de las macetas del control negativo, el herbicida, las hojas de *Sebastiania* y las de *Sebastiania+Zuelania* en el día 60 ($F_{5, 18} = 7.17$, $p = 0.001$). No se observó efecto significativo sobre el crecimiento radical del jitomate con el agua de ningún tratamiento en los bioensayos de los días 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 40, 45 y 55 (Figura 25).

Macetas con maíz. Los resultados de los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas sembradas con maíz, indicaron que sólo estuvo presente un efecto inhibitorio significativo del crecimiento de la raíz de jitomate con el agua de drenaje del control negativo, el herbicida y las hojas de *Zuelania* en el bioensayo del día 20 ($F_{5, 18} = 3.00$, $p = 0.039$) (Figura 26).

Macetas con vigna. En los bioensayos con el agua de drenaje proveniente de las macetas con plantas de vigna, los resultados indicaron efectos tanto estimulantes como inhibidores del crecimiento radical del jitomate (Figura 27). Por un lado, se observó un efecto estimulante significativo del agua del control negativo en el bioensayo del día 0 ($F_{5, 18} = 3.12$, $p = 0.034$), y del agua del control negativo y con hojas de *Zuelania* en el bioensayo del día 60 ($F_{5, 18} = 10.48$, $p < 0.001$). Por el otro, estuvo presente un efecto inhibitorio significativo del crecimiento radical del jitomate con el agua de las macetas de los siguientes tratamientos: el control negativo, el herbicida y las hojas de *Zuelania* en el bioensayo del día 5 ($F_{5, 18} = 11.73$, $p < 0.001$); el herbicida, las hojas de *Sebastiania* y las de *Sebastiania+Zuelania* en el día 35 ($F_{5, 18} = 7.85$, $p < 0.001$); y de todos los tratamientos en el bioensayo del día 55 ($F_{5, 18} = 6.76$, $p = 0.001$). En los días 10, 15, 20, 25 30, 40, 45 y 50 no se observó ningún efecto significativo del agua de drenaje de los tratamientos sobre el crecimiento de la raíz de jitomate (Figura 27).

Macetas sin planta. Finalmente, los resultados de los bioensayos con el agua de drenaje de las macetas sin planta de cultivo indicaron que, en forma similar que con el agua colectada de las macetas con vigna, estuvo presente un efecto estimulante significativo del crecimiento radical del jitomate con el agua de las macetas con *Zuelania* en el día 25 ($F_{5, 18} = 2.82$, $p=0.048$). Además, se observó un efecto inhibitorio significativo con el agua del herbicida, de las hojas de *Sebastiania* y de *Zuelania* el día 15 ($F_{5,18} = 4.32$, $p = 0.009$), y con el agua de todos los tratamientos el día 55 ($F_{5, 18} = 9.02$, $p < 0.001$). Ningún efecto significativo se observó con el agua proveniente de todos los tratamientos en los días 0, 5, 10, 20, 30, 35, 40, 45, 50 y 60 (Figura 28).

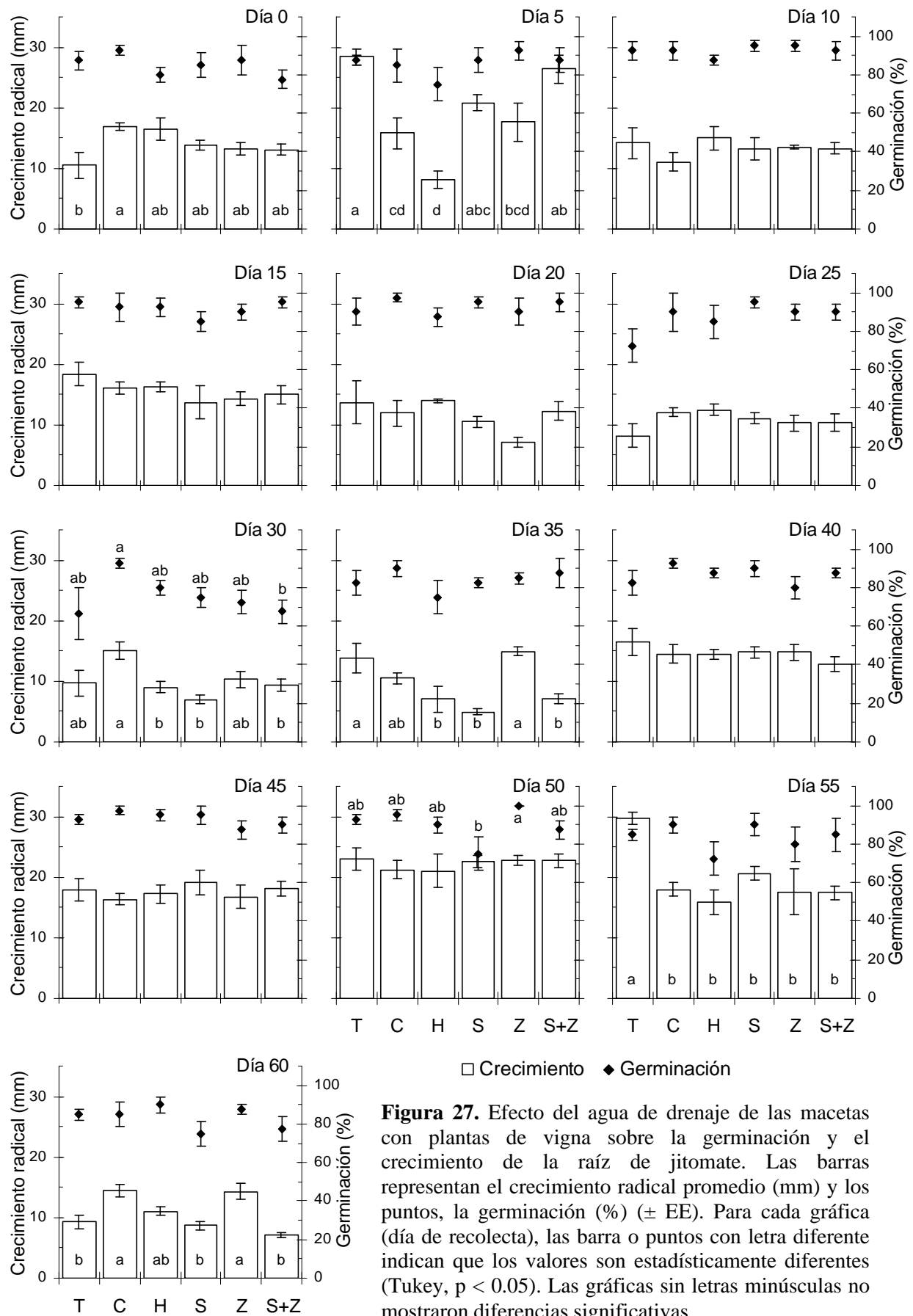


Figura 27. Efecto del agua de drenaje de las macetas con plantas de vinya sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de jitomate. Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación (%) (\pm EE). Para cada gráfica (día de recolecta), las barra o puntos con letra diferente indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Las gráficas sin letras minúsculas no mostraron diferencias significativas.

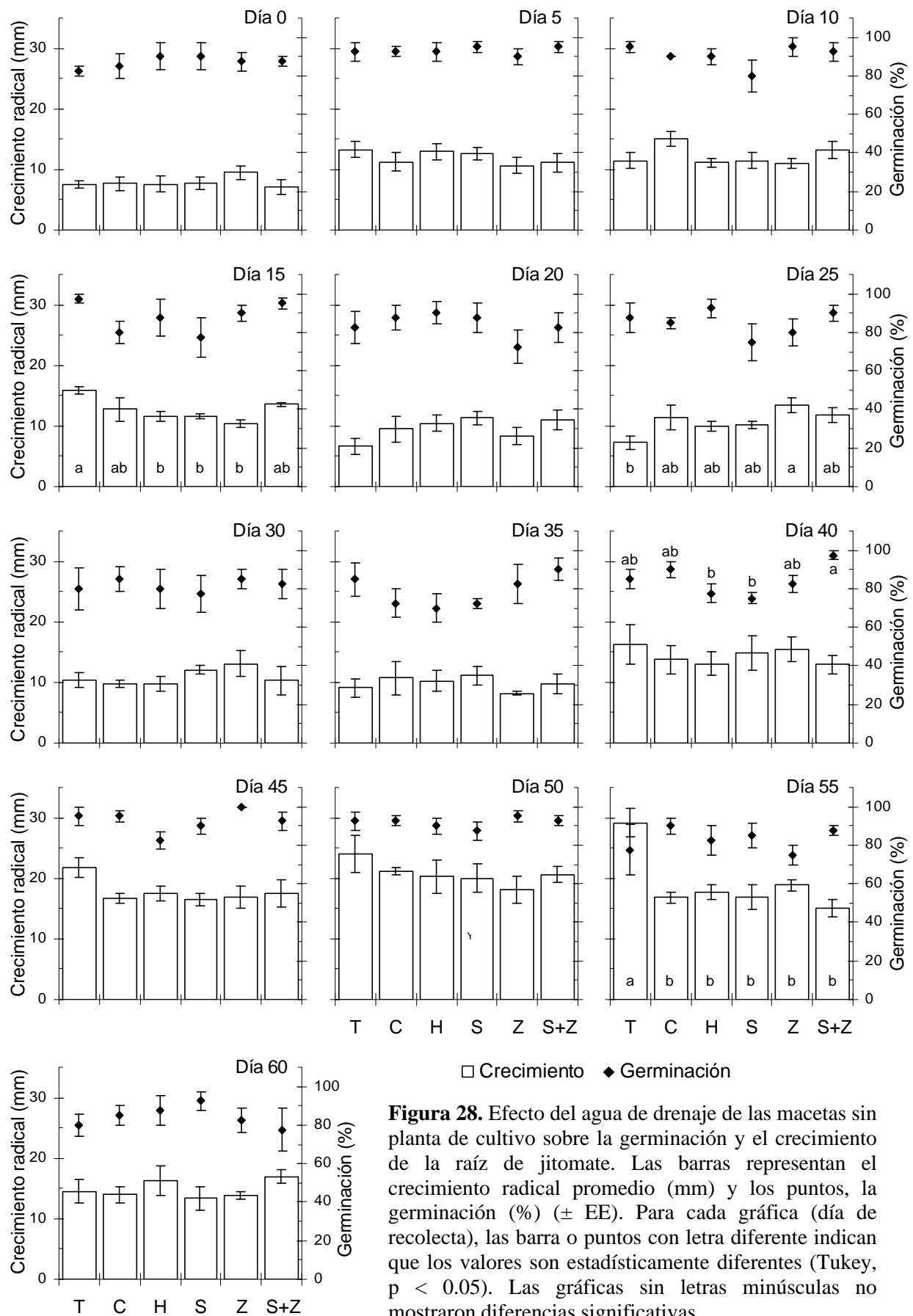


Figura 28. Efecto del agua de drenaje de las macetas sin planta de cultivo sobre la germinación y el crecimiento de la raíz de jitomate. Las barras representan el crecimiento radical promedio (mm) y los puntos, la germinación (%) (\pm EE). Para cada gráfica (día de recolecta), las barra o puntos con letra diferente indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, $p < 0.05$). Las gráficas sin letras minúsculas no mostraron diferencias significativas.

DISCUSIÓN

BIOENSAYOS *IN VITRO* CON LOS LIXIVIADOS

Los bioensayos con los lixiviados de hojas de *Sebastiania* y hojas de *Zuelania* permitieron determinar que las hojas de estas especies contienen compuestos solubles en agua que inhiben el crecimiento radical de algunas especies, específicamente del jitomate.

Dentro de los aleloquímicos están incluidos compuestos de diversa naturaleza que pueden tener estructura sencilla hasta muy compleja. Entre ellos se pueden destacar los fenoles simples, ácidos fenólicos, derivados de ácidos cinámicos y benzoicos, cumarinas, flavonoides, algunos taninos hidrolizables y condensados, terpenoides, esteroides, ácidos orgánicos, alcaloides y varios compuestos nitrogenados (Rama Devi *et al.*, 1997). Por los estudios realizados con las especies arbóreas investigadas en el presente trabajo se sabe que ambas contienen algunos compuestos bioactivos pertenecientes a los terpenoides, incluidos en la lista anterior. En *Zuelania guidonia* (Flacourtiaceae), se han sido identificado algunos diterpenos al estudiar la composición química de su corteza (Khan *et al.*, 1990).

Como se mencionó, se ha descrito la fitotoxicidad de los lixiviados acuosos de *Sebastiania adenophora* (Euphorbiaceae) y se aislaron e identificaron de sus hojas seis triterpenos pentacíclicos conocidos que mostraron bioactividad selectiva, por un lado estimularon significativamente el crecimiento de la raíz del amaranto y por el otro, inhibieron significativamente el crecimiento de la raíz del jitomate y *Echinochloa crus-galli* (Macías-Rubalcava *et al.*, 2007).

La revisión de Langenheim (1994) ilustra que los terpenoides producidos por una planta pueden contribuir con: 1) la inhibición de la germinación de las semillas, 2) la defensa contra herbívoros generalistas y especialistas, 3) la defensa contra hongos vectores de insectos y hongos fitopatógenos, 4) la atracción de polinizadores y 5) la inhibición de microorganismos del suelo.

Aunque estos bioensayos son muy importantes para conocer el mecanismo de acción o la selectividad de la actividad biológica de los aleloquímicos, es necesario tener en cuenta que en la naturaleza, estos compuestos no actúan de manera aislada sino en forma de mezclas heterogéneas, que al ser liberadas al ambiente, pueden formar un mosaico de micrositios donde el crecimiento de raíces o microorganismos del suelo puede verse afectado (Anaya, 2003), y cuando

se prueban estos compuestos de manera individual, sus efectos pueden ser similares o totalmente diferentes.

EXPERIMENTO EN EL INVERNADERO

Evaluación de arvenses

La emergencia de arvenses en las macetas del experimento en el invernadero fue escasa en todos los casos, por lo que no fue posible detectar el potencial efecto de la incorporación de las hojas de las especies con potencial alelopático en el suelo sobre la emergencia y el crecimiento de estas arvenses.

Sin embargo, los resultados nos permitieron observar que un factor que fue determinante en la emergencia de arvenses en las macetas fue la planta de cultivo que se sembró en ellas. Los resultados mostraron que el peso seco de las arvenses que emergieron en las macetas con plantas de maíz fue mucho menor que el de las arvenses de las macetas que tenían otra planta de cultivo o en las que no se sembró ninguna. Es probable que esto se deba a la competencia entre las plantas de maíz y las arvenses. De las plantas de cultivo utilizadas, el maíz es la más grande y vigorosa, por lo que es probable que tenga un mayor potencial competitivo que le permite eliminar (por exclusión) la emergencia de algunas arvenses. Esto coincide con lo establecido por Teasdale (1996) que sugiere que las plantas que tienen un potencial competitivo alto pueden prevenir en forma eficiente el establecimiento de las arvenses.

Aunque, es necesario que la presencia de un mayor o menor número de arvenses, debido a su escasa presencia, pudo estar determinada por otros factores externos que no se midieron, o por mismo azar.

Evaluación de las plantas cultivadas

Altura de las plantas de cultivo

La descomposición de las hojas tuvo un efecto diferencial sobre la altura de las plantas de cultivo. Los tratamientos con hojas de *Zuelania* y *Sebastiania*+*Zuelania* tuvieron efectos inhibidores significativos sólo en la altura del jitomate, mientras que la altura de maíz y la de vigna no se vieron afectadas por la descomposición de estas hojas. Estos resultados son contrarios a los descritos por otros trabajos. Kormawa y colaboradores (1999) encuentran un

efecto positivo de la descomposición de abonos vegetales en el crecimiento y rendimiento de especies cultivadas, y sugieren que este efecto se debe a las altas concentraciones de nutrimentos de estas coberturas vegetales y a su rápida liberación durante la descomposición. Cuando son utilizados abonos verdes, este efecto positivo sobre el crecimiento de plantas cultivadas se ha atribuido a un mejoramiento del suministro de N y al incremento en la disponibilidad de P (Agustin *et al.*, 1999).

Con base en lo anterior, es probable que el efecto inhibitor de las hojas de *Zuelania* y *Sebastiania*+*Zuelania* sobre el crecimiento de jitomate, fue causado por el predominio de una actividad alelopática negativa de los compuestos contenidos en las hojas o producidos durante la descomposición sobre el posible efecto positivo de la liberación de nutrimentos al suelo.

Análisis clásico del crecimiento de las plantas de cultivo

El análisis clásico de crecimiento mostró que los valores de casi todos los parámetros determinados fueron mayores para el maíz, lo que indica que esta planta de cultivo tuvo un desempeño más vigoroso que el de las otras dos plantas de cultivo. Estos resultados indican que posiblemente, al tener una tasa de crecimiento mayor, el maíz alcanza un tamaño mayor total, en menor tiempo, lo que le permite captar más cantidad de recursos y le da un mejor potencial competitivo (Villar *et al.*, 2004). Los únicos parámetros en donde el maíz tuvo valores menores que las otras plantas de cultivo fueron el de la proporción del peso de las hojas y la proporción del peso del tallo. Es posible entonces que durante el experimento, la asignación de biomasa hacia la raíz fuera el proceso predominante en el maíz; esto puede observarse también en que presentó valores mayores de la proporción raíz / parte aérea.

Por otro lado, los tratamientos con incorporación de las hojas de *Sebastiania* o *Zuelania*, ya sea solas o mezcladas, tuvieron un efecto negativo en algunos de los índices del jitomate. El efecto negativo más evidente fue el de las hojas de *Zuelania* sobre la tasa relativa de crecimiento, la tasa de asimilación neta y la fracción del peso de las hojas. Esto probablemente fue el resultado del estrés aleloquímico en el que se encontraban las plantas de jitomate, puesto que fue el menos favorecido por el efecto de la descomposición de las hojas evaluadas en este trabajo. Es posible entonces, que la incorporación de los tratamientos afectó la asignación de biomasa al crecimiento foliar, por lo que podemos inducir que, de las tres especies de cultivo estudiadas, el jitomate es la

especie más sensible al efecto que pudieran tener *Sebastiania* o *Zuelania* al utilizarse como abonos orgánicos.

El crecimiento del maíz también se vio afectado negativamente por la descomposición de las hojas de *Zuelania* y de la mezcla *Sebastiania*+*Zuelania*, ya que en estos tratamientos, los valores de la proporción del área foliar y la proporción del peso de las hojas fueron menores que los del control. De estos resultados se puede inducir que, al igual que con el jitomate, la incorporación de las hojas de *Zuelania*, ya sea solas o mezcladas con las de *Sebastiania* afecta la asignación de biomasa al crecimiento foliar, tanto en términos de área (proporción de área foliar) como de peso (proporción del peso de las hojas).

Las plantas de vigna fueron las únicas que no se vieron afectadas en su crecimiento por la descomposición de las hojas de las plantas alelopáticas. La proporción del área foliar de las plantas de vigna fue el único parámetro que tuvo valores menores a los del control en el tratamiento donde se agregaron hojas de *Sebastiania* al suelo de las macetas. Nuevamente, se observó un efecto negativo de uno de los tratamientos, las hojas de *Sebastiania*, en la asignación de biomasa al crecimiento foliar.

Este efecto negativo de los tratamiento sobre la asignación de biomasa al crecimiento foliar se pudo observar también, en forma indirecta, en otro índice, la proporción raíz/parte aérea. En las tres plantas de cultivo evaluadas la asignación de biomasa a la parte subterránea predomina sobre la asignación a la parte aérea en las plantas que crecieron con los tratamientos de incorporación de hojas. Sin embargo es probable, que el efecto negativo de los tratamientos sobre la asignación de biomasa al crecimiento foliar se vea enmascarado por el efecto nulo que tiene en la asignación de biomasa al tallo, lo que no se ve reflejado en esta proporción, por lo que el efecto positivo de los tratamientos (hojas de *Sebastiania*) sólo se observó en la proporción raíz/parte aérea del jitomate.

Evaluación de microorganismos del suelo

Nódulos de Rhizobium

Los resultados mostraron que la descomposición de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y de la mezcla *Sebastiania*+*Zuelania* tuvo un efecto positivo sobre el número de nódulos en las raíces de vigna. El mayor efecto se observó con las hojas de *Sebastiania* y el menor con las hojas de *Zuelania*, mientras que las hojas de *Sebastiania*+*Zuelania* tuvieron un efecto intermedio. Estos

resultados no coinciden con los de otros trabajos que describen el efecto negativo de extractos acuosos de *Acacia nilotica* (Duhan *et al.*, 1994) y de residuos de *Brassica napus* incorporados al suelo (Scott y Knudsen, 1999) sobre la nodulación de *Rhizobium*. Sin embargo, esto puede deberse a que el potencial de inhibición sobre la nodulación de este microorganismo depende de la concentración, del tipo de los compuestos resultantes de la descomposición orgánica y del tipo de suelo, entre otros (Scott y Knudsen, 1999; Rosemeyer *et al.*, 2000).

Otros trabajos han demostrado que ciertos aleloquímicos liberados por las plantas pueden afectar el establecimiento y dinámica de las poblaciones microbianas del suelo en forma positiva o negativa, afectando la presencia de ciertos grupos de microorganismos y la dominancia de unos sobre otros (Sturz *et al.*, 1997; Scott y Knudsen, 1999; Rosemeyer *et al.*, 2000).

Los metabolitos secundarios que son liberados al suelo por las plantas alelopáticas a través de la exudación de las raíces o la descomposición del material vegetal, pueden proporcionar una fuente muy rica de carbono que es utilizado por las poblaciones microbianas del suelo. Así, el tipo de metabolitos influye en la composición microbiana, particularmente de la rizosfera y, de esta forma, afecta también a las plantas que interactúan con estas comunidades microbianas (Weir *et al.*, 2004).

El incremento del número de nódulos en las raíces de vicia en los tratamientos que involucraban la descomposición de hojas pudo estar determinado por dos situaciones: a) un efecto estimulante directo de los compuestos liberados durante la descomposición de las hojas sobre *Rhizobium* o b) un efecto inhibitorio de estos compuestos sobre algunos microorganismos de la rizosfera que compiten con *Rhizobium*; al encontrar que sus competidores son inhibidos, es posible que tuvieran más probabilidades de formar mayor número de nódulos y más grandes en las raíces de vicia.

Porcentaje de colonización de hongos micorrizógenos arbusculares

En el presente trabajo, se observó que la descomposición de la mezcla de hojas *Sebastiania*+*Zuelania* tuvo un efecto inhibitorio en el porcentaje de colonización de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en las raíces de vicia. Estos resultados son similares a los de otros estudios, como el de Afzal y colaboradores (2000) en donde se describe el efecto negativo de algunos compuestos alelopáticos en el establecimiento de HMA y la reducción significativa del crecimiento de tallos y raíces de algunas leguminosas.

Por otro lado, se observó que la descomposición de las hojas de *Sebastiania* tuvo un efecto estimulante significativo en el porcentaje de colonización de HMA en las raíces de maíz y vigna, y que la descomposición de las hojas de *Zuelania* también tuvo un efecto estimulante significativo sobre la colonización de HMA pero sólo en las raíces de vigna. Estos resultados coinciden con los de otros investigadores que describen algunos efectos positivos de algunos compuestos alelopáticos sobre la proliferación de hongos micorrizógenos arbusculares, como son el aumento en el número de vesículas (Elmer, 2002) o el aumento en el número de esporas (Klopatek y Klopatek, 1997).

Fries y colaboradores (1997) han descrito que un factor que puede ser determinante de la acción positiva o negativa de los compuestos alelopáticos sobre el crecimiento y colonización de HMA, es la concentración en la que están presentes estos compuestos; encontraron que las concentraciones bajas resultaron estimulantes y las altas inhibidoras.

Sin embargo, es importante señalar que los resultados del presente trabajo, indican que el efecto inhibitor de la descomposición de los residuos se presentó en mayor grado cuando se incorporó al suelo la mezcla de las hojas de las dos especies alelopáticas. Gartner y Cardon (2004) al hacer una revisión de la literatura de la dinámica de descomposición de mezclas de hojarasca de diferentes especies, encontraron que las mezclas de hojarasca con frecuencia experimentan un incremento de la pérdida de masa y mayores concentraciones de nutrientes. Así, cuando se incorporó al suelo la mezcla de hojas de las dos especies alelopáticas, además de los nutrientes que aportaron, se pudo haber incrementado la concentración de compuestos alelopáticos en el suelo por la mezcla de aleloquímicos que cada especie contenía o que se fueron liberando por acción de los organismos desintegradores; de este modo, con una mezcla enriquecida de aleloquímicos que pudieron tener efectos aditivos y una mayor concentración, se presentó una acción negativa sobre la colonización de HMA.

Evaluación de características físicas y químicas del suelo

La concentración de N y P en las hojas de *Sebastiania* (13.25 y 0.76 mg g⁻¹ respectivamente) y *Zuelania* (13.52 y 0.77 mg g⁻¹ respectivamente) fue muy similar. Se ha observado que las concentraciones de estos elementos en algunas plantas perennes, deciduas y gramíneas se encuentra por debajo de 22.2 mg g⁻¹ de N y 1.86 mg g⁻¹ de P (Aerts y Chapin III, 2000). Esto concuerda con los valores determinados para las plantas con potencial alelopático. La

relación N/P también fue similar (17.48 para *Sebastiania* y 17.58 para *Zuelania*). Estos valores son > 16, lo que indica que existe limitación de P en las hojas de ambas especies arbóreas (Aerts y Chapin III, 2000).

La estabilidad de agregados del suelo es el resultado de interacciones complejas entre diversos procesos y se ve afectada por factores abióticos y bióticos (Márquez *et al.*, 2004). Esta estabilidad por lo general está correlacionada con el contenido de materia orgánica del suelo (Chenu *et al.*, 2000).

En el presente trabajo se pudo observar que la fracción estable de agregados de 8000 – 1000 μm fue mayor en el suelo de las macetas con plantas de maíz. El maíz es una planta con un sistema radical más abundante que el de las plantas de vigna y jitomate, por lo que es probable que el tipo de raíz de la planta cultivada y los procesos y actividades que éstas llevan a cabo, hayan tenido un efecto positivo en la estabilidad de los agregados del suelo. Además, en las raíces de las plantas de maíz fue en donde se cuantificó el mayor porcentaje de colonización de HMA, los que también pudieron haber tenido un efecto positivo en la cementación de partículas y en consecuencia, también en la estabilidad de los agregados de la fracción 8000-1000 μm (Thomas *et al.*, 1993). Los resultados del presente trabajo concuerdan con lo establecido por Chen y colaboradores (1997) que han indicado que dentro de los factores bióticos que afectan la estabilidad de agregados se incluyen la actividad de las raíces de las plantas y la actividad de los microorganismos del suelo. Además de esto, se observó que la descomposición de las hojas de *Sebastiania* tuvo un efecto positivo en la estabilidad de agregados de la fracción 8000 – 1000 μm en el suelo de las macetas con jitomate; notándose también un efecto inhibitorio significativo de este mismo tratamiento en la estabilidad de agregados de esta misma fracción en el suelo de las macetas con vigna y en la estabilidad de los agregados de la fracción 1000 – 250 μm en el suelo de las macetas con jitomate. Esto coincide con otros estudios que han demostrado que la aplicación de abonos vegetales incrementa la agregación del suelo y la retención de nutrientes en un suelo arcillo-arenoso cultivado con maíz (Jiao *et al.*, 2006).

Por otro lado, es importante destacar que las hojas de *Sebastiania* tuvieron un efecto positivo en la colonización de HMA en las raíces de las plantas de maíz y de vigna; es posible entonces, que los hongos micorrizógenos arbusculares tuvieran una influencia positiva adicional en la estabilidad de los agregados del suelo en las macetas con plantas de maíz. Este efecto positivo podría estar muy relacionado con la glomalina, una glicoproteína producida por estos

hongos. Esto estaría de acuerdo con los resultados de otros trabajos, como el de Wright y colaboradores (1999) que demostraron que existe una alta correlación lineal entre la concentración de glomalina en los agregados y la estabilidad de los mismos en un sistema de cultivo de maíz.

La matriz de correlación que incluye el porcentaje de colonización de HMA, indicó que este porcentaje está inversamente correlacionado en forma significativa con la estabilidad de agregados > 0.25 mm. Además, los resultados indicaron que este porcentaje está correlacionado en forma inversa, aunque no fue significativo, con la concentración de P-HCO₃ en el suelo, lo cual confirma que el P es el factor limitante de las micorrizas arbusculares (Smith and Read, 1997).

BIOENSAYOS *IN VITRO* CON EL AGUA DE DRENAJE DE LAS MACETAS

El efecto del agua de drenaje de las macetas del experimento en el invernadero durante los bioensayos *in vitro* fue más pronunciado sobre el crecimiento radical de las especies de prueba (amaranto y jitomate) que sobre el porcentaje de germinación de las mismas. Además, el efecto inhibitorio sobre la raíz fue mayor sobre el amaranto que sobre el jitomate. El efecto sobre el crecimiento de este último fue prácticamente nulo.

Es importante destacar la presencia de un efecto diferencial del agua de drenaje a través del tiempo de colecta. En la mayoría de los bioensayos de los primeros días (del día 0 al 10) el efecto fue nulo y, en ocasiones, significativamente estimulante sobre el crecimiento radical del amaranto o de jitomate. Al contrario, algunos de los bioensayos de los últimos días (55 y 60) mostraron un efecto inhibitorio del agua de drenaje de las macetas sobre el crecimiento radical del amaranto y del jitomate, con excepción del efecto estimulante significativo del agua de las macetas con vigna.

Por otro lado, hay que tomar en cuenta que los aleloquímicos no actúan en forma aislada sino en mezclas, y que son muchos los factores (bióticos y abióticos) que influyen en la producción y toxicidad de los compuestos alelopáticos. Dentro de los factores edáficos se encuentran el tipo de suelo, la disponibilidad de nutrientes para la planta donadora, la humedad y la textura del suelo, y la microbiota del suelo. En cuanto a los factores específicos del lugar donde el fenómeno alelopático ocurre, se encuentran la situación geográfica, el clima, la radiación solar, la intensidad y duración de la lluvia, el pH y la concentración de oxígeno, entre otros. Entre los

factores relacionados con la planta donadora de alelopáticos se encuentran: la regulación genética de la producción de aleloquímicos, la edad de la planta donadora y la interacción de la planta con patógenos, parásitos o herbívoros, entre otros (Blanco, 2007).

Además, es importante considerar que la intensidad con la que actúan los aleloquímicos, depende de la tasa de producción de estos compuestos, del tiempo de residencia en el suelo y de las mezclas o combinaciones en las que son liberados y persisten en el medio (Jose *et al.*, 2006).

Sin embargo, en la mayoría de los bioensayos realizados, tanto con amaranto como jitomate como semillas de prueba, el efecto negativo se observó en todos los tratamientos, incluyendo el agua proveniente de las macetas con el control negativo y con el herbicida. Es posible entonces, que el efecto inhibitor del agua que percola de las macetas sobre el crecimiento radicular de amaranto y jitomate se deba a otros factores y no al contenido de aleloquímicos solubles en agua provenientes de las hojas de las especies con potencial alelopático, *Sebastiania* y *Zuelania*.

CONCLUSIONES

Los resultados descritos anteriormente permiten llegar a las siguientes conclusiones:

- El efecto de la incorporación al suelo y de la descomposición de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y de la mezcla *Sebastiania+Zuelania*, sobre la emergencia de arvenses, estuvo determinado por diversos factores, sin embargo, el único que fue evidente en los resultados de este trabajo fue el efecto de cada una de las plantas de cultivo sembradas en las macetas.
- El análisis de crecimiento de las plantas de cultivo utilizadas nos permitió determinar que la incorporación de las hojas de *Sebastiania* y *Zuelania* afectan principalmente la asignación de biomasa al crecimiento foliar, tanto en términos de área (indicado por la proporción de área foliar) como de peso (indicado por la proporción del peso de las hojas).
- Este análisis de crecimiento también nos permite determinar que de las tres especies de plantas cultivadas, el jitomate fue la especie más sensible al efecto que pudieran tener las hojas de *Sebastiania* o *Zuelania* al utilizarse como abonos orgánicos.
- La nodulación de *Rhizobium* en las raíces de vigna pudo verse afectada por un efecto estimulante directo de los aleloquímicos o un efecto indirecto de estos mismos compuestos que pudieron inhibir algunos microorganismos de la rizosfera que compiten con esta bacteria noduladora.
- El efecto de la incorporación al suelo de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y la mezcla *Sebastiania+Zuelania* sobre la colonización de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) posiblemente dependió de una interacción entre calidad y concentración de aleloquímicos en el suelo y la reacción de las raíces de las plantas cultivadas a los mismos. En el tratamiento con la mezcla *Sebastiania+Zuelania* posiblemente se presentó un efecto sinérgico o aditivo de la mezcla de aleloquímicos ya que la colonización disminuyó en comparación con los tratamientos con hojas de una sola especie.
- La estabilidad de agregados del suelo al agua estuvo se vio afectada por la densidad radical de la planta de cultivo sembrada en las macetas y esto coincidió con la presencia de mayores porcentajes de colonización de HMA, que se conoce que tienen un efecto positivo en la estabilidad de agregados del suelo. Además, el porcentaje de colonización también estuvo inversamente correlacionado con la estabilidad de agregados > 0.25 mm.

- No fue posible determinar algún efecto de la incorporación de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y *Sebastiania+Zuelania* a través de los bioensayos realizados con el agua de drenaje de las macetas del experimento en el invernadero. Es posible que el efecto inhibitor del agua de drenaje de las macetas observado en estos bioensayos, se deba a otros factores y no a la liberación de aleloquímicos solubles en agua.
- El efecto de la incorporación de las hojas de *Sebastiania*, *Zuelania* y/o *Sebastiania+Zuelania* fue positivo en la presencia de nódulos de *Rhizobium* en las raíces de vinya, en el porcentaje de colonización de HMA en las raíces de las tres plantas de cultivo y en la estabilidad de los agregados del suelo al agua. Sin embargo, su efecto fue negativo en el crecimiento de una de las especies de cultivo utilizada, el jitomate.

REFERENCIAS

- Aerts, R. y F. S. Chapin III. 2000. The mineral nutrition of wild plants revisited: a re-evaluation of processes and patterns. **Advances in Ecological Research** **30**: 1-67.
- Aerts, R. y H. De Caluwe. 1997. Nutritional and plant-mediated controls on leaf litter decomposition of *Carex* species. **Ecology** **78(1)**: 244-260.
- Afzal, B.; Bajwa, R y A. Javaid. 2000. Allelopathy and VA mycorrhiza VII: Cultivation of *Vigna radiata* and *Phaseolus vulgaris* under allelopathic stress caused by *Imperata cylindrica*. **Pakistan Journal of Biological Science** **3(11)**: 1926-1928.
- Agustin, E. O.; Ortal, C. I.; Pascua Jr, S. R.; Sta. Cruz, P. C.; Padre, A. T.; Ventura, W. B.; Obien, S. R. y J. K. Ladha. 1999. Role of Indigo in improving the productivity of rainfed lowland rice-based cropping systems. **Experimental Agriculture** **35(2)**: 201-210.
- Ali, M. 1999. Evaluation of green manure technology in tropical lowland rice systems. **Field Crops Research** **61(1)**: 61-78.
- Altieri, M. y C. I. Nicholls. 2000. *Agroecología: Teoría y práctica para una agricultura sustentable*. 1ª Edición. Serie Textos Básicos para la Formación Ambiental. Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente, Red de Formación Ambiental para América Latina y el Caribe, México. 250 pp.
- Álvarez-Sánchez, J. y S. Guevara. 1993. Litterfall dynamics in a Mexican lowland tropical rain forest. **Tropical Ecology** **34(2)**: 127-142.
- Anaya, A. L. 1999. Allelopathy as a tool in the management of biotic resources in agroecosystems. **Critical Reviews in Plant Sciences** **18 (6)**: 697-739.
- Anaya, A. L. 2003. *Ecología Química*. Plaza y Valdés Editores, México. 349 pp.
- Anaya, A. L.; Calera, M. R.; Mata, R. y R. Pereda-Miranda. 1990. Allelopathic potential of compounds isolated from *Ipomoea tricolor* Cav. (Convolvulaceae). **Journal of Chemical Ecology** **16 (7)**: 2145-2152.
- Anaya, A. L.; Gliessman, S. R.; Cruz, O. R.; Rosado-May, F. y R. V. Nava. 1988. Effects of allelopathic weeds used as cover crop on the floristic potential of soils. En: *Global Perspectives on Agroecology and Sustainable Agriculture: Proceedings of the Sixth International Scientific*

Conference of the International Federation of Organic Movements (IFOAM). University of California. p. 607-613.

Anaya, A. L.; Torres-Barragán, A.; Hernández-Bautista, B. E.; Cruz-Ortega, R.; Saucedo-García, A.; Flores-Carmona, M. C. y A. Gómez-Pompa. 2003. Bioprospection studies at El Edén: From plants to fungi. In: *The Lowland Maya Area. Three Millennia at the human-wildland interface*. Gómez-Pompa, A., Allen, M. F., Fedick, S. L. y J. J. Jiménez-Osornio (Eds.) Food Product Press, Nueva York. p. 447-460.

Bago, B.; Pfeffer, P. E. e Y. Shachar-Hill. 2000. Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizas. **Plant Physiology** **124(3)**: 949-957.

Barajas-Guzmán, G. y J. Álvarez-Sánchez. 2003. The relationships between litter fauna and rates of litter decomposition in a tropical rain forest. **Applied Soil Ecology** **24(1)**: 91-100.

Barea, J. M. y P. Jeffries. 1995. Arbuscular mycorrhizas in sustainable soil plant systems. In: *Mycorrhiza: Structure, function, molecular biology and biotechnology*. Varma, A. y B. Hock. (Eds.) Springer-Verlag, Berlín. p. 521-560.

Barrera, A.; Gómez-Pompa, A. y C. Vásquez-Yanes. 1977. El manejo de las selvas por los mayas: sus implicaciones silvícolas y agrícolas. **Biótica**, **2(2)**: 46-61.

Bertin, C.; Yang, X. y L. A. Weston. 2003. The role of roots exudates and allelochemicals in the rhizosphere. **Plant and Soil** **256(1)**: 67-83.

Blanco, J. A. 2007. The representation of allelopathy in ecosystem-level forest models. **Ecological Modelling** **209(2-4)**: 65-77.

Caamal-Maldonado, J. A.; Jiménez-Osornio, J. J.; Torres-Barragán, A. y A. L. Anaya. 2001. The use of allelopathic legume cover and mulch species for weed control in cropping systems. **Agronomy Journal** **93(1)**: 27-36.

Chapin III, F. S.; Matson, P. A. y H. A. Mooney. 2002. *Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology*. Springer-Verlag, Nueva York. 436 pp.

Chen, Z.; Pawluk, S. y N. G. Juma. 1997. Impact of variations in granular structures on carbon sequestration in two Alberta Mollisols. En: *Soil processes and the carbon cycle*. Lal, R., Kimble, J. M. y R. F. Follett (Eds.) Advances in Soil Science. CRC Press, Boca Raton, FL. pp. 225-243.

- Chenu, C.; Le Bissonnais, Y. y D. Arrouays. 2000. Organic matter influence on clay wettability and soil aggregate stability. **Soil Science Society of America Journal** **64 (4)**: 1479-1486.
- Duhan, J. S.; Sharma, P. K. y K. Lakshminarayana. 1994. Allelopathic effect of *Acacia nilotica* on nodulation and nitrogen fixation by *Rhizobium* (cowpea). **Allelopathy Journal** **1(1)**: 47-52.
- Eijkelkamp Agrisearch Equipment. 2003. Operating instructions, Wet sieving method. 5 pp.
- Elmer, W. H. 2002. Influence of formononetin and NaCl on mycorrhizal colonization and *Fusarium* crown and root rot of asparagus. **Plant Disease** **86(12)**: 1318-1324.
- Entry, J. A.; Rygiewicz, P. T.; Watrud, L. S. y P. K. Donnelly. 2002. Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. **Advances in Environmental Research** **7(1)**: 123-138.
- Flores, J. S. e I. Espejel-Carbajal. 1994. *Tipos de Vegetación de la Península de Yucatán*. Serie Etnoflora Yucatanense; fascículo 3. Universidad Autónoma de Yucatán. México. 135 pp.
- Flores-Carmona, M. C. 2004. *Potencial de bioactividad de algunas especies arbóreas de la reserva natural El Edén, Quintana Roo*. Tesis Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F. 85 pp.
- Fries, L. L. M.; Pacovsky, R. S.; Safir G. R. y J. O. Siqueira. 1997. Plant growth and arbuscular mycorrhizal fungal colonization affected by exogenously applied phenolic compounds. **Journal of Chemical Ecology** **23(7)**: 1755-1767.
- Gartner, T. B. y Z. G. Cardon. 2004. Decomposition dynamics in mixed-species leaf litter. **Oikos** **104(2)**: 230-246.
- George, E.; Marschner, H. e I. Jakobsen. 1995. Role of arbuscular mycorrhizal fungi in uptake of phosphorus and nitrogen from soil. **Critical Reviews in Biotechnology** **15**: 257-270.
- Gliessman, S. 1990. Understanding the basis of sustainability for agriculture in the tropics: experiences in Latin America. In: *Sustainable Agricultural Systems*. Edwards, C. A., Lal, R., Madden, P., Miller, R. M. y G. House (Eds.) Soil and water conservation Society, Ankey, Iowa.
- Gómez-Pompa, A. 1987. *On maya silviculture*. Mexican studies. University of San Diego California, 3(1): 1-16.

- Gómez-Pompa, A. 1998. La vegetación en la zona Maya. In: *Los Mayas*. Schmidt, P.; De la Garza, M. y E. Nalda (Coords.) Consejo Nacional para la Cultura y las Artes / Instituto Nacional de Antropología e Historia, México. p. 39-51.
- Gómez-Pompa, A. y R. Dirzo. 1995. *Reservas de la biosfera y otras áreas naturales protegidas de México*. Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca; Instituto de Ecología; Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. 159 pp.
- Hahn, M. y K. Mendgen. 2001. Signal and nutrient exchange at biotrophic plant-fungus interfaces. **Current Opinion in Plant Biology** 4(4): 322-327.
- Harinikumar, K. M.; Bagyaraj, D. J. y B. C. Mallesha. 1990. Effect of intercropping and organic soil amendments on native VA mycorrhiza in semi-arid tropics. **Arid Soil Research and Rehabilitation** 4: 193-197.
- Heal, O. W.; Anderson, J. M. y M. J. Swift. 1997. Plant litter quality and decomposition: an historical overview. In: *Driven by nature. Plant litter quality and decomposition*. Cadisch, G. y K. E. Giller (Eds.). CAB International, Wallingford, UK. P. 3-30.
- Hernández-Maqueda, J. G. 2004. Potencial aleloquímico de *Zuelania guidonia* (Flacourtiaceae). Tesis Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F. 48 pp.
- Hunt, R. 1989. *Basic Growth Analysis*. Academic Division of Unwin Hayman Ltd., Londres. 112 pp.
- Ibarra-Manríquez, G.; Villaseñor, J. L. y R. Durán. 1995. Riqueza de especies y endemismo del componente arbóreo de la Península de Yucatán, México. **Boletín de la Sociedad Botánica de México** 57: 49-77.
- IRENAT-Colegio de Posgraduados. 1997. *Manual de procedimientos analíticos para análisis de suelos y plantas del laboratorio de fertilidad de suelos*. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A. C. 40 pp.
- Jiao, Y.; Whalen, J. K. y W. H. Hendershot. 2006. No-tillage and manure applications increase aggregation and improve nutrient retention in a sandy-loam soil. **Geoderma** 134(1-2): 24-33.
- Jimenez-Osornio, J. J.; Ruenes, M. M. R. y P. E. Montañez. 1999. Agrodiversidad de los solares de la Península de Yucatán. **Red, Gestión de Recursos Naturales** 14: 30-40.

- Jose, S.; Williams, R. y D. Zamora. 2006. Belowground ecological interactions in mixed-species forest plantations. **Forest Ecology and Management** **233(2-3)**: 231–239.
- Kamara, A. Y.; Akobundu, I. O.; Sanginga, N. y S. C. Jutzi. 1999. Effects of mulch from 14 multipurpose tree species (MTPs) on early growth and nodulation of cowpea (*Vigna unguiculata* L.). **Journal of Agronomy and Crop Science** **182(2)**: 127-133.
- Khan, M. R.; Gray, A. I. y P. G. Waterman. 1990. Clerodane diterpenes from *Zuelania guidonia* stem bark. **Phytochemistry** **29(9)**: 2939–2942.
- Klopatek, C. C. y J. M. Klopatek. 1997. Nitrifiers and mycorrhizae in pristine and grazed pinyon-juniper ecosystems. **Arid Soil Research and Rehabilitation** **11(4)**: 331-342.
- Kormanik, P. P.; Bryan, W. C. y R. C. Schultz. 1980. Procedures and equipment for staining large numbers of plant root samples for endomycorrhizal assay. **Canadian Journal of Microbiology** **26(4)**: 536-538.
- Kormawa, P. M.; Kamara, A. Y.; Jutzi, S. C. y N. Sanginga. 1999. Economic evaluation of using mulch from multi-purpose trees in maize-based production systems in South-Western Nigeria. **Experimental Agriculture** **35(1)**: 101-109.
- Lammers, P. J.; Jun, J.; Abubaker, J.; Arreola, R.; Gopalan, A.; Bago, B.; Hernandez-Sebastia, C.; Allen, J. W.; Douds, D. D.; Pfeffer, P. E. e Y. Shachar-Hill. 2001. The glyoxylate cycle in an arbuscular mycorrhizal fungus. Carbon flux and gene expression. **Plant Physiology** **127(3)**: 1287-1298.
- Langenheim, J. H. 1994. Higher plants terpenoids: a phytocentric overview of their ecological roles. **Journal of Chemical Ecology** **20(6)**: 1223-1280.
- Lavelle, P. y A. V. Spain. 2001. *Soil Ecology*. Boston Kluwer Academic Publishers. 654 pp.
- Lavelle, P.; Blanchart, E.; Martin, A.; Martin, S.; Spain, A.; Toutain, F.; Barois, I. y R. Schaefer. 1993. A Hierarchical Model for Decomposition in Terrestrial Ecosystems: Application to Soils of the Humid Tropics. **Biotropica** **25(2)**: 130-150.
- Lazcano-Barrero, M. A.; Vásquez-Sánchez, M. A.; March-Mifsut, I.; Núñez, H. y M. Fuller. 1994. La región de Yalahau: Una propuesta para el establecimiento de una zona de conservación y desarrollo sostenible en el norte de Quintana Roo. Informe a The Nature Conservancy.

- Litzenberger, S. C. 1976. *Guía para cultivos en los trópicos y los subtrópicos*. Centro Regional de Ayuda Técnica, Agencia para el Desarrollo Internacional, México / Buenos Aires. 210 pp.
- Macías-Rubalcava, M.; Hernández-Bautista, B. E.; Jiménez-Estrada, M.; Cruz-Ortega, R. y A. L. Anaya. 2007. Allelochemicals with selective phytotoxicity from *Sebastiania adenophora* (Euphorbiaceae). **Journal of Chemical Ecology** **33**(1): 147-156.
- Márquez, C. O.; García, V. J.; Cambardella, C. A.; Schultz, R. C. y T. M. Isenhardt. 2004. Aggregate-size stability distribution and soil stability. **Soil Science Society of America Journal** **68** (3): 725-735.
- Martínez, M. 1979. *Catálogo de Nombres Vulgares y Científicos de Plantas Mexicanas*. Fondo de Cultura Económica, México. 1220 pp.
- McGonigle, T. P.; Miller, M. H.; Evans, D. G.; Fairchild, G. L. y J. A. Swan. 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi. **New Phytologist** **115** (3): 495-501.
- Mendieta, R. M. y R. S. del Amo. 1981. *Plantas Medicinales del Estado de Yucatán*. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, Xalapa, Ver. Compañía Editorial Continental, S.A. de C. V., México. 428 pp.
- Olsen, S. R.; Cole, C. V.; Watanbe, F. S. y L. A. Dean. 1954. Estimation of available phosphorus in soils by extraction with sodium bicarbonate. Circ. No. 939. USDA, Washington DC.
- Osuna, M. y C. Pérez-Amador. 2003. Metabolitos primarios y secundarios en la descomposición. En: *Ecología del suelo en la selva tropical húmeda de México*. Álvarez-Sánchez, J. y E. Naranjo-García. (Eds.) Instituto de Ecología, A. C., Instituto de Biología, Facultad de Ciencias, UNAM. México. p. 120-136.
- Paliwal, R. L.; Granados, G.; Lafitte, H. R. y A. D. Violic. 2001. *El maíz en los trópicos: mejoramiento y producción*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, Roma.
- Pallada, M. C.; Kang, B. T. y S. L. Classen. 1992. Effect of alley cropping with *Leucaena leucocephala* and fertilizer application on yield and vegetable crops. **Agroforestry Systems** **19**: 139-147.

- Pennington, T. D. y J. Sarukhán. 1998. *Árboles tropicales de México: Manual para la identificación de las principales especies*. 2ª Edición. Instituto de Ecología, UNAM y Fondo de Cultura Económica, México. 521 p.
- PRESOP MET-007. 1999. *Determinación de cationes intercambiables por extracción con acetato de amonio 1 N pH 7*. Laboratorio de Edafología Ambiental, Instituto de Geología, UNAM. México. 5 pp.
- Ram, M. y S. Kumar. 1997. Yield improvement in the regenerated and transplanted mint *Mentha arvensis* by recycling the organic wastes and manures. **Bioresource Technology** **59(2-3)**: 141-149.
- Ram, M.; Ram, D. y S. K. Roy. 2003. Influence of an organic mulching on fertilizer nitrogen use efficiency and herb and essential oil yields in geranium. **Bioresource Technology** **87(3)**: 273-278.
- Rama Devi, S.; Pellissier, F. y M. N. V. Prasad. 1997. **Allelochemicals**. In: *Plant Ecophysiology*. Prasad, M. N. V. (Ed.). John Wiley & Sons, Inc. New York, USA. p. 253-303.
- Rosemeyer, M.; Viaene, N.; Swartz, H. y J. Kettler. 2000. The effect of slash/mulch and alleycropping bean production systems on soil microbiota in the tropics. **Applied Soil Ecology** **15(1)**: 49-59.
- Sánchez, G. y J. Álvarez-Sánchez. 1995. Litterfall in primary and secondary tropical forests of Mexico. **Tropical Ecology** **36 (2)**: 191–201.
- Sarno; Iijima, M.; Lumbanraja, J.; Sunyoto; Yuliadi, E.; Izumi, Y. y A. Watanabe. 2004. Soil chemical properties of an Indonesian red acid soil as affected by land use and crop management. **Soil and Tillage Research** **76(2)**: 115-124.
- Scott, J. S. y G. R. Knudsen. 1999. Soil amendment effects of rape (*Brassica napus*) residues on pea rhizosphere bacteria. **Soil Biology and Biochemistry** **31(10)**: 1435-1441.
- Smith, S. E. y D. J. Read. 1997. *Mycorrhizal symbiosis*. 2a Edición. Academic Press, San Diego. 605 pp.
- StatSoft, Inc. (2001). STATISTICA (data analysis software system), version 6. www.statsoft.com.

- Sturz, A. V.; Christie, B. R.; Matheson, B. G. y J. Nowak. 1997. Biodiversity of endophytic bacteria which colonize red clover nodules, roots, stems and foliage and their influence on host growth. **Biology and Fertility of Soils** **25(1)**: 13–19.
- Teasdale, J. R. 1996. Contribution of cover crops to weed management in sustainable agricultural systems. **Journal of Production Agriculture** **9(4)**: 475-479.
- Thomas, R. S.; Franson, R. L. y G. J. Bethlenfalvay. 1993. Separation of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus and root effects on soil aggregation. **Soil Science Society of America Journal**:57: 77–81.
- Tian, G.; Kang, B. T. y L. Brassard. 1992. Biological effects of plant residue with contrasting chemical composition under humid tropical conditions – decomposition and nutrient release. **Soil Biology and Biochemistry** **24(10)**: 1051-1060.
- Turner, B. L. y P. M. Haygarth. 2003. Changes in bicarbonate-extractable inorganic and organic phosphorus by drying pasture soils. **Soil Science Society of America Journal** **67**: 344-350.
- Valadez, A. L. 1994. *Producción de hortalizas*. Ed. Limusa, México.
- Velasco-Hernández, E. y R. Nieto-Ángel. 2006. *Cultivo de jitomate en hidroponía e invernadero*. Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo, México. 100 pp.
- Villar, R.; Ruiz-Robledo, J.; Quero, J. L.; Poorter, H.; Valladares, F. y T. Marañón. 2004. Tasas de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e implicaciones ecológicas. In: *Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante*. Valladares, F. (Ed.). Ministerio de Medio Ambiente, EGRAF, S. A., Madrid. ISBN: 84-8014-552-8. p. 191-227.
- Walkley, A. e I. A. Black. 1947. An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter and a proposed modification of the chromic acid titration method. **Soil Science** **37**: 29-38.
- Weir, T. L.; Park, S.-W. y J. M. Vivanco. 2004. Biochemical and physiological mechanisms mediated by allelochemicals. **Current Opinion in Plant Biology** **7(4)**: 472–479.
- Wright, S. F. y A. Upadhyaya. 1996. Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Science** **161(9)**: 575-586.

Wright, S. F.; Starr, J. L. e I. C. Paltineanu. 1999. Changes in aggregate stability and concentration of glomalin during tillage management transition. **Soil Science Society of America Journal** **63(6)**: 1825-1829.

Zar, J. H. 1999. *Biostatistical Analysis*. 4ª Edición. Prentice Hall Inc. Nueva Jersey. 929 pp.