



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

**INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN ECOSISTEMAS Y SUSTENTABILIDAD
ECOLOGÍA**

**EFFECTO DE LOS ABONOS VERDES EN EL SUELO EN LA NUTRICIÓN
Y SALUD RADICULAR DE LA PLANTA DE MAÍZ (ZEA MAYS)**

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

PRESENTA:

DAVID ALFONSO ORTIZ SALGADO

**TUTOR PRINCIPAL DE TESIS: DR. JOHN LARSEN
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN ECOSISTEMAS Y SUSTENTABILIDAD, UNAM.**

**COMITÉ TUTOR: DRA. MARTA ASTIER CALDERON
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN GEOGRAFÍA AMBIENTAL, UNAM.**

**DR. ALEJANDRO ALARCON
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS, UNAM.**

MÉXICO, D.F. ENERO, 2016



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

**INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN ECOSISTEMAS Y SUSTENTABILIDAD
ECOLOGÍA**

**EFFECTO DE LOS ABONOS VERDES EN EL SUELO EN LA NUTRICIÓN
Y SALUD RADICULAR DE LA PLANTA DE MAÍZ (ZEA MAYS)**

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

PRESENTA:

DAVID ALFONSO ORTIZ SALGADO

**TUTOR PRINCIPAL DE TESIS: DR. JOHN LARSEN
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN ECOSISTEMAS Y SUSTENTABILIDAD, UNAM.**

**COMITÉ TUTOR: DRA. MARTA ASTIER CALDERON
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN GEOGRAFÍA AMBIENTAL, UNAM.**

**DR. ALEJANDRO ALARCON
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS, UNAM.**

MÉXICO, D.F. ENERO, 2016

Dr. Isidro Ávila Martínez
Director General de Administración Escolar, UNAM
Presente

Por medio de la presente me permito informar a usted, que el Subcomité de Ecología y Manejo Integral de Ecosistemas del Posgrado en Ciencias Biológicas, en su sesión ordinaria del día 19 de octubre de 2015, aprobó el jurado para la presentación del examen para obtener el grado de **Maestro en Ciencias Biológicas** del alumno **Ortiz Salgado David Alfonso** con número de cuenta **301656128**, con la tesis titulada "**Efecto de los abonos verdes en el suelo en la nutrición y salud radicular de la planta de maíz (*Zea mays*)**", bajo dirección de la **Dr. Jhon Larsen**, Tutora principal:

Presidente: Dr. Víctor Joaquín Jaramillo Luque
Vocal: Dr. Erick De la Barrera Montppellier
Secretario: Dr. Alejandro Alarcón
Suplente: Dra. Ana Isabel Moreno Calles
Suplente: Dr. Francisco Javier Álvarez Sánchez

Sin otro particular, quedo de usted.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
Cd. Universitaria, D.F., a 11 de diciembre de 2015

M. del Coro Arizmendi
Dra. María del Coro Arizmendi Arriaga
Coordinadora del Programa



AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES

Agradezco profundamente al Posgrado de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Autónoma de México, la cual es mi casa de estudios y represento con mucho orgullo.

Al Programa de Becas de Posgrado y otras modalidades de Apoyo a la Calidad Nacionales de Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por la beca otorgada para la realización de la Maestría en el programa referido.

Al proyecto de SEP-CONACYT (2012-179319) Importancia de los microbios benéficos de la rizosfera en la producción sustentable de maíz.

Al apoyo del PAEP del Posgrado de Ciencias Biológicas por su apoyo recibido para la presentación de este trabajo en el congreso internacional Rhizosphere 4 en Maastricht, Holanda y en la participación en un curso en la Universidad de Copenhague, Dinamarca.

A los miembros del Comité Tutor, al Dr. John Larsen, a la Dra. Marta Astier Calderon y al Dr. Alejandro Alarcón por sus valiosos comentarios y sugerencias para mejorar mi trabajo.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

A mi mamá, por darme el apoyo necesario en todo momento a pesar de las distancia. Por mostrarme que el amor y la tolerancia son clave para el desarrollo humano. Por transmitirme el amor incondicional a la familia y la empatía por los seres vivos que nos rodean. Por enseñarme que la gratitud es la compañera eterna de la felicidad.

A mi papá, que me mostró que ninguna adversidad es suficiente para evitar nuestros sueños y metas. Que me enseñó a valorar mis ideales y nunca corromperme. Que me dio las herramientas para estudiar libremente y fue la fuerza que me ayudo a terminar esta investigación y a seguir adelante siempre con una perspectiva positiva.

Al Dr. John Larsen, mi asesor de tesis y amigo; por darme la oportunidad de trabajar con él y asesorarme constantemente en el desarrollo de los experimentos de mi tesis; por mostrarme su calidez humana que se transmite al equipo de trabajo y refleja en las ganas de trabajar; por sus palabras constantes de aliento que ayudan en todo momento a seguir progresando.

A Clara, que me acompañó y ayudó todo el tiempo. Por su amor y apoyo incondicionales. Me mostraste tu belleza interna que es difícil no amar y la cual me motivo a mejorar como persona. Esta experiencia fue muy especial gracias a ti.

Al jurado final de mi tesis, conformado por el Dr. Víctor Joaquín Jaramillo Luque, el Dr. Francisco Javier Álvarez Sánchez, la Dra. Ana Isabel Moreno Calles, el Dr. Erick De la Barrera Montppellier y el Dr. Alejandro Alarcón. Por sus valiosas observaciones y recomendaciones para la versión final de esta tesis.

A los técnicos Maribel Nava Mendoza, por su gran ayuda en la determinación de nutrientes en las plantas, Ana Lidia Sandoval Pérez, Juan Martínez Cruz y Víctor Rocha Ramírez por su ayuda en diferentes partes de la realización de mi tesis. Por último, pero no menos importante a todos los miembros del Laboratorio de Agroecología del IIES, siempre ayudaron cordialmente cuando les fue requerido.

A mis hermanitas Gaby y Pau, que representan una gran motivación para mí. Por su cariño y sus buenos consejos. Por ser madres de los seres que más amo en mi vida. Siempre han sido un buen ejemplo a seguir.

A toda mi familia, en especial a mis abuelitos por mostrarme que los recursos están en todos lados, y enseñarme que un núcleo familiar sano es fácil de formar con amor y disciplina. Ellos hicieron posible lo imposible.

A todos mis maestros que fueron parte integral de mi formación escolar, no agradecerles a ustedes sería traicionar lo que me enseñaron. Por último a todos mis compañeros del Laboratorio de Agroecología y de la maestría y de la licenciatura de Ciencias Ambientales de la UNAM que siempre estuvieron en las adversidades y fueron parte de este viaje. A mi equipo de aventuras ciclistas Clara, Bike, Piku, Rich, Migue y demás esporádicos, esas rodadas semanales, daban un buen respiro y energía para trabajar en la semana. Sin el apoyo de todos los antes mencionados, la conclusión de este proyecto no hubiera sido posible.

Toda la naturaleza no es sino arte desconocido para ti, todo azar tiene un sentido que no puedes ver; toda discordia, armonía incomprensible; todo mal parcial esconde un bien universal; y, a pesar del orgullo, y a pesar de la errada razón, una sola verdad es clara: todo lo que es, está bien.

Alexander Pope.

ÍNDICE

RESUMEN.....	1
ABSTRACT.....	2
1. INTRODUCCIÓN.....	3
<i>1.1 Maíz como cultivo.....</i>	<i>3</i>
<i>1.1.1 Características biológicas del maíz (Zea mays).....</i>	<i>3</i>
<i>1.2 Panorama de los sistemas agrícolas modernos.....</i>	<i>4</i>
<i>1.2.1 Fertilidad del suelo y nutrición de los cultivos.....</i>	<i>5</i>
<i>1.2.2 Salud del suelo y de los cultivos.....</i>	<i>6</i>
<i>1.3 Relevancia de la rizosfera en los sistemas agrícolas.....</i>	<i>7</i>
<i>1.3.1 Patógenos de la rizosfera y su control.....</i>	<i>8</i>
<i>1.3.2 Hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en la rizosfera.....</i>	<i>8</i>
<i>1.4 Abonos Verdes (AV) como alternativa de fertilización orgánica.....</i>	<i>9</i>
<i>1.4.1 Ejemplos de usos de los abonos verdes y su relación con los HMA.....</i>	<i>11</i>
<i>1.4.2 Especies usadas como abonos verdes.....</i>	<i>12</i>
2. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS.....	14
3. MÉTODO Y DISEÑO EXPERIMENTAL.....	16
<i>3.1 Diseño experimental.....</i>	<i>16</i>
<i>3.2 Protocolo.....</i>	<i>17</i>
<i>3.3 Abonos Verdes.....</i>	<i>18</i>
<i>3.4 Desempeño, nutrición vegetal del maíz y disponibilidad de nutrientes.....</i>	<i>18</i>
<i>3.5 HMA en el suelo y en la raíz de maíz.....</i>	<i>19</i>

3.6	<i>Oomycetes fitopatógenos (Pythium) en la raíz de maíz.....</i>	20
3.7	<i>Monitoreo en el tiempo del efecto de los AV (Incorporación y descomposición).....</i>	20
3.8	<i>Análisis estadísticos.....</i>	21
4.	RESULTADOS.....	22
4.1	<i>Abonos Verdes.....</i>	22
4.1.1	<i>Desempeño y nutrición vegetal de los AV.....</i>	23
4.2	<i>Maíz.....</i>	25
4.2.1	<i>Desempeño vegetal del maíz.....</i>	25
4.2.2	<i>Nutrición vegetal del maíz.....</i>	27
4.3	<i>Disponibilidad de nutrientes en el suelo.....</i>	28
4.4	<i>Hongos micorrízicos arbusculares (HMA).....</i>	30
4.4.1	<i>Colonización de las raíces de maíz con HMA.....</i>	30
4.4.2	<i>HMA extraradical (ácidos grasos 16:1w5c).....</i>	33
4.5	<i>Incidencia de Pythium en la raíz de maíz.....</i>	35
4.6	<i>Monitoreo en el tiempo del efecto de los AV (incorporación y descomposición).....</i>	36
5.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....	39
5.1	<i>Desempeño y nutrición vegetal de los abonos verdes.....</i>	39
5.2	<i>Dinámica de nutrientes en el agrosistema (AV - Suelo – Maíz).....</i>	42
5.2.1	<i>Maíz con avena.....</i>	42
5.2.2	<i>Maíz con canola.....</i>	43
5.2.3	<i>Maíz con janamargo.....</i>	44
5.2.4	<i>Maíz con malezas nativas.....</i>	46
5.2.5	<i>Maíz sin AV (testigo).....</i>	47
5.3	<i>Hongos micorrízicos arbusculares.....</i>	48
5.3.1	<i>Colonización de HMA en las raíces de maíz.....</i>	48

5.3.2 <i>Biomasa fúngica extraradical (ácidos grasos 16:1w5c)</i>	50
5.4 <i>Incidencia de Pythium en la raíz de maíz</i>	51
5.5 <i>Monitoreo en el tiempo del efecto de los AV (incorporación y descomposición)</i>	52
6. CONCLUSIONES	53
7. LITERATURA CITADA	54
8. ANEXOS	64
<i>Anexo 1</i>	64
<i>Anexo 2</i>	65
<i>Anexo 3</i>	66
<i>Anexo 4</i>	67
<i>Anexo 5</i>	68
<i>Anexo 6</i>	69

ÍNDICE DE FIGURAS Y TABLAS

Figura 1. Diseño experimental.....	16
Figura 2. Unidades experimentales con los distintos AV utilizados. En cada imagen, del lado izquierdo están las macetas (UE) sin fertilización mineral y a la derecha las que sí tuvieron NPK. En la parte superior de la figura, de izquierda a derecha están los tratamientos con avena, canola y malezas nativas; en la parte inferior de la figura, de izquierda a derecha están los tratamientos con janamargo y el testigo.....	19
Figura 3. Histogramas de los promedios de las variables de desempeño y nutrición vegetal de los AV (N_{total} y P_{total} y biomasa incorporados) de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).....	24
Figura 4. Histogramas de los promedios de las variables de desempeño y nutrición vegetal del maíz (biomasa, $[N_t]$, $[P_t]$, N_{total} y P_{total}) de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).....	26
Figura 5. Histogramas de los promedios de las variables de concentración de nutrientes en el suelo al final del experimento (NO_3^- , NH_4^+ y PO_4^-) de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).....	30
Figura 6. Histogramas de los promedios de las variables colonización por HMA en el maíz, se muestran los valores promedio las diferentes estructuras de HMA en los tratamientos con AV (con y sin NPK), se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).....	31

Figura 7. Histogramas de los promedios de biomasa fúngica extraradical, en todos los tratamientos con AV y NPK. Estos promedios se basan en los valores relativos del ácido graso 16:1ω5 respecto los valores relativos del ácido graso 19:0, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).....34

Figura 8. Histogramas de los promedios de las variables de desempeño, colonización de HMA e incidencia de *Pythium* en los tiempos t1 (incorporación) y t2 (descomposición). Se muestran los valores promedio de tratamientos con AV (con y sin NPK) y sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).....37

Tabla 1. Medias de la respuesta neta cromatográfica de los HMA para medir la biomasa fúngica en el suelo al final del experimento con los tratamientos de fertilización con AV's (avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Estos promedios se basan en los valores relativos del ácido graso 16:1ω5 respecto los valores relativos del ácido graso 19:0. Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de la variable.....34

Tabla 2. Medias del porcentaje de infección en las raíces de maíz por *Pythium* en los distintos tratamientos de fertilización con abonos verdes (Avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de la variable medida.....35

RESUMEN

Los abonos verdes (AV) son usados en la mayoría de los sistemas de producción de plantas pero todavía es limitada la información disponible sobre sus efectos como un promotor importante del crecimiento de microorganismos como los hongos micorrízicos arbusculares (HMA). En México, los AV casi no se han usado a gran escala. Esta investigación evalúa los efectos de la incorporación de distintos abonos verdes en el suelo en el desempeño y nutrición vegetal del maíz, así como en la colonización micorrízica y el desarrollo de estructuras fúngicas de HMA en la raíz del maíz. Se realizó un experimento en invernadero en macetas con suelo agrícola de parcelas de maíz mezclado con arena (1:1, p/p) y se usó el híbrido de maíz. El experimento tuvo un diseño experimental factorial al azar con dos factores: abonos verdes (avena - Poaceae; janamargo - Fabaceae; canola - Brassicaceae; malezas nativas; testigo) y fertilización inorgánica (NPK con la mitad de la dosis recomendada para N y P; sin NPK). Fueron 10 tratamientos con cuatro repeticiones (40 unidades experimentales). Los AV crecieron en macetas de tres litros durante seis semanas y previo a la floración, se cortaron, trituraron e incorporaron al suelo donde crecieron. Se dejaron reposar ocho semanas para la descomposición e incorporación de su materia orgánica en la maceta. Posteriormente se sembró maíz y creció durante 10 semanas y se cosechó. Las variables estudiadas incluyeron el desempeño vegetal (peso seco aéreo y radicular), nutrición vegetal (N_{total} y P_{total}), contenido total de nutrientes en el suelo (NO_3 , NH_4 y PO_4), incidencia de *Pythium* en la raíz y colonización de HMA en las raíces y en el suelo. Los abonos verdes como la avena, canola y malezas nativas redujeron el desempeño vegetal del maíz, así como el contenido de N_{total} y P_{total} en el tejido vegetal. Por el contrario el janamargo incrementó el desempeño y nutrición vegetal del maíz, independientemente de si tuvo fertilización mineral. La avena, canola y malezas nativas también redujeron la colonización de HMA así como el desarrollo de sus estructuras funcionales, especialmente vesículas y se observaron pocos arbusculos. Por su parte, el janamargo no tuvo efectos en la colonización micorrízica. En conclusión, los AV no sólo tienen efectos en el crecimiento y nutrición del maíz, sino también en la colonización micorrízica. La incorporación de janamargo en el suelo es favorable para un mejor desempeño vegetal del maíz incluso sin necesidad hacer fertilización mineral, por lo que se recomienda el uso del janamargo en rotación como AV para mejorar la salud y nutrición vegetal del maíz en suelos pobres de fósforo, el cual es importante considerarlo en futuros programas de rotación de cultivos.

ABSTRACT

Green manure (GM) crops are employed in most plant production systems, but still limited information is available on the effects of green manure on important plant growth promoting microorganisms such as arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). In Mexico, GM have not yet been used on a large scale. This research evaluates the effects of different green manure in the plant performance and the nutrition of the corn, as well as mycorrhizal colonization and development of fungal structures of AMF in the root. An experiment was conducted in the greenhouse in pots with corn agricultural soil mixed with sand (1: 1, w / w) and hybrid corn was used. The experimental design was factorial randomized with two factors: green manures (oats - Poaceae; vetch - Fabaceae; rape - Brassicaceae, native weeds, witness) and inorganic fertilizer (NPK with half the recommended dose for N and P, without NPK). Were 10 treatments with four repetitions (40 experimental units). GM grew in three liter pots for six weeks and before flowering cut, shredded and incorporated into the soil where they grew up. After incorporation of GM, they were left standing eight weeks to decomposition and incorporation of organic matter in the pot. Maize hybrid seeds were then sown in the soil with the different types of green manure and mineral fertilizer treatments and the maize plants were harvested after another ten-week period. Variables measured included plant growth performance (shoot and root dry weight), shoot nutrient content (N and P), plant nutrition (N_{total} y P_{total}), total content of soil nutrients (NO_3 , NH_4 y PO_4) and the incidence of *Pythium* in the root and HMA colonization in the roots and in the soil. The green manures oat, rape and native weeds reduced maize plant growth performance as well as N_{total} and P_{total} shoot content, except for vetch, which on the contrary increased maize plant growth and total N and P shoot content in treatments without mineral fertilization. Oat, rape and native weed manures green manures also reduced the arbuscular mycorrhizal colonization and the development of functional structures of HMA, particularly vesicles, however few arbuscules were observed, whereas vetch had no effects on mycorrhiza formation. In conclusion, green manure crops not only affect growth and nutrition of maize, but also inhibit mycorrhiza formation. Incorporating vetch as a GM is favorable for better maize plant performance even without application of mineral fertilizer, so it is advisable to use vetch as green manure in order to improve the health and nutrition of maize plant in poor phosphorus soils, which seems to be important to consider when planning crop rotation programs.

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Maíz como cultivo

El maíz es el cultivo de mayor producción en el mundo; así mismo, es la planta con mayor grado de domesticación (FAO, 2003; Mejía, 2003). A pesar de esto, el origen de su domesticación es incierto pero se considera que el centro de origen más importante se encuentra en el occidente de México, ya que ahí se han encontrado registros de su cultivo de más de 7000 años de antigüedad (Kato *et al.*, 2009). En México, existen más de 50 razas nativas que le dan al cultivo del maíz una multifuncionalidad y adaptabilidad sin igual, ya que se puede comer en grano, transformarse en harinas, producir productos de almidón, aceites y proteínas, bebidas alcohólicas, fructosa y combustible (Mejía, 2003). Así mismo, esta diversidad se refleja en la prodigiosa diversidad de comportamientos y adaptaciones geográficas de estas variedades (Kato *et al.*, 2009).

En México, el cultivo de maíz ocupa cerca de la mitad de la superficie cultivable, aproximadamente 7.4 millones de hectáreas (Kato *et al.*, 2009), y aproximadamente 57% de la producción nacional se destina al consumo humano y 26% a la alimentación del ganado (Ron *et al.*, 2006). De los espacios dedicados al cultivo de maíz, la mayoría es de economía campesina (UNAM, 2007). Más del 40% de la fuerza de trabajo en el sector agrícola (3 millones de personas) trabajan el cultivo del maíz, por lo que cerca del 8% de la fuerza laboral de México, depende de este cultivo (Nadal y Wise, 2004; SAGARPA, 2008). Estas características le dan una relevancia notable al cultivo del maíz, por lo que es imperativo el estudio de la respuesta de las distintas variedades a las condiciones actuales de los sistemas agrícolas.

1.1.1 Características biológicas del maíz (*Zea mays*)

El género *Zea* pertenece a la familia Poaceae y contiene cinco especies en México y Centroamérica: *Zea diploperennis* Iltis, Doebley y Guzmán; *Zea perennis* (Hitchcock) Reeves y

Mangelsdorf; *Zea luxurians* (Durieu y Ascherson) Bird; *Zea mays* Linnaeus y la descrita recientemente *Zea nicaraguensis* Iltis y Benz. *Zea mays* L., es la especie a la que corresponde el maíz en la forma cultivada del género (Doebley e Iltis, 1980).

El maíz es una planta anual de porte robusto, con tallo simple y erecto (1 – 5 m), con pocos macollos o ramificaciones; presenta hojas alternas que nacen en los nudos a lo largo del tallo; tiene raíces primarias fibrosas y raíces adventicias que nacen en los primeros nudos por encima de la superficie del suelo (Jugenheimer, 1988). En la mazorca cada grano o semilla es un fruto independiente (cariópside), insertado en el raquis cilíndrico u olote; la cantidad de grano producido por mazorca depende del número de granos por hilera y de hileras por mazorca. Como cualquier otro cereal, las estructuras que constituyen el grano del maíz (pericarpio, endospermo y embrión) le confieren propiedades físicas y químicas (color, textura, tamaño, etc.) que han sido importantes en la selección del grano como alimento (Kato *et al.*, 2009).

El maíz se siembra en una gran variedad de regiones agroecológicas que van de altitudes de 0 hasta cerca de los 4,000 m s.n.m., se cultiva desde el ecuador hasta altas latitudes en los dos hemisferios, se siembra en regiones de precipitación pluvial desde menos de 400 mm hasta los 3,000 mm, en suelos y climas muy variables (Reyes, 1990). La mejor producción se logra en climas con temperatura media entre 21 y 27 °C y con un periodo libre de heladas en el ciclo agrícola variable de 120 a 180 días (Reyes, 1990).

1.2 Panorama de los sistemas agrícolas modernos

Como consecuencia de la Revolución Verde, la constante desde mediados del siglo XX ha sido la incorporación de capital y tecnología. Llevando a que las técnicas agrícolas modernas intensificaran el monocultivo y la mecanización, que a pesar de ser sumamente productivos abandonaron los principios ecológicos y trajeron consigo numerosos problemas económicos, sociales y ambientales (Conway y Pretty, 1991; Altieri y Nicholls, 2000). Esto se debe a que estos sistemas agrícolas no presentan una estructura integrada entre los componentes del cultivo

(suelo, planta, microorganismos, animales y otras plantas presentes), lo que provoca que no haya un complemento en las funciones ecológicas (Gliessman, 1998). Esto ocasiona que el agrosistema que engloba a los nutrientes, agua y desechos sea un sistema abierto en el cual se pierden grandes cantidades de estos elementos. Por otro lado, al cultivar en nuevas áreas en las que hay mayor incidencia de plagas y enfermedades y que tienen una fertilidad baja, se intensifica el control químico para superar estas adversidades en el cultivo (Altieri y Nicholls, 2000). Para sostener una alta productividad en estos agrosistemas es necesario un gran gasto energético en biocidas y fertilizantes, los cuales son ecológicamente insostenibles y su eficiencia en los cultivos es decreciente lo que provoca que la cantidad necesaria de energía invertida sobrepase a la energía cosechada (Altieri y Rosset, 1995; Altieri y Nicholls, 2000). Todo esto tiene varias consecuencias en el suelo, dentro de las que destacan: erosión, pérdida de la fertilidad, salinización y alcalinización, contaminación de mantos acuíferos, pérdida de diversidad y recursos genéticos, así como resistencia genética a plagas y eliminación de los mecanismos de control natural de las mismas (Altieri, 1992; Gliessman, 1998; Altieri y Nicholls, 2000; Magdoff y Van Es, 2000).

1.2.1 Fertilidad del suelo y nutrición de los cultivos

La fertilidad del suelo puede ser definida como la capacidad del suelo para suministrar a las plantas agua y nutrientes esenciales para su crecimiento y desarrollo. Los factores que determinan la fertilidad del suelo se pueden clasificar en tres tipos: físicos, químicos y biológicos. Los factores físicos condicionan el desarrollo del sistema radicular y su aporte hídrico al mismo, debido a las propiedades físicas (textura, estructura, porosidad, aireación, capacidad de retención hídrica, estabilidad de agregados); los factores químicos se relacionan a la reserva de nutrientes y su aporte a las plantas, como la capacidad de intercambio de cationes, pH, materia orgánica, macro nutrientes (N, P, K, Ca, Mg, S) y micronutrientes (B, Fe, Mo, Mn, Zn, Cu, Na y Cl), y sus formas químicas en el suelo que condicionan su biodisponibilidad; los factores biológicos están

determinados por la actividad de los microorganismos del suelo. La microbiota del suelo utiliza la materia orgánica como sustrato y fuente de energía, interviniendo en la producción de enzimas, ciclo de C, N y P, transformaciones biológicas de nutrientes y procesos de humificación y mineralización. La materia orgánica es un factor clave en la fertilidad del suelo, ya que actúa sobre las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo manteniendo la actividad microbiana del suelo (Andrades y Martínez 2014).

1.2.2 Salud del suelo y de los cultivos

La salud del suelo se ha definido por la FAO como la capacidad del suelo de funcionar como un sistema vivo. Los suelos sanos mantienen una diversa comunidad de organismos del suelo que ayudan a controlar las enfermedades de las plantas, los insectos y las malas hierbas, forman asociaciones simbióticas beneficiosas con las raíces de las plantas, reciclan los nutrientes vegetales esenciales, mejoran la estructura del suelo con efectos positivos para la capacidad de retención de agua y nutrientes del suelo y, en última instancia, mejoran la producción agrícola (FAO, 2008). A tal definición puede añadirse una perspectiva ecosistémica, en el sentido de que un suelo agrícola sano no contamina a los servicios ecosistémicos de su entorno.

El suelo se puede considerar como un sistema de alta biodiversidad microbiana. Las características fundamentales de un suelo sano son la rica diversidad de su biota y el elevado contenido de materia orgánica no viva en el suelo. En la mayoría de los grupos, la diversidad de la biota del suelo suele ser mayor en los trópicos que en suelos de climas templados (Giller et al., 1997) y debido a que hay una intensificación agrícola en los trópicos, los agroecosistemas de estas zonas se encuentran especialmente amenazados por la degradación del suelo. Las interacciones funcionales de la biota del suelo con componentes orgánicos e inorgánicos, el aire y el agua determinan la capacidad del suelo de almacenar y liberar nutrientes a las plantas, así como de promover y sustentar su crecimiento.

1.3 Relevancia de la rizosfera en los sistemas agrícolas

Los sistemas modernos de agricultura han creado la idea de que los componentes de la biodiversidad en el suelo y arriba del mismo están aislados, sin embargo, hay suficientes pruebas que demuestran que están sumamente ligados y se mantienen conectados biológicamente por la vegetación y los microorganismos (Altieri y Nicholls, 2006). Su integridad depende de las sinergias entre la fitodiversidad y el funcionamiento de la comunidad microbiana en el suelo que se sustenta con un suelo rico en materia orgánica (Altieri y Nicholls, 2000). Suelos con alto contenido de materia orgánica y una actividad microbiológica alta, generalmente presentan una buena fertilidad y cadenas tróficas complejas, así como organismos benéficos en abundancia que previenen enfermedades y plagas (Altieri y Nicholls, 2006).

La mayoría de las interacciones biológicas en el suelo se llevan a cabo principalmente en la rizosfera. Se considera a la rizosfera como un “hot spot” de interacciones microbianas en las cuales la raíz exuda los principales nutrimentos para los microorganismos al igual que regula la densidad de las poblaciones y sus actividades (Raaijmakers, 2009; Cano, 2011).

En la rizosfera se da cabida a organismos benéficos y patógenos, cuya interacción tiene un efecto neutral, sin embargo, forman parte de una compleja red de interacciones (Raaijmakers, 2009). Dentro de los microorganismos patógenos que afectan el desempeño vegetal de los cultivos destacan hongos (*Fusarium*, *Verticillium*, etc.), oomycetes (*Pythium*, *Phytophthora*, etc.), bacterias (*Agrobacterium*, *Streptomyces*, etc.) y nematodos. Por su parte, los microorganismos benéficos se pueden clasificar en las bacterias fijadoras de nitrógeno, bacterias promotoras del crecimiento vegetal y en hongos micorrízicos (Alexopoulos *et al.*, 1996; Raaijmakers, 2009; Cano, 2011). Se puede considerar a la rizosfera como un zona de interacción competitiva entre la microbiota y la microfauna en la que hay una intensa competencia entre patógenos y microorganismos benéficos (Raaijmakers, 2009; Cano, 2011). La interacción entre microorganismos patógenos y benéficos tiene influencia en el crecimiento y desarrollo vegetal (Lynch, 1990). El manejo de los factores bióticos y abióticos en el suelo tiene un papel

importante en la actividad de los microorganismos benéficos y en el control de la densidad y actividades de los patógenos (Janvier *et al.*, 2007; Cano, 2011).

1.3.1 Patógenos de la rizosfera y su control

Las poblaciones de organismos patógenos en la raíz se ven influenciadas por la dinámica poblacional de los organismos benéficos por tres tipos distintos de interacciones: competencia, antagonismo e hiperparasitismo (Raaijmakers, 2009). La competencia por la colonización de la raíz es fundamental para un control biológico, ya que existe una variedad de organismos que colonizan la raíz y compiten por espacio, materia orgánica y nutrientes, por tanto ninguno domina y todos se controlan entre sí (Van Dijk y Nelson, 2000; Fravel *et al.*, 2003). El antagonismo esta mediado generalmente por la producción de metabolitos secundarios antimicrobianos secretados por los microorganismos benéficos en el suelo. Estas sustancias impiden que proliferen otros microorganismos generalmente patógenos que son susceptibles negativamente a los exudados de estos organismos como algunas especies de *Trichoderma* (Kubicek *et al.*, 2001). Por su parte en adición a estos tipos de biocontrol está el hiperparasitismo, este proceso está principalmente documentado en *Trichoderma* y *Gliocladium* y sus efectos en varios patógenos fúngicos (Harman *et al.*, 2004). Esta interacción consiste en la secreción de quitinasas y celulasas que son liberadas en pequeñas porciones para digerir las paredes celulares y así pueden penetrar las hifas de *Trichoderma* e infectar al hongo fitopatógeno (Djonivic *et al.*, 2006; Woo *et al.*, 2006).

1.3.2 Hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en la rizosfera

Una de las simbiosis más antigua en el planeta es la de los HMA con las plantas (Honorrubia, 2009). Esta asociación ha demostrado ser de mayor importancia para las plantas terrestres al inicio de su evolución, sin embargo, actualmente aún juega un papel mayormente positivo que neutral (Honorrubia, 2009). Un ejemplo de eso es el género *Rhizophagous*, se han catalogado como agentes de control biológico pero dependen de un equilibrio de los factores bióticos y

abióticos para expresar sus potenciales beneficios. Sin embargo, si existe una descompensación en estos factores pueden tener efectos sinérgicos que potencialicen tanto efectos benéficos como antagónicos o ningún efecto en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Cano, 2011). Entre los beneficios que aportan los HMA destacan la facilitación de la asimilación de nutrientes de baja movilidad y disponibilidad en el suelo, principalmente el fósforo (P), que evita la acción de los patógenos, estimulan el crecimiento vegetal, aumenta la tolerancia al estrés abiótico en el suelo y contribuyen a mejorar la estructura del suelo (Bethlenfalvay y Linderman, 1992; Smith y Read, 2008; Barrer, 2009). Sin embargo, las prácticas agrícolas tradicionales afectan negativamente a las poblaciones de HMA, así como a la composición de especies y la colonización micorrízica (Kurlle y Pflieger, 1994; Schalamuk *et al.* 2006). No obstante, la rotación de cultivos micotróficos afecta positivamente la colonización y la producción de esporas (Bethlenfalvay 1991). Así mismo, se ha documentado que el uso de leguminosas como abonos verdes puede aumentar el número de esporas de HMA, especialmente del género *Glomus* (Blanco y Gutiérrez 1998). La comprensión del efecto de estas prácticas agronómicas sobre la riqueza de especies y la composición de la comunidad de HMA podría contribuir en la identificación de estrategias de manejo que optimicen los beneficios de la micorriza arbuscular en la producción de los cultivos básico (Pérez-Luna *et al.*, 2012). Así mismo, el análisis de las poblaciones nativas de HMA y su ambiente edáfico pueden ayudar al uso eficiente de estos microorganismos en la agricultura (Serralde y Ramírez, 2004).

1.4 Abonos Verdes (AV) como alternativa de fertilización orgánica

Para reducir el uso de agroquímicos es necesario un cambio en el manejo de los agrosistemas para lograr el aporte necesario de nutrientes y el control de plagas. Un sistema agroecológico provee de la biodiversidad necesaria para promover los procesos de renovación y servicios ecosistémicos de los agrosistemas y el funcionamiento adecuado de los mismos depende del nivel de complejidad en la interacción de sus componentes (Gliessman, 1998; Altieri y Nicholls, 2000).

Suelos con alto contenido de materia orgánica y una actividad microbiológica alta, generalmente presentan una buena fertilidad y cadenas tróficas complejas, así como organismos benéficos en abundancia que previenen enfermedades y plagas (Altieri y Nicholls, 2006).

Una técnica agroecológica importante de explorar para el control de las enfermedades en las raíces y mejorar la nutrición vegetal es la incorporación de los abonos verdes (AV) en el suelo. Los AV son plantas cultivadas que se incorporan al suelo en el periodo de floración entre dos cultivos de rotación cuando están o no distanciados en el tiempo (Guanche, 2012). Su función es complementar la nutrición de los cultivos a través de la fijación de N (en caso de las leguminosas) o haciendo disponibles nutrientes como el P, K, Ca, Mg (Guzmán y Alonso, 2008). También mejoran la estructura del suelo, aumentan la cantidad de materia orgánica y la actividad microbiana, controlan la erosión y la proliferación de malezas y plagas ya que compiten con las malezas y albergan depredadores de plagas (Altieri, 1992; Bunch, 2004; Guzmán y Alonso, 2008; Guanche, 2012). Algunos AV secretan metabolitos secundarios que evitan la proliferación de algunos patógenos y pueden influir en la reproducción de microorganismos que secretan hormonas y enzimas que estimulan el crecimiento vegetal (Bunch, 2004; Guzmán y Alonso, 2008). Un caso especial a estudiar es la utilización de malezas nativas como AV, ya que pueden tener diversos servicios ecosistémicos como los ya mencionados, más el potencial de usar plantas nativas adaptadas al lugar donde se cultivan (Nicholls, 2006; Mellaned, 2010). Esta técnica está mejor desarrollada en regiones templadas, sin embargo, hay mucho potencial en regiones tropicales. Los mecanismos por los que los abonos verdes sirven de biofumigadores no está del todo comprendido, pero la fermentación de la materia orgánica verde resulta en condiciones anaeróbicas del suelo y secreción de metabolitos tóxicos y ambos procesos contribuyen a la inactivación o destrucción de hongos patógenos (Raaijmakers, 2009). Por ejemplo, muchas especies de Brassicaceae producen glucosinolatos que funcionan como compuestos alelopáticos para los patógenos (Kirkegaard y Sarwar, 1998). Los glucosinolatos no son por si mismos tóxicos sino sus derivados que son producidos por las enzimas mirosinasas también exudadas por estas

plantas. Cuando estas plantas son usadas como cultivos de rotación y su materia verde es incorporada al suelo, la degradación de los glucosinolatos por estas enzimas da como resultado otros compuestos que son los que funcionan como alelopáticos para los hongos fitopatógenos (Sarwar *et al.*, 1998).

1.4.1 Ejemplos de usos de los abonos verdes y su relación con los HMA

Hay poca información del uso de los AV para mejorar la colonización y de los HMA y consecuentemente mejorar la productividad del cultivo principal (Muthukumar y Udaiyan, 2000; Cheng y Baumgartner, 2004; Ambrosano *et al.*, 2010; Pérez-Luna *et al.*, 2012; Mugendi-Njeru *et al.*, 2014). De cualquier forma, es un tema con interés creciente en los últimos años y se ha estudiado de distintas maneras, desde la forma de uso del AV en el agrosistema, así como en el enfoque de estudio (ya sea enfocado en los HMA o en las variables en el cultivo principal) hasta las variables fisiológicas de los AV. Así mismo, es notable que cada AV tenga efectos distintos en los HMA, en el cultivo principal y en las características microbiológicas del suelo, así como la fertilidad del mismo. Estas características en el suelo y en el cultivo definen el tipo y forma de uso de los AV en la agricultura en relación de la mejora actividad microbiológica benéfica en el suelo y como esto se refleja en la productividad del cultivo en cuestión.

Se han realizado diversos trabajos alrededor del mundo sobre los AV y su relación con los HMA, los cuales se han abordado desde distintos puntos de vista respecto a las características de los AV, de los HMA así como de los cultivos en estudio. Una forma en la que se ha usado a los AV es como cultivo de cobertura como complemento nutricional. Cheng y Baumgartner (2004) mencionan que los AV como cultivos de cobertura (CC) le dan distintos beneficios a los cultivos y que están conectados los AV con el cultivo principal (vid) a través de las raíces de los mismos con las hifas de los HMA. En este estudio mostraron que los AV transfieren nitrógeno a las hojas de la vid a través de las hifas de los HMA. Por su parte, Ambrosano *et al.* (2010) encontraron que hay una correlación positiva entre la colonización de HMA con la altura de la caña.

Muthukumar y Udaiyan (2000) estudiaron los efectos de los AV en las asociaciones microbianas y en la productividad en el cultivo consecuente de frijol chino y compararon los efectos de diferentes tipos de fertilizantes orgánicos en los HMA. Concluyeron que los insumos orgánicos aumentan en general el crecimiento vegetal, la colonización de HMA, los carbohidratos disponibles en las raíces y el número de esporas.

Pérez-Luna *et al.* (2012), estudiaron la influencia que tienen los AV en la diversidad y abundancia de los HMA, midieron la abundancia y diversidad de HMA en parcelas trabajadas con biofertilizantes foliares y AV para la producción de maíz, donde concluyeron que los AV tienen un efecto positivo en la diversidad de especies de HMA y en la colonización de las raíces en el maíz.

Por último, Mugendi-Njeru *et al.* (2014) encontraron la primera evidencia fuerte de los efectos de la incorporación en el suelo de distintos AV en la colonización de HMA y en la productividad del maíz en el campo durante dos años. Estos resultados se perfilan como los primeros resultados contundentes en el campo, sobre los efectos positivos de la incorporación en el suelo de distintos AV en la colonización temprana de los HMA a las raíces de maíz y en su productividad. Así mismo, menciona las diferencias en los efectos que tienen los diferentes AV, ya que dependiendo de la naturaleza fisiológica de los AV estos tendrán efectos diferentes en la colonización de HMA y su uso debe ser definido debido a las características del suelo y de los AV.

1.4.2 Especies usadas como abonos verdes

Avena. La avena (*Avena sativa*) es una planta herbácea anual, perteneciente a la familia de las gramíneas (Poaceae). Tiene raíces más abundantes y profundas que las de otros cereales, lo cual le permite absorber mejor los nutrientes del suelo y por ello requiere menos fertilizantes. Sus tallos son gruesos y rectos. Se emplea principalmente en la alimentación del ganado aunque también es utilizada como planta forrajera, en pastoreo, como heno o ensilado. La avena forrajera

se usa sola o en combinación con leguminosas forrajeras. La paja de avena está considerada como un muy buen alimento para el ganado. Este grano es un magnífico forraje en particular para caballos y mulas, así como para el ganado vacuno y ovino (Martínez-Frías 2012).

Canola. La canola o colza (*Brassica napus*), es un cultivo de floración anual de color amarillo brillante de origen mediterráneo oriental. De acuerdo a los tipos de producción se divide en dos direcciones: producción de aceite y producción de forraje. El cultivo de la canola se extiende rápidamente como cobertura vegetal con lo cual suprime las malas hierbas. *Brassica napus* tiene un sistema radicular bastante fino y desarrollado por lo cual protege al suelo de la lixiviación de nutrientes y erosión. Así mismo, tiene una buena capacidad de hacer disponible para otras plantas el fósforo insoluble en el suelo. La canola reduce enfermedades de los cereales transmitidas por el suelo en la rotación de cultivos de mono cereales. La eficacia de *Brassica* spp como un cultivo de barbecho, se debe a los isotiocianatos (ITCs), un producto de descomposición química de glucoisinolatos (Sarwar et al., 1998). Los cereales sembrados en el año siguiente tienen un mayor rendimiento y mejor salud.

Janamargo. El janamargo o veza (*Vicia sativa*) es una planta originaria del centro y sur de Europa y del área mediterránea. En la Península Ibérica aparece espontáneamente en casi todo el territorio. Su cultivo se ha extendido a todo el planeta. En el sur de la Península y en las dos mesetas se cultivan variedades de otoño y en las zonas montañosas templadas variedades de primavera. La encontramos en campos, tierra en barbecho, terrenos baldíos, bancos, bordes de caminos, patios, praderas, puertos, patios de vías férreas. También crece entre el forraje y cultivos de abono verde. Esta planta ha sido parte de la dieta humana desde la antigüedad, se han encontrado restos carbonizados de ella datados en el Neolítico Temprano. Se trata de una leguminosa capaz de fijar nitrógeno mediante una simbiosis en sus raíces con bacterias del género *Rhizobium*. El aprovechamiento principal de esta planta radica en su uso como abono verde o como forraje ganadero aportando al ganado una cantidad importante de proteína (Goñi et al., 2004).

2. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

Hace falta información sobre cómo influyen los AV en la salud de las raíces de maíz y las poblaciones de microorganismos de la rizosfera. Es por tanto, un área interesante a explorar como alternativa al uso de agroquímicos como control de las enfermedades en los cultivos básicos para la alimentación. Por otro lado existe una alta incidencia de enfermedades por hongos en las raíces de maíz como *Pythium* y no hay mucha información respecto a cómo los abonos verdes afectan a las poblaciones de estos fitopatógenos y de los HMA en la raíz del maíz. Es debido a estas carencias de información que nos preguntamos: ¿El uso de abonos verdes en el suelo tiene beneficios en la salud radicular y nutrición vegetal en el maíz? ¿Hay diferencias en la salud radicular y nutrición vegetal del maíz dependiendo del abono verde que se incorpore al suelo? ¿En algún momento durante el proceso de la incorporación de los abonos verdes en el suelo se observan efectos más notorios en la salud y nutrición radicular? ¿La colonización micorrízica es diferente de acuerdo al AV usado? ¿La dinámica de los nutrientes en cada agrosistema se ve influenciada por el AV incorporado? En este estudio se intentó responder estas a preguntas y para poder responderlas se plantearon objetivos específicos.

El objetivo general de esta investigación fue evaluar la respuesta vegetal del maíz a la incorporación en el suelo de distintos abonos verdes, en términos de nutrición y salud de la raíz. Los objetivos particulares del estudio fueron: (1) evaluar la biomasa y nutrientes incorporados por distintos AV; (2) determinar si hay diferencias en los parámetros nutricionales y de desempeño vegetal en el maíz dependiendo del tipo de AV que se use; (2) observar la dinámica de nutrientes (N y P) en el agrosistema en los distintos tratamientos con AV; (3) evaluar cómo afectan los distintos AV en el suelo en la incidencia y desarrollo de estructuras de los HMA; (4) evaluar la salud radicular cuantificando la incidencia de un oomycete fitopatógeno (*Pythium*) en la raíz dependiendo del AV usado; (5) monitorear durante el tiempo del proceso de incorporación en el suelo de los distintos AV (incorporación y descomposición) los efectos en el desarrollo de

las estructuras HMA y la incidencia de *Pythium* en las raíces.

Hipótesis: (1) La incorporación en el suelo de los AV tiene efectos positivos en la nutrición vegetal y salud de la raíz de la planta de maíz y (2) La colonización y formación de estructuras de los HMA será mayor en los tratamientos donde el maíz presente una mejor nutrición vegetal.

3. MÉTODO Y DISEÑO EXPERIMENTAL

3.1 Diseño experimental

Esta investigación tuvo experimento con un diseño experimental factorial al azar con dos factores principales. El esquema del diseño experimental se muestra en la Figura 1.

- Factor 1, fertilización orgánica con abonos verdes (AV) con cinco niveles: avena (Poaceae); janamargo (Fabaceae); canola (Brassicaceae); malezas nativas; testigo sin AV.
- Factor 2, fertilización mineral (con NPK) con 2 niveles: con fertilización mineral, con la dosis recomendada de K_2SO_4 , $CaCl_2$ y micronutrientes, pero a menos de la mitad de concentración recomendada de NH_4NO_3 (40 mg/Kg) y de KH_2PO_4 (33.33 mg/Kg, respectivamente); testigo sin fertilización mineral.

En total cada son 10 tratamientos con 4 repeticiones cada uno dando un total de 40 unidades experimentales (UE).

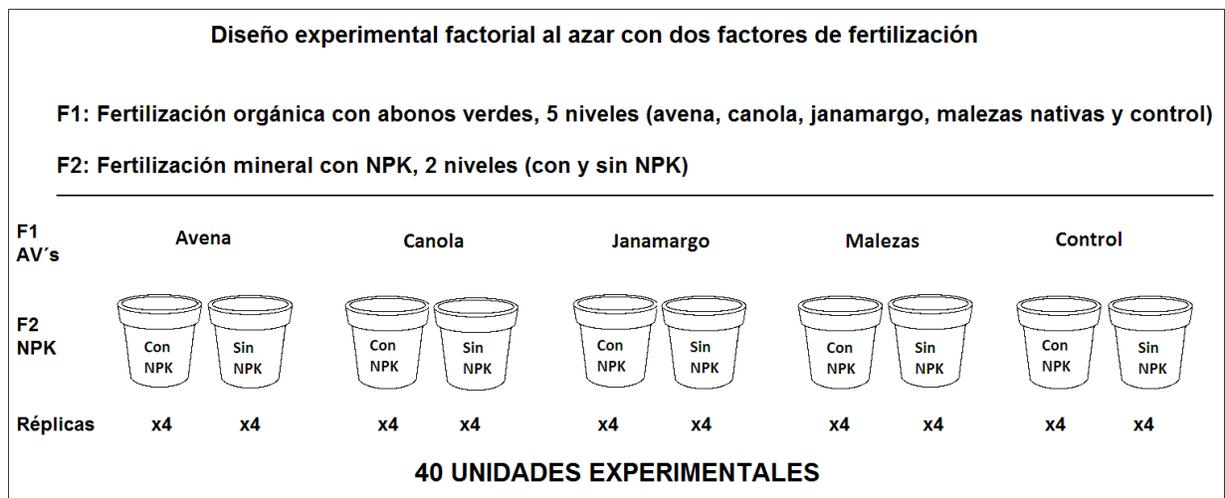


Figura 1. Diseño experimental.

3.2 Protocolo

El experimento del proyecto se realizó con macetas dentro en el invernadero del Jardín Botánico del Instituto de Investigaciones en Ecosistemas y Sustentabilidad (IIES) de la U.N.A.M. Las macetas se llenaron con suelo agrícola de parcelas cultivadas con maíz, proporcionado por el Centro Regional de Chapingo (CRUCO) en Morelia, Michoacán. El suelo fue mezclado con arena del río (1:1, p/p). Este suelo ya se ha caracterizado y es un tipo de suelo arcilloso que cuenta con un contenido de MO de 2.74%, un contenido de arena de 19.48%, 53.24% de arcilla y 27.28% de limo, tiene un pH neutro (7.28), y presenta deficiencia de fósforo (4 ppm). Todas las plantas (AV y maíz) se regaron diariamente al 80% de la capacidad de campo (CC), tiempo tras el cual se hicieron las mediciones de las variables correspondientes a cada ensayo.

Los distintos AV fueron sembrados en macetas de 3 L, con 3 Kg de suelo no esterilizado. Se sembraron y cultivaron cuatro tipos de AV con características funcionales distintas. La fertilización mineral, en los tratamientos donde fue suministrada estuvo limitada para el N (40 mg/kg) para que crecieran bien los AV y el maíz pero no se afectara la simbiosis con bacterias fijadoras de nitrógeno, y para el P (33.3 mg/kg) para que crecieran bien los AV y el maíz pero no se afectara la colonización de las poblaciones nativas de HMA. Cuando los AV presentaron un buen desarrollo y previo a la floración (seis semanas), se les cortó, trituró y se incorporó al suelo donde crecieron. Se dejó reposar ocho semanas para la descomposición e incorporación de su biomasa en la maceta y se siguió regándose diariamente al 80% CC.

Posteriormente a la siembra, incorporación y descomposición de los AV se sembraron las semillas de maíz, en las mismas macetas de 3 L y en el mismo suelo donde crecieron los AV y sin volver a fertilizar con NPK. El maíz seleccionado como modelo de estudio fue un genotipo híbrido de maíz DK-2042. Se sembraron tres semillas de maíz por maceta, de las cuales se dejó crecer sólo la plántula más vigorosa por maceta. Se monitoreo el crecimiento y desarrollo de la planta para después de 10 semanas de crecimiento, cosechar.

3.3 Abonos Verdes

Los AV utilizados fueron avena (*Avena sativa*), canola (*Brassica napus var. oleifera*), janamargo (*Vicia sativa*) y las malezas nativas (Figura 2). Después de sembrar y cosechar los AV y antes de la incorporación al suelo de las UE se midió el peso fresco y el peso seco de todos los AV. Para calcular el peso seco, así como el Nt y el Pt incorporados al suelo de las UE, se realizó la siembra y cosecha de otros AV de la misma manera a los usados para incorporar al suelo. Estos AV se usaron sólo para hacer las mediciones de peso seco calculando el porcentaje de humedad de cada uno y para la determinación de Pt y Nt (mg/g) mediante la digestión del tejido vegetal y extracción de nutrientes mediante el método Semi-Kjeldahl (Murphy y Riley, 1962). De esta manera se puede estimar los nutrientes y biomasa incorporada en el experimento con los AV y el maíz en cada una de las UE.

3.4 Desempeño, nutrición vegetal del maíz y disponibilidad de nutrientes

La nutrición vegetal del maíz en las 40 unidades experimentales se midió cuantificando variables de desempeño vegetal en biomasa (peso seco de la parte aérea y radicular) y variables nutricionales (concentración de Pt y Nt en el tejido vegetal foliar) mediante la digestión del tejido vegetal y extracción de nutrientes mediante el método Semi-Kjeldahl (Murphy y Riley, 1962). Se midió el pH del suelo donde creció el maíz y se determinó la cantidad de nutrientes disponibles en el suelo (PO_4^- , NO_3 y NH_4), mediante dos métodos distintos. Para la extracción y medición de NO_3 y NH_4 en el suelo al final del experimento, se realizó una ionización de los compuestos nitrogenados con una solución del suelo con KCl, posteriormente las soluciones filtradas inmediatamente se midieron en el microanalizador. Por su parte, para la determinación de ortofosfatos disponibles en el suelo (PO_4^-), se usó el método Mehlich III. La medición de todos los nutrientes en la planta y en el suelo se realizó mediante el método colorimétrico de Murphy y Riley (1962) usando un Autoanalizador 3, BRAN LUEBBE a la longitud de onda de 660 nm.

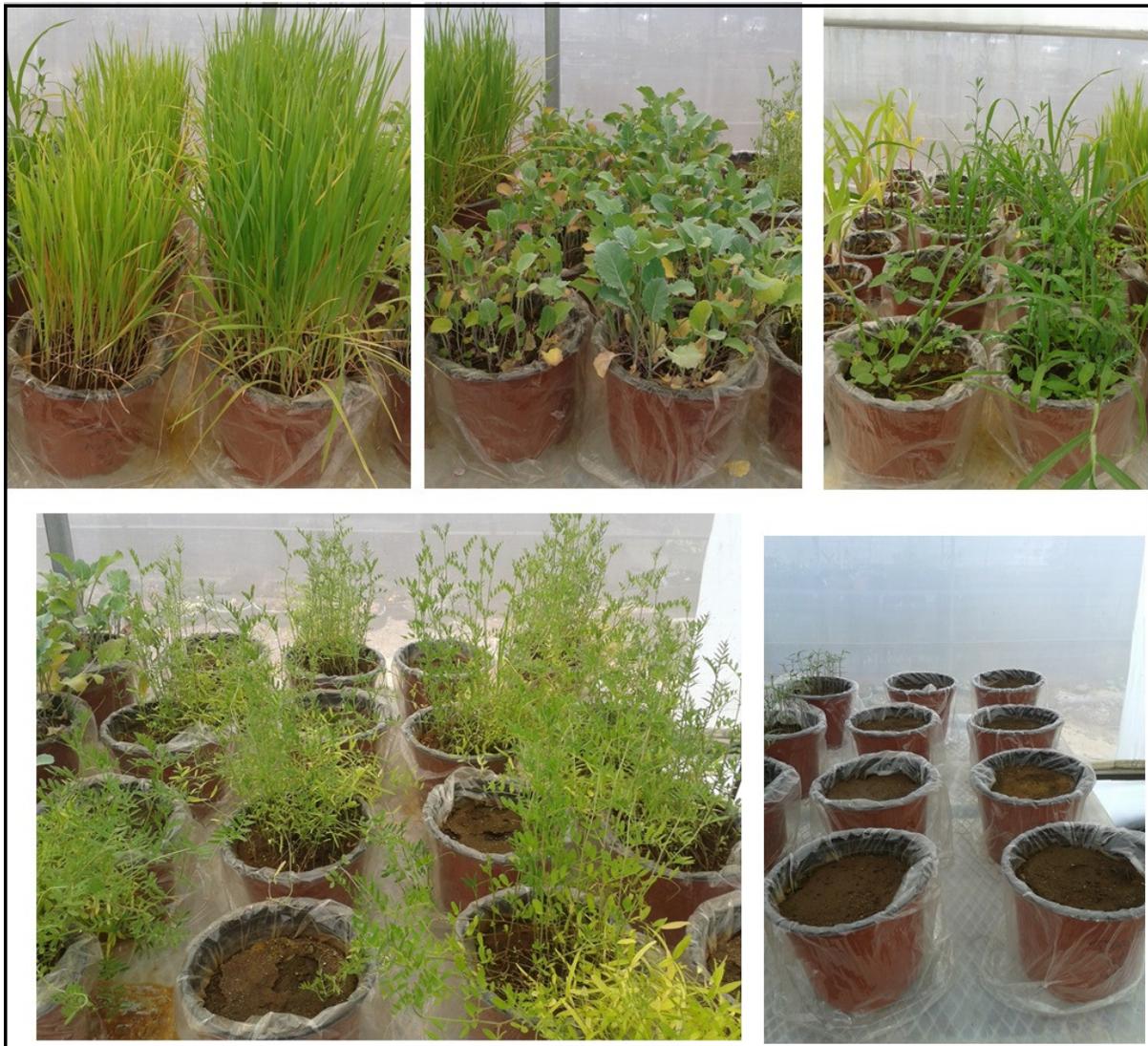


Figura 2. Unidades experimentales con los distintos AV utilizados. En cada imagen, del lado izquierdo están las macetas sin fertilización mineral y a la derecha las que sí tuvieron NPK. En la parte superior de la figura, de izquierda a derecha están los tratamientos con avena, canola y malezas nativas; en la parte inferior de la figura, de izquierda a derecha están los tratamientos con janamargo y el testigo.

3.5 HMA en el suelo y en la raíz de maíz

Para la observación y cuantificación de HMA se pesaron 2 g de raíz del maíz que creció en las UE. La muestra de raíz se cortó en pequeños pedazos, se ablandaron con KOH, se blanquearon con H_2O_2 y tiñeron con azul tripano y se conservaron en glicerina. En las 40 unidades experimentales (UE) se midió el porcentaje de la colonización micorrízica según las estructuras observadas siguiendo el método de McGonigle *et al.* (1990). Las variables generales medidas

fueron; porcentaje de colonización por estructuras de las raíces con HMA, ovillos (coils), hifas, micelio externo, arbusculos, vesículas, otros hongos y sin colonización.

Para medir la cantidad de micelio externo en el suelo de las UE se tomó una muestra del suelo para congelarlo y liofilizarlo. Se tomó una muestra de 1 g de suelo liofilizado para hacer las extracciones de los ácidos grasos totales mediante el protocolo de Sasser (1990), el cual consiste en un proceso de cuatro fases: saponificación (base metabólica compuesta de NaOH con metanol y H₂O), metilación (reactivo de metilación con HCL 6N con metanol), extracción 3 (1:1 v/v hexano:éter-metil-tebutílico) y lavado básico (Solución básica de NaOH diluido en agua). Posteriormente, se realizó la lectura de las muestras en un cromatógrafo de gases para poder determinar el contenido del ácido graso con el marcador 16:1ω5, correspondiente a los HMA.

3.6 Oomycetes fitopatógenos (Pythium) en la raíz de maíz

Se tomaron muestras de la raíz de maíz de las UE para hacer la medición de *Pythium*. La medición del porcentaje de infección por *Pythium* se hizo cortando en pedacitos la raíz (entre 5 y 10 mm de largo), se sumergieron en alcohol (96% V.V.) durante 10 segundos para desinfectar superficialmente la raíz y se colocaron 20 trozos de raíz en cajas de Petri con medio selectivo P₁₀PV (17g Agar de harina de maíz, 100 mg de PCNB, 10 mg de pimaricina, 200 mg de vancomicina, 10 mg de rosa de bengala y 1 L de H₂O) para *Pythium*. Las cajas Petri se metieron en una incubadora a 26 °C durante una semana y posteriormente se contaron las UFC para cuantificar el porcentaje de raíces infectadas.

3.7 Monitoreo en el tiempo del efecto de los AV (Incorporación y descomposición)

El monitoreo de las poblaciones nativas de los HMA y *Pythium* se realizó en dos tiempos: tiempo uno (T₁ - Incorporación), que es el tiempo en el que se incorporaron en el suelo los distintos AV; y tiempo dos (T₂ - Descomposición), ocho semanas después, que es el tiempo cuando ya se considera que la biomasa de los AV está descompuesta y es previo a la siembra de maíz. Para el

monitoreo de las poblaciones nativas de HMA y de *Pythium* se usó como inóculo suelo de las macetas donde crecieron los AV. Se tomaron 240 g de suelo de la maceta de 3L, que representó la unidad experimental y se distribuyó equitativamente (80 g) en 3 macetas de 1L con 720 g de suelo estéril (800 g en total), proporcionando así un 10% del peso del suelo como inóculo de los tratamientos con AV. En estas macetas (que representaron las subunidades experimentales - sUE), se sembró maíz y se dejó crecer en invernadero con riego a 80% CC durante seis semanas y posteriormente se cosechó y se tomaron las medidas de desempeño vegetal (peso fresco parte aérea y radicular, peso seco parte aérea y radicular). La medición del porcentaje de infección por *Pythium* se hizo de la misma manera que en el punto anterior. Para la observación de HMA se pesaron 2g de raíz del maíz crecido en las sUE. La muestra de raíz se cortó en pequeños pedazos, se ablandaron con KOH, se blanquearon con H₂O₂ y tiñeron con azul tripano y se conservaron en glicerina. Posteriormente se midió el porcentaje de colonización de HMA mediante el método de intersección linear (Giovannetti y Mosse, 1980).

3.8 Análisis estadísticos

En análisis de resultados para medir los efectos de los distintos factores (AV y NPK) en todas las variables de nutrición y desempeño vegetal medidas tanto en los AV como en el maíz, así como las variables de nutrición del suelo medidas en las UE, se usaron análisis de varianza (ANDEVA) multifactoriales de dos vías. Usando la prueba de Bartlett y en algunos casos la de Levene, se verificó la homocedasticidad en todos los tratamientos. Posterior al ANDEVA, para observar diferencias significativas entre tratamientos, se utilizó una prueba de múltiples rangos utilizando el procedimiento de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher, con un nivel del 95% de confianza. Todos los análisis se realizaron en el programa estadístico StatGraphics Centurion XV Versión 15.2.06.

4. RESULTADOS

4.1 Abonos Verdes

El desempeño vegetal de los AV y la biomasa total incorporada por cada AV fue significativamente distinta entre tratamientos ($F(3, 1) = 144.2, P = < 0.0001$). Hubo diferencias significativas en el peso seco radicular ($F(3, 1) = 96.8, P = < 0.0001$) y en el peso seco aéreo ($F(3, 1) = 215.7, P = < 0.0001$). La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher determinó que avena con NPK fue el tratamiento que incorporó significativamente más biomasa en promedio, seguido del janamargo-NPK y de avena-sinNPK. En otro grupo homogéneo por debajo, se encuentra el tratamiento janamargo-sinNPK y el de canola-NPK. En general, todos los tratamientos con NPK incorporaron significativamente más biomasa que los que no tenían fertilización mineral ($F(3, 1) = 89.51, P = < 0.0001$).

En cuanto a la nutrición vegetal de los distintos AV, se observaron diferencias significativas de la contenido total de nutrientes (N_{total} y P_{total}) en el tejido vegetal entre los tratamientos de AV. Tanto el N_{total} ($F(3, 1) = 26.8, P = < 0.0001$), como el P_{total} , ($F(3, 1) = 86.6, P = < 0.0001$). Cuando se analizan los efectos de la fertilización mineral sobre los AV, se observó que hubo diferencias significativas en el N_{total} ($F(3, 1) = 23.6, P = < 0.0001$) y en el P_{total} ($F(3, 1) = 80.8, P = < 0.0001$). Así mismo, la $[P_i]$ en el tejido vegetal fue significativamente distinta entre tratamientos ($F(3, 1) = 5.9, P = < 0.0001$). La $[N_i]$ no mostró diferencias entre tratamientos con o sin fertilización mineral. La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher, mostró que los tratamientos que incorporaron significativamente más nitrógeno total (N_{total}) en el suelo fueron janamargo y avena, ambos con NPK. En cuanto al fósforo total (P_{total}) incorporado por los distintos AV, avena-NPK fue el tratamiento que significativamente incorporó más P_{total} en el suelo, seguido de janamargo-NPK. Todos los promedios de las variables de biomasa y nutrientes en el tejido vegetal de los distintos abonos verdes usados en el experimento se muestran en el Anexo 1.

4.1.1 Desempeño y nutrición vegetal de los AV

La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher (Figura 3), nos mostró que avena fue el AV que incorporó significativamente mayor biomasa al sistema. El peso seco total incorporado por la avena fue de 30.7 g y 19.9 g, con y sin fertilización mineral, respectivamente. El janamargo tuvo un desempeño significativamente menor que la avena, incorporando un peso seco total ($p_{s_{total}}$) promedio de 18.3 g con NPK (40% menos que avena) y 12.9 g cuando no tuvo NPK (35% menos que avena). Un nivel por debajo se encontró la canola, la cual incorporó un $p_{s_{total}}$ promedio de 12.4 g con NPK (60% menos que la avena) y 7.9 g sin fertilización mineral (60% menos que avena). Por último, están las malezas nativas, los cuales fueron los tratamientos incorporaron significativamente menor biomasa y nutrientes al sistema. El $p_{s_{total}}$ promedio incorporado por las malezas fue de 8.5 g con NPK (72% menos que avena) y de 2.5 g cuando no tuvieron fertilización mineral (87% menos que avena).

Por su parte, los resultados de la nutrición vegetal mostraron que el tratamiento con mayor concentración de nitrógeno ($[N_t]$) en el tejido vegetal fue el janamargo con y sin fertilización mineral (28.9 mg/g y 20.0 mg/g, con y sin NPK). En otro grupo por debajo se encontraron los tratamientos de avena-NPK (14.4 mg/g, 60% menos que janamargo), maleza-sinNPK (13.1 mg/g) y avena-sinNPK (11.4 mg/g). Los tratamientos con significativamente menor $[N_t]$ fueron los dos de canola y maleza-NPK. Por lo tanto, basándose los resultados de desempeño vegetal, los tratamientos que incorporaron significativamente mayor N_{total} al sistema fueron los de janamargo y avena, ambos con NPK (543.4 mg y 438.2 mg, respectivamente). En otro grupo debajo siguieron los tratamientos de janamargo y avena, ambos sin fertilización mineral (260.9 mg y 220.7 mg, respectivamente), con 50% menos N_{total} que sus respectivos tratamientos con NPK. La canola-NPK fue el tercer grupo, incorporando 156.2 mg (71% menos que janamargo-NPK). Los demás tratamientos incorporaron significativamente menor N_{total} al sistema.

Los resultados de contenido de fósforo en el tejido vegetal, mostraron que los tratamientos con mayor $[P_t]$ fueron los dos de janamargo (7.7 mg y 6.4 mg/g con y sin NPK, respectivamente).

En un grupo por debajo están canola-NPK (6.3 mg/g) y avena-NPK (6.1 mg/g), 15% y 21% menos que la [P_t] de janamargo-NPK. Por tanto, tomando en cuenta el desempeño vegetal de los AV, los tratamientos que incorporaron significativamente mayor P_{total} fue en de avena-NPK (185.4 mg); le siguió el de janamargo-NPK (140.9 mg, 24% menos). En el siguiente grupo homogéneo se encuentran los tratamientos con avena y janamargo, ambos sin fertilización mineral (105.1 mg y 82.9 mg), 43% y 41% menos que sus respectivos tratamientos sin fertilización mineral. Los demás tratamientos incorporaron significativamente menor P_{total} al sistema.

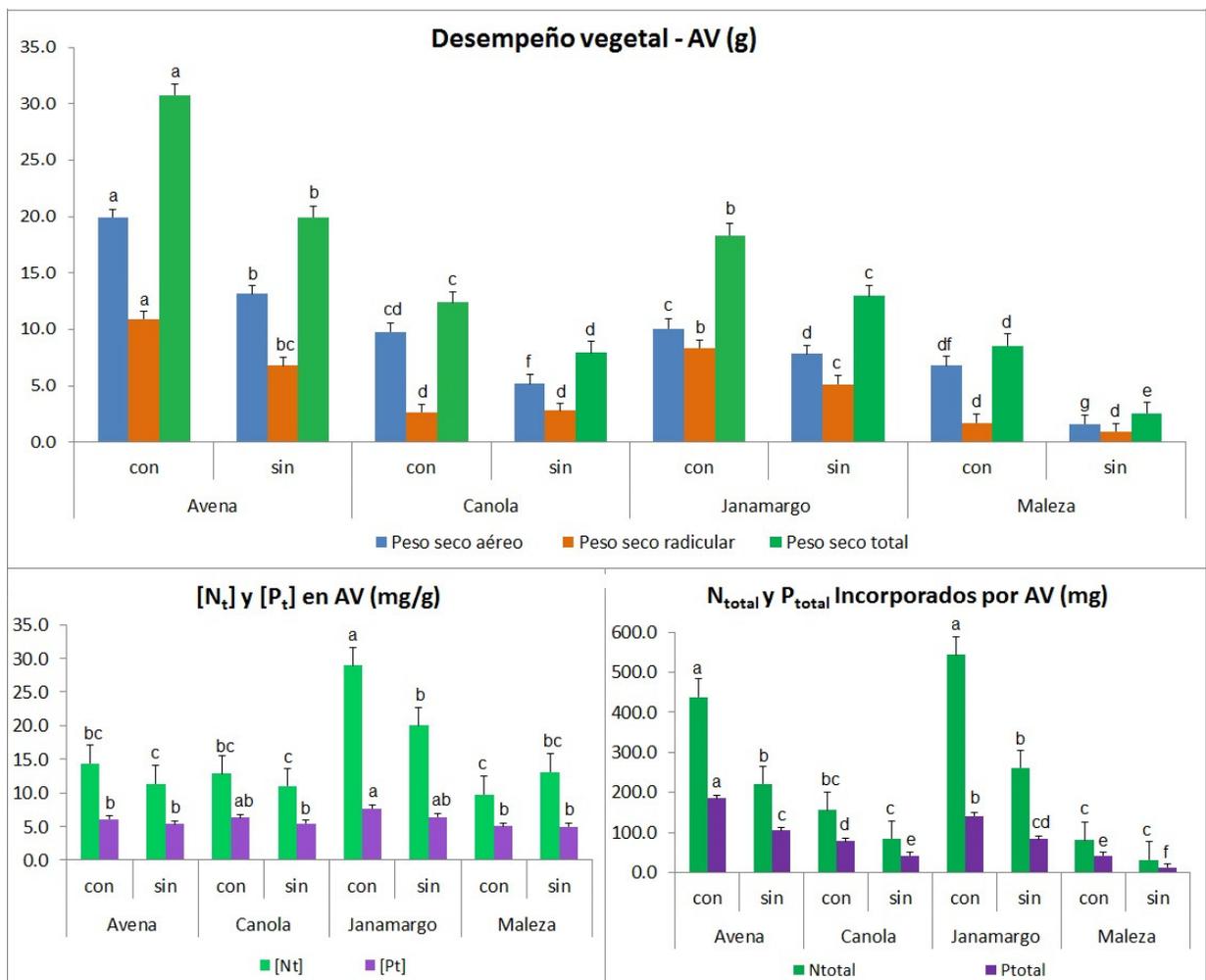


Figura 3. Histogramas de los promedios de las variables de desempeño y nutrición vegetal de los AV (N_{total} y P_{total} y biomasa incorporados) de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).

4.2 Maíz

4.2.1 Desempeño vegetal del maíz

El desempeño vegetal en el maíz fue significativamente distinto en todas las variables medidas dependiendo del AV que fue incorporado. Mostrando diferencias significativas tanto en el peso seco aéreo ($F(4, 1) = 15.08, P < 0.0001$), como en el peso seco radicular ($F(4, 1) = 7.94, P = 0.0002$) y peso seco total ($F(4, 1) = 12.44, P < 0.0001$), así como en la altura ($F(4, 1) = 13.41, P < 0.0001$). Así mismo, la fertilización mineral en el AV también tuvo efectos significativos sobre el desempeño vegetal del maíz en las UE, a excepción del tratamiento de janamargo-sinNPK ($F(4, 1) = 23.79, P < 0.0001$). El mayor desempeño en todas las variables medidas lo presentaron los dos tratamientos de janamargo (con y sin NPK) y el testigo-NPK. Por otra parte, el maíz en los tratamientos con avena presentó un pobre crecimiento y almacenaje de biomasa. Todos los promedios de las variables de desempeño vegetal de los tratamientos con AV y NPK se muestran en el Anexo 2.

La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para las variables de desempeño vegetal (Figura 4), mostró que los tratamientos que tuvieron el desempeño vegetal significativamente más alto fueron los de maíz con janamargo-NPK, con 12.58 g (C.V = 37%) y el testigo-NPK, con 14.41 g (C.V = 23%); seguidos del maíz con janamargo-sinNPK, con 11.27 g (C.V. = 27%). El siguiente grupo, debajo en su desempeño vegetal fueron los tratamientos de maíz con maleza-NPK, con 8.15 g (C.V = 54%) y el de canola-NPK, con 6.95 g (C.V = 42), tratamientos con desempeño 47% y 61% menores que el testigo-NPK. En los demás tratamientos la planta de maíz tuvo un desempeño vegetal magro, con más de 62% de diferencia negativa respecto al testigo-NPK. Resalta el paupérrimo desempeño vegetal del tratamiento de maíz con avena-sinNPK (2.82 g, C.V = 35%), que fue 75% menor al de maíz con janamargo-sinNPK, tratamiento con mejor desempeño vegetal sin fertilización mineral. Los resultados de la altura, mostraron el mismo patrón que presentaron los resultados de desempeño vegetal del maíz, siendo los tratamientos con mayor altura los de testigo y janamargo, ambos con NPK.

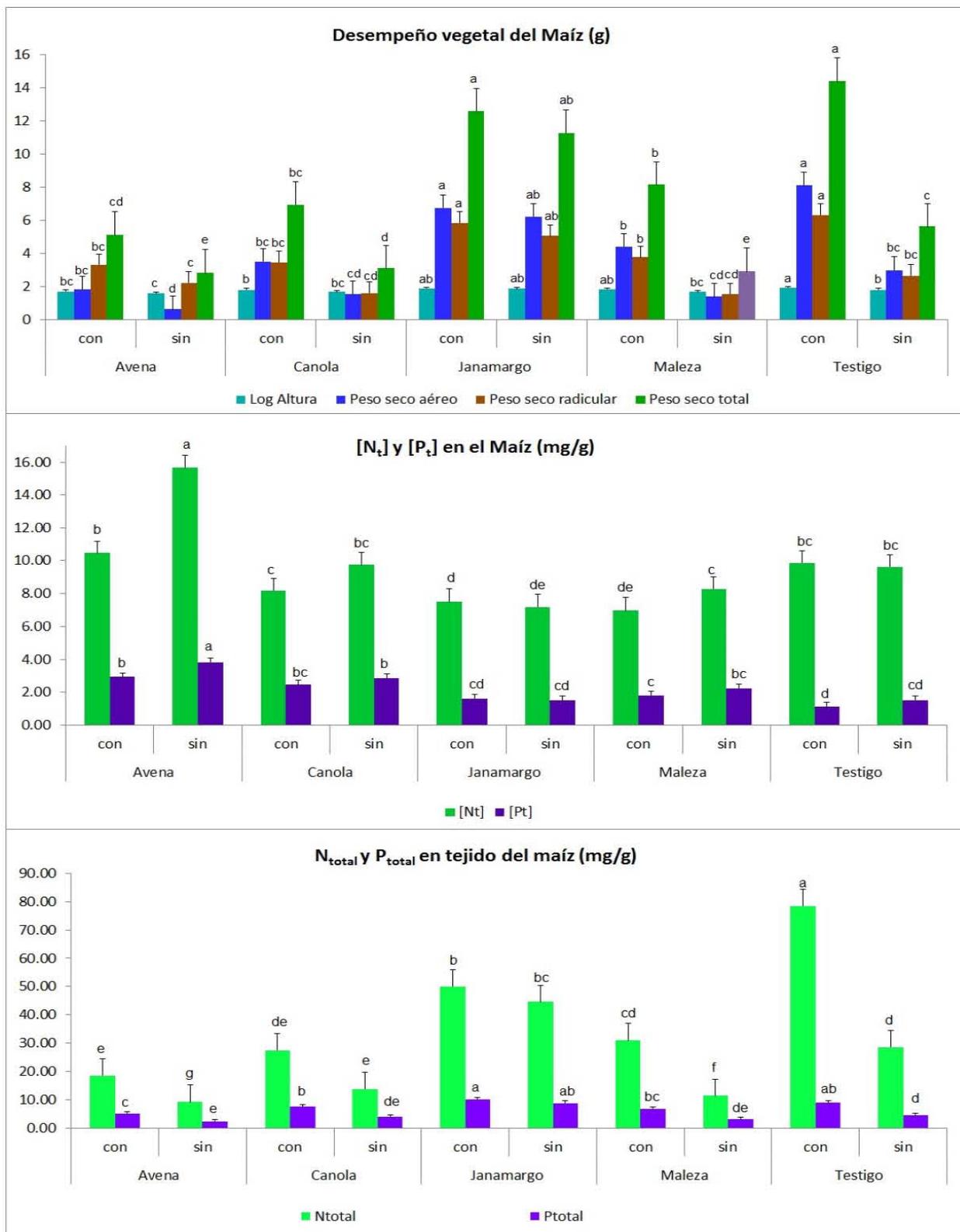


Figura 4. Histogramas de los promedios de las variables de desempeño y nutrición vegetal del maíz (biomasa, [N_t], [P_t], N_{total} y P_{total}) de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).

4.2.2 Nutrición vegetal del maíz

Los resultados de nutrición vegetal aérea del maíz presentaron un patrón distinto por el desempeño vegetal, sin embargo el patrón se repite cuando se mide el contenido total de los nutrientes almacenados en la planta. El contenido de nutrientes en el tejido vegetal del maíz fue significativamente distinto dependiendo del AV que se incorporó en el suelo. Tanto el contenido de N_{total} fue significativamente distinto ($F(4, 1) = 18.06, P < 0.0001$), como el P_{total} ($F(4, 1) = 18.06, P < 0.0001$). Así mismo, presentaron diferencias significativas la $[N_t]$, ($F(4, 1) = 19.24, P < 0.0001$) y la $[P_t]$, ($F(4, 1) = 21.70, P < 0.0001$). La fertilización mineral tuvo efectos significativos sobre la $[N_t]$, ($F(4, 1) = 10.30, P = 0.0032$) y la $[P_t]$, ($F(4, 1) = 6.09, P = 0.0195$). De igual forma, la fertilización mineral tuvo efectos sobre el contenido de N_{total} ($F(4, 1) = 27.29, P < 0.0001$), y en el P_{total} ($F(4, 1) = 47.91, P < 0.0001$). Se encontraron interacciones entre el AV y el NPK en el contenido de N_{total} ($F(4) = 4.46, P = 0.0060$). Todos los promedios de las variables de nutrición vegetal del maíz de todos los tratamientos con AV y NPK se muestran en el Anexo 3.

La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para observar diferencias en el N_{total} aéreo entre tratamientos (Figura 4), mostró que testigo-NPK (78.47 mg, C.V = 19%) fue el tratamiento que tuvo el N_{total} vegetal significativamente más alto. Le siguieron los dos tratamientos con janamargo. Comparados con los testigos, janamargo-NPK presentó 36% menos N_{total} (50.07 mg, C.V = 39%), sin embargo el tratamiento janamargo-sinNPK almacenó 36% más N_{total} (44.58 mg, C.V = 30%) que el testigo-sinNPK (28.59 mg, C.V = 28%). Por su parte, los tratamientos que almacenaron significativamente menor N_{total} en la planta, fueron los de avena-sinNPK (9.17 mg, C.V = 17%), maleza-sinNPK (11.36 mg, C.V = 23%) y canola-sinNPK (13.73 mg, C.V = 49%). Valores 80%, 75% y 69% menores que janamargo-sinNPK. Cuando se analizan los valores de la $[N_t]$, el patrón se invierte y los dos tratamientos de avena son los que presentan significativamente mayor $[N_t]$, avena-NPK con 10.45 mg/g (C.V = 13) y avena-sinNPK con 15.66 mg/g (C.V = 21), este último fue el tratamiento con $[N_t]$ más alta.

Por otro lado, la prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para observar diferencias en el P_{total} vegetal aéreo entre tratamientos (Figura 4), mostró que janamargo-NPK (10.17 mg, C.V = 22%) fue el tratamiento que tuvo el contenido de P_{total} vegetal significativamente más alto. Le siguieron el janamargo-sinNPK (8.83 mg, C.V = 5%) y testigo-NPK (8.85 mg, C.V = 12), ambos con valores 13% por debajo del janamargo-NPK. Por su parte, el testigo-sinNPK (4.44 mg, C.V = 22%), presentó valores 50% menores que los de janamargo-sinNPK. En contraparte, los tratamientos que almacenaron significativamente menor P_{total} en la planta, fueron avena-sinNPK (2.29 mg, C.V = 17%), maleza-sinNPK (3.11 mg, C.V = 34%) y canola-sinNPK (4.01 mg, C.V = 50%). Valores 74%, 65% y 55% menores que janamargo-sinNPK. Nuevamente, cuando se analizan los valores de la $[P_t]$, el patrón se invierte y los tratamientos de avena son los que presentan significativamente mayor $[N_t]$, con 2.94 mg/g (C.V = 21) cuando tuvo NPK y 3.84 mg/g (C.V = 12) sin NPK, este último fue el tratamiento con $[P_t]$ más alto. El testigo-NPK (1.12 mg/g, C.V = 13%), fue el tratamiento con la más baja $[P_t]$, 71% menor a la de avena-sinNPK.

4.3 Disponibilidad de nutrientes en el suelo

La disponibilidad de nutrientes en el suelo al final del experimento; es decir después del crecimiento, incorporación y descomposición de los AV y después de la siembra, crecimiento y cosecha del maíz, presenta un patrón ciertamente distinto al de las demás variables medidas. El suelo del tratamiento donde creció maíz con avena es el que presenta significativamente la mayor cantidad de nutrientes disponibles en el suelo (NO_3^- , NH_4^+ y PO_4^-). El ANDEVA multifactorial de dos vías nos mostró que la concentración de nutrientes disponibles en el suelo fue significativamente distinta dependiendo al AV que se incorporó en el suelo. Tomando en cuenta el factor AV, presentaron diferencias significativas en la concentración de NO_3^- ($F(4, 1) = 18.89$, $P < 0.0001$) y en la concentración de PO_4^- ($F(4, 1) = 48.60$, $P < 0.0001$); por su parte, la concentración de PO_4^- en el suelo fue significativamente distinta entre tratamientos ($F(4, 1) = 14.40$, $P = 0.0007$), así como la de NH_4^+ ($F(4, 1) = 10.37$, $P = 0.0031$) pero no hubo diferencias

en la concentración de NO_3^- en el suelo. Por otro lado, se encontraron interacciones entre el AV y el NPK en la concentración de NO_3^- en el suelo ($F(4) = 7.00$, $P = 0.0004$) y en la concentración de PO_4^- ($F(4) = 8.97$, $P = 0.0001$). Todos los promedios de las variables de concentración de nutrientes al final del experimento (NO_3^- , NH_4^+ y PO_4^-) de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran en el Anexo 4.

La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para observar diferencias en la $[\text{NO}_3^-]$ en el suelo al final del experimento entre tratamientos (Figura 5), mostró que avena-NPK ($11.60 \mu\text{g/g}$, C.V = 32 %) fue el tratamiento que tuvo la $[\text{NO}_3^-]$ en el suelo significativamente más alta, mil veces mayor que la del testigo-NPK, que tuvo una concentración misérrima ($0.01 \mu\text{g/g}$). Le siguieron los de avena-sinNPK ($6.09 \mu\text{g/g}$, C.V = 42%) y maleza-NPK ($4.81 \mu\text{g/g}$, C.V = 48%), 48% y 59% por debajo de avena-NPK. En contraparte, los tratamientos con menor $[\text{NO}_3^-]$ en el suelo fueron del ya mencionado testigo-NPK y el janamargo-NPK ($1.65 \mu\text{g/g}$, C.V = 73%), concentración 86% menor que la de avena-NPK. El janamargo-sinNPK tuvo $[\text{NO}_3^-]$ en el suelo de $2.55 \mu\text{g/g}$ (C.V = 39%), 20% por debajo de la de testigo-sinNPK ($3.16 \mu\text{g/g}$, C.V = 71%).

En cuanto a la concentración de ortofósforos disponibles en el suelo al final del experimento, la prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para observar diferencias en la $[\text{PO}_4^-]$ entre tratamientos (Figura 5), mostró que avena-NPK ($25.16 \mu\text{g/g}$, C.V = 20 %) fue el tratamiento que tuvo la $[\text{PO}_4^-]$ en el suelo significativamente más alta, el testigo-NPK tuvo una concentración 69% menor ($7.83 \mu\text{g/g}$, C.V. = 28%). Le siguieron los de janamargo-NPK ($20.82 \mu\text{g/g}$, C.V = 13%) y avena-sinNPK ($20.15 \mu\text{g/g}$, C.V = 15%) y canola-sinNPK ($17.52 \mu\text{g/g}$, C.V = 6%), concentraciones 17% y 20% y 30% por debajo de la de avena-NPK. En contraparte, los tratamientos con menor $[\text{PO}_4^-]$ en el suelo fueron los de maleza-NPK ($3.80 \mu\text{g/g}$, C.V = 60%), y maleza-sinNPK ($5.50 \mu\text{g/g}$, C.V = 76%), concentraciones 51% y 12% por debajo de los testigos ($[\text{PO}_4^-]_{\text{testigo-sinNPK}} = 6.26 \mu\text{g/g}$, C.V = 36%). El janamargo-sinNPK tuvo una $[\text{PO}_4^-]$ en el suelo de $6.96 \mu\text{g/g}$ (C.V = 52%), 65% por debajo del avena-sinNPK, que es el tratamiento con la $[\text{PO}_4^-]$ significativamente más alta.

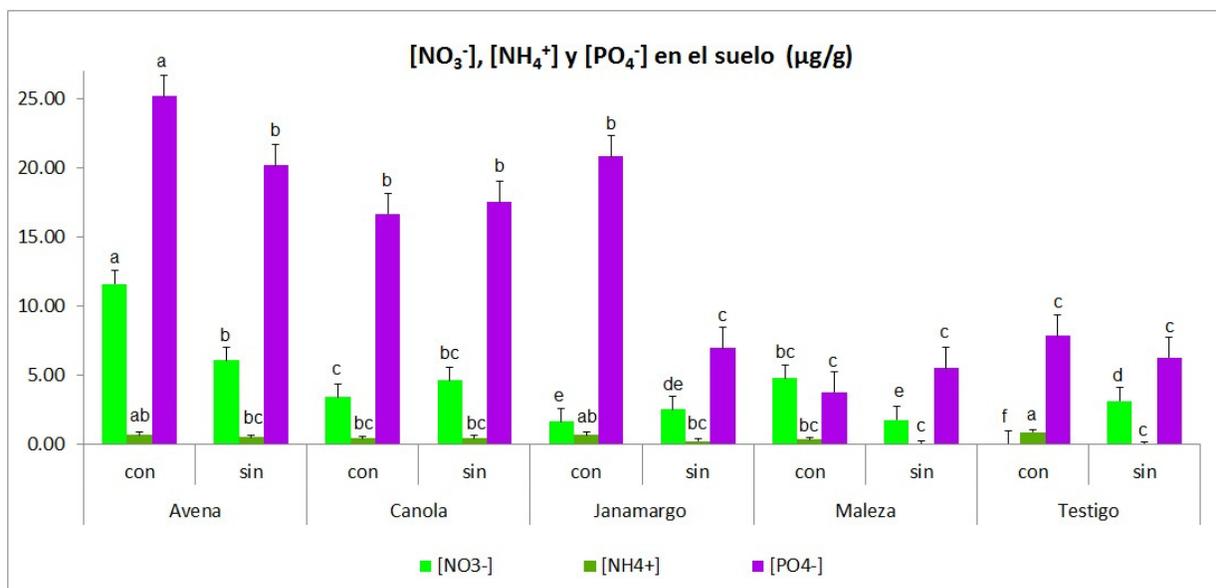


Figura 5. Histogramas de los promedios de las variables de concentración de nutrientes en el suelo al final del experimento (NO_3^- , NH_4^+ y PO_4^-) de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).

4.4 Hongos micorrízicos arbusculares (HMA)

4.4.1 Colonización de las raíces de maíz con HMA

Con los ANDEVA multifactoriales de dos vías se observaron diferencias significativas en los porcentajes de colonización todas las estructuras de los HMA entre los distintos tratamientos con AV, pero no mostró diferencias entre los tratamientos con y sin fertilización mineral (Figura 6). El porcentaje de colonización total fue significativamente distinto ($F(4, 1) = 19.60$, $P < 0.0001$); así como el porcentaje de colonización funcional ($F(4, 1) = 10.32$, $P < 0.0001$); porcentaje de arbusculos ($F(4, 1) = 3.34$, $P = 0.0225$); porcentaje de vesículas ($F(4, 1) = 7.6$, $P = 0.0002$); porcentaje de hifas ($F(4, 1) = 8.56$, $P = 0.0001$); coils ($F(4, 1) = 3.01$, $P = 0.0336$); micelio externo ($F(4, 1) = 6.70$, $P = 0.0006$); otro hongo ($F(4, 1) = 9.65$, $P < 0.0001$); y el porcentaje sin colonización ($F(4, 1) = 16.53$, $P < 0.0001$). Las vesículas fueron las únicas estructuras que presentaron diferencia significativa en su frecuencia en la raíz entre tratamientos con y sin NPK ($F(4, 1) = 7.64$, $P = 0.0101$). Todos los promedios la frecuencia de estructuras de los HMA en el maíz de todos los tratamientos con AV y NPK, se muestran en el Anexo 5.

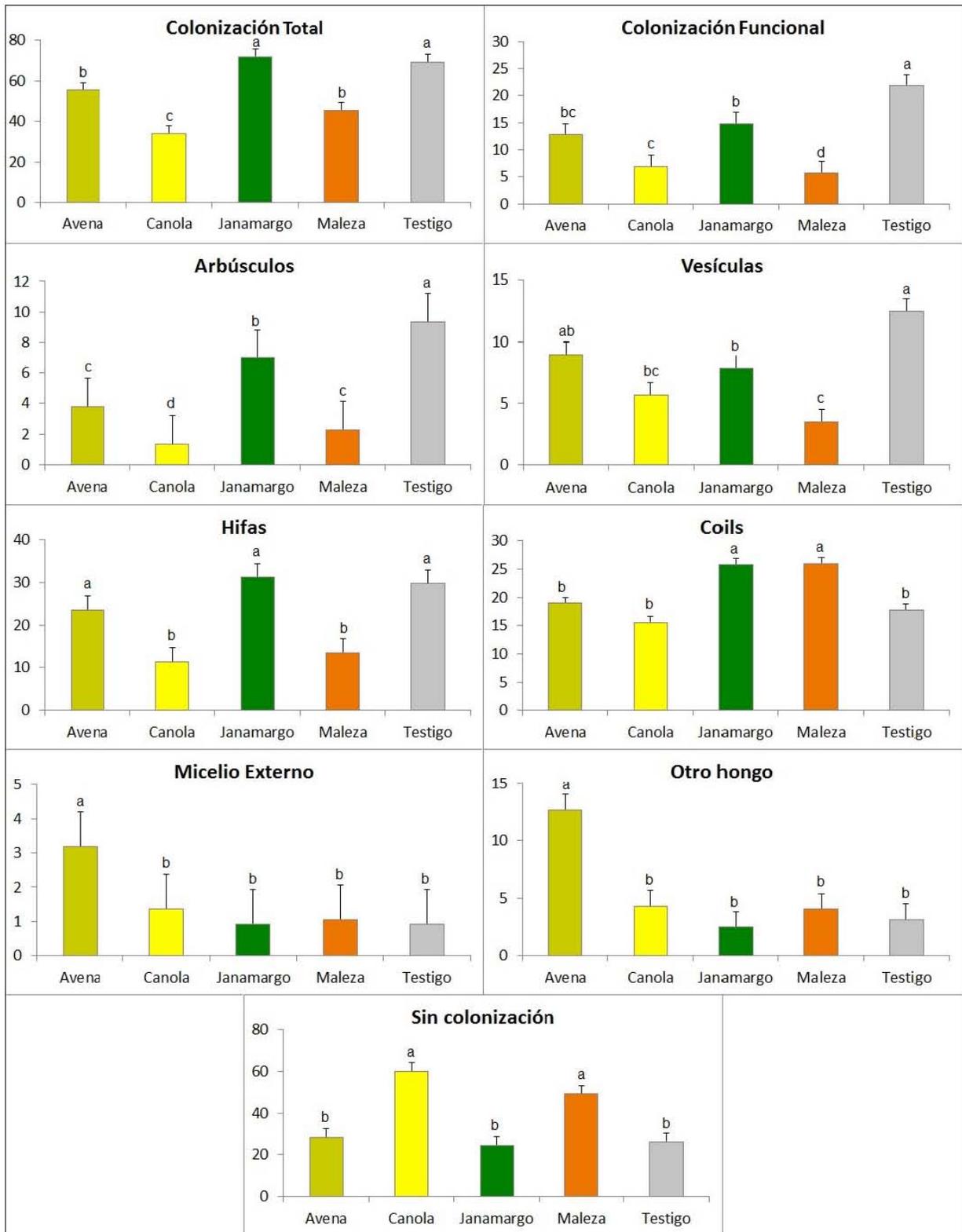


Figura 6. Histogramas de los promedios de las variables colonización por HMA en el maíz, se muestran los valores promedio las diferentes estructuras de HMA en los tratamientos con AV (con y sin NPK), se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).

La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para observar diferencias entre tratamientos (Figura 6), mostró que los tratamientos que presentaron significativamente mayor colonización total de HMA fueron los de janamargo (70.8% con NPK y 73.3% sin fertilización mineral) y los de testigo (76.3% con NPK; 62.6% sin NPK); mientras que los tratamientos con canola mostraron la menor colonización de HMA (31.6% con NPK; 36.6% sin NPK). Las estructuras que se observaron con mayor frecuencia en todos los tratamientos fueron las hifas y los coils.

Maíz con avena. Las raíces de maíz con avena tuvieron una colonización total de 57.8% (C.V = 9%), con NPK y de 53.1% (C.V = 12%), sin NPK. Las estructuras más frecuentes fueron las hifas, 24.3%, con NPK y 23.0%, sin fertilización mineral. También fueron frecuentes las vesículas, 11% con NPK y 7% sin NPK, (C.V = 38 y 73%, respectivamente). Fue el tratamiento con mayor colonización por otro hongo de 8.5% y 16.9%, con y sin NPK, (C.V = 83 y 10%).

Maíz con canola. La colonización de HMA en las raíces de maíz con canola fue la más baja de todos los tratamientos con AV. La colonización total promedio de HMA en el maíz fue de 31.6% y 36.6% (C.V = 27 y 40%), con y sin NPK, respectivamente. Las estructuras de HMA más frecuentes en el maíz con canola fueron los coils, con 13.9% (C.V = 27%) con NPK y 17.4% (C.V = 28%) sin NPK y las hifas con 9.4% con NPK y 13.6% (C.V = 38 y 70%), sin NPK. Destaca la baja colonización con arbusculos en los tratamientos de canola-NPK de 0.01%.

Maíz con janamargo. El maíz de los tratamientos con janamargo en general tuvo la mayor colonización por HMA, independientemente de la fertilización mineral. Las raíces de maíz con janamargo tuvieron una colonización total promedio de 70.8% (C.V = 10%), con NPK y de 73.3% (C.V = 11%), sin fertilización mineral. Las estructuras más frecuentes fueron las hifas con 31.9% (C.V = 30%), con NPK y 30.6%, (C.V = 23%) sin fertilización mineral. También fueron frecuentes los arbusculos, 4.9% (C.V = 81%) con NPK y 9.1% (C.V = 47%) sin NPK. Así mismo, independientemente de la fertilización mineral fue el tratamiento que tuvo el menor porcentaje de raíz sin colonización por HMA u otro hongo con 26.3% (C.V = 31%) con NPK y 22.9% (C.V = 39%) sin fertilización mineral.

Maíz con malezas nativas. La colonización de HMA en el maíz con malezas nativas fue la segunda más baja de todos los tratamientos con AV. La colonización total de HMA fue de 51.1% y 40% (C.V = 23 y 16%), con y sin fertilización mineral, respectivamente. Las estructuras de HMA más frecuentes en el maíz con malezas nativas fueron los coils con una frecuencia de 22.8% (C.V = 18%) con NPK y de 29.4% (C.V = 29%) sin NPK. Destaca la baja colonización con arbusculos en los tratamientos con malezas nativas y sin NPK de 0.01%.

Maíz sin AV (testigo). El maíz sin AV presentó la mayor colonización por HMA. El maíz sin AV tuvo una colonización total de 76.3% (C.V = 11%) con NPK y de 62.6% (C.V = 29%) sin NPK. Las estructuras más frecuentes fueron las hifas, 36.3% (C.V = 7%) con NPK y 23% (C.V = 67%) sin NPK. El maíz sin AV presentó mayor frecuencia de arbusculos, de todos los tratamientos de 10.4% (C.V = 78%) con NPK y 8.4% (C.V = 110%) sin NPK. Así mismo, fue el tratamiento que tuvo el mayor frecuencia de vesículas de 11.8% (C.V = 9%) con NPK y 13.3% (C.V = 46%) sin NPK.

4.4.2 HMA extraradical (*ácidos grasos 16:1w5c*)

Los resultados de la medición de biomasa fúngica en el suelo mediante la extracción y cuantificación de ácidos grasos presentaron un patrón parecido al mostrado por la colonización de HMA en el maíz. El ANDEVA multifactorial de dos vías mostró que existen diferencias significativas en la cantidad de micelio extraradical (biomasa fúngica en el suelo) entre los tratamientos según el abono verde incorporado en el suelo ($F(4, 1) = 3.72, P = 0.0142$), sin embargo no se presentaron diferencias cuando el AV tuvo o no tuvo fertilización mineral. Siendo así, la relación de los ácidos grasos 16:1w5c/19:0 (que representa la medida de biomasa fúngica extraradical) mayor en los tratamientos con janamargo, independientemente de si tuvo NPK. Le siguieron los de testigo-NPK y maleza-NPK. Los tratamientos con menor biomasa fúngica extraradical fueron los tratamientos con avena-sinNPK y los dos de canola. Todos los valores promedio de micelio extraradical se muestran en la Tabla 1.

TABLA 1. Medias de la respuesta neta cromatográfica de los HMA para medir la biomasa fúngica en el suelo al final del experimento con los tratamientos de fertilización con AV's (avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Estos promedios se basan en los valores relativos del ácido graso 16:1 ω 5 respecto los valores relativos del ácido graso 19:0. Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de la variable.

Variable	Avena		Canola		Janamargo		Maleza		Testigo	
	con	sin								
16:1 ω 5c/19:0	0.306	0.103	0.292	0.171	0.452	0.468	0.354	0.328	0.328	0.375
	(± 0.1)	(± 0.3)	(± 0.3)	(± 0.1)	(± 0.1)	(± 0.1)	(± 9.2)			

La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para observar diferencias significativas entre tratamientos (Figura 7), mostró que los tratamientos que presentaron significativamente mayor biomasa fúngica en el suelo fueron los dos tratamientos con janamargo. En contraparte, los tratamientos que presentaron significativamente menor biomasa fúngica, fueron los tratamientos de avena sin NPK y canola sin fertilización mineral. Los dos tratamientos testigo, presentaron valores medios de biomasa fúngica extraradical, siendo mayor en el tratamiento sin fertilización mineral.

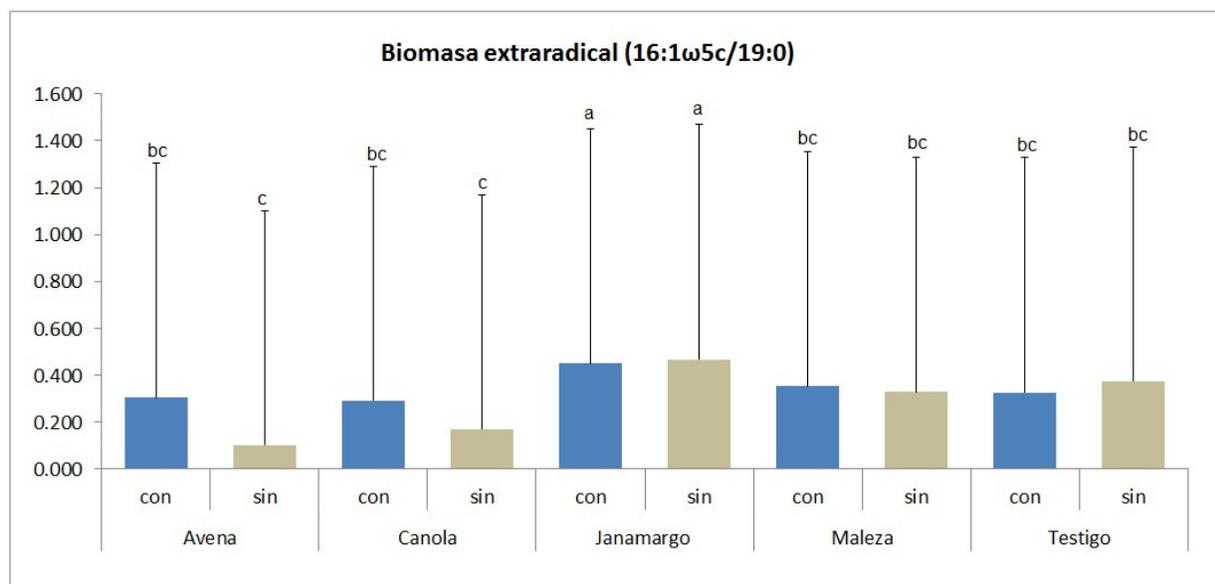


Figura 7. Histogramas de los promedios de biomasa fúngica extraradical, en todos los tratamientos con AV y NPK. Estos promedios se basan en los valores relativos del ácido graso 16:1 ω 5 respecto los valores relativos del ácido graso 19:0, se muestran sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).

4.5 Incidencia de *Pythium* en la raíz de maíz

La incidencia de *Pythium* fue sumamente variable dependiendo del AV usado y de la fertilización mineral y no mostró un patrón claro entre los tratamientos. El ANDEVA multifactorial de dos vías mostró diferencias significativas en el porcentaje de infección de *Pythium* en las raíces dependiendo del AV incorporado ($F(4, 1) = 3.10, P = 0.0301$) pero no hubo diferencias significativas en esta medida entre los tratamientos con o sin fertilización mineral. La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher mostró que cuando hay fertilización mineral, el tratamiento con significativamente mayor porcentaje de infección por *Pythium* fue el de janamargo (11.3%, C.V = 66%), seguido del testigo (6.3%, C.V = 120%). En contraparte, los tratamientos con maleza (2.5%, C.V = 115%) y avena (3.8%, C.V = 67%) los que menor incidencia de *Pythium* presentaron. Por su parte, cuando no hubo fertilización mineral en los AV se presentó un patrón distinto en el porcentaje de infección por *Pythium*. El tratamiento sin NPK con mayor porcentaje de infección de *Pythium* fue el de la canola (11.3%, C.V = 43%) y el de janamargo (7.5, C.V = 86%%). En cambio, los tratamientos sin NPK que presentaron menor porcentaje de infección por *Pythium* fueron el testigo y la maleza (1.3% ambos, C.V = 200%, ambos). Todos los valores promedio de porcentaje de incidencia de *Pythium* en las raíces en los distintos tratamientos con AV y NPK se muestran en la Tabla 2.

TABLA 2. Medias del porcentaje de infección en las raíces de maíz por *Pythium* en los distintos tratamientos de fertilización con abonos verdes (Avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de la variable medida.

Variable	Avena		Canola		Janamargo		Maleza		Testigo	
	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin
% <i>Pythium</i>	3.8	5.0	5.0	11.3	11.3	7.5	2.5	1.3	6.3	1.3
	(± 2.5)	(± 5.8)	(± 4.0)	(± 4.8)	(± 7.5)	(± 6.4)	(± 2.9)	(± 2.5)	(± 7.5)	(± 2.5)

% *Pythium* = porcentaje de infección en las raíces de *Pythium*.

4.6 Monitoreo en el tiempo del efecto de los AV (incorporación y descomposición)

Los resultados muestran que el crecimiento vegetal del maíz, la colonización de HMA y la infección de *Pythium* de las raíces fue distinto entre los dos tiempos de siembra. El desempeño vegetal presentó el mismo patrón tanto en el tiempo 1 (t1=incorporación) como en el tiempo 2 (t2=descomposición). La colonización de HMA mostró el mismo patrón presentado en las UE, a excepción del testigo, que presentó valores bajos de colonización en los dos tiempos. Por su parte, la incidencia de *Pythium* no mostró un patrón definido. El ANDEVA multifactorial de dos vías mostró que hay diferencias significativas todas las variables medidas dependiendo del AV incorporado. Hubo diferencias significativas en todas las variables medidas tanto en el t1 [Desempeño vegetal (F (4, 1) = 43.01, $P = < 0.0001$); % de HMA (F (4, 1) = 72.82, $P = < 0.0001$); y % de *Pythium* (F (4, 1) = 12.42, $P = P = < 0.0001$)], como en el t2 [Desempeño vegetal (F (4, 1) = 20.39, $P = < 0.0001$); % de HMA (F (4, 1) = 220.40, $P = < 0.0001$); y % de *Pythium* (F (4, 1) = 3.53, $P = P = 0.0095$)], pero no hubo diferencias si el AV fue fertilizado o no con NPK. Todos los valores de estas variables se muestran en la Anexo 6.

La prueba de múltiples rangos LSD de Fisher para observar diferencias entre tratamientos (Figura 8), mostró que los tratamientos de avena, canola y malezas nativas, independientemente si tuvo o no fertilización mineral presentaron mayor peso seco total en el t2 que en el t1. Por su parte, los tratamientos con janamargo y testigo fueron que presentaron el desempeño vegetal más alto. En la colonización de HMA, todos los tratamientos presentaron mayor colonización en el t1 que en el t2, independientemente si tuvieron o no NPK (a excepción de la avena y el janamargo sin NPK). Los tratamientos con mayor colonización de HMA fueron los dos de janamargo, independientemente del tiempo (t1: 65.3%-con, 60.9%-sin; t2: 63.8%-con, 65.2%-sin). Le siguieron los de avena (t1: 46.3%-con, 24.5%-sin; t2: 52.1%-con, 56.3%-sin). Por su parte, el tratamiento con NPK que presenta menor porcentaje de colonización de HMA fue el de testigo (t1: 37.3%-con, 24.8%-sin; t2: 37.8%-con, 27.5%-sin).y el tratamiento sin NPK con menor porcentaje de colonización fue la canola (t1: 31.4%-con, 27.7%-sin; t2: 30.3%-con, 27.7%-sin).

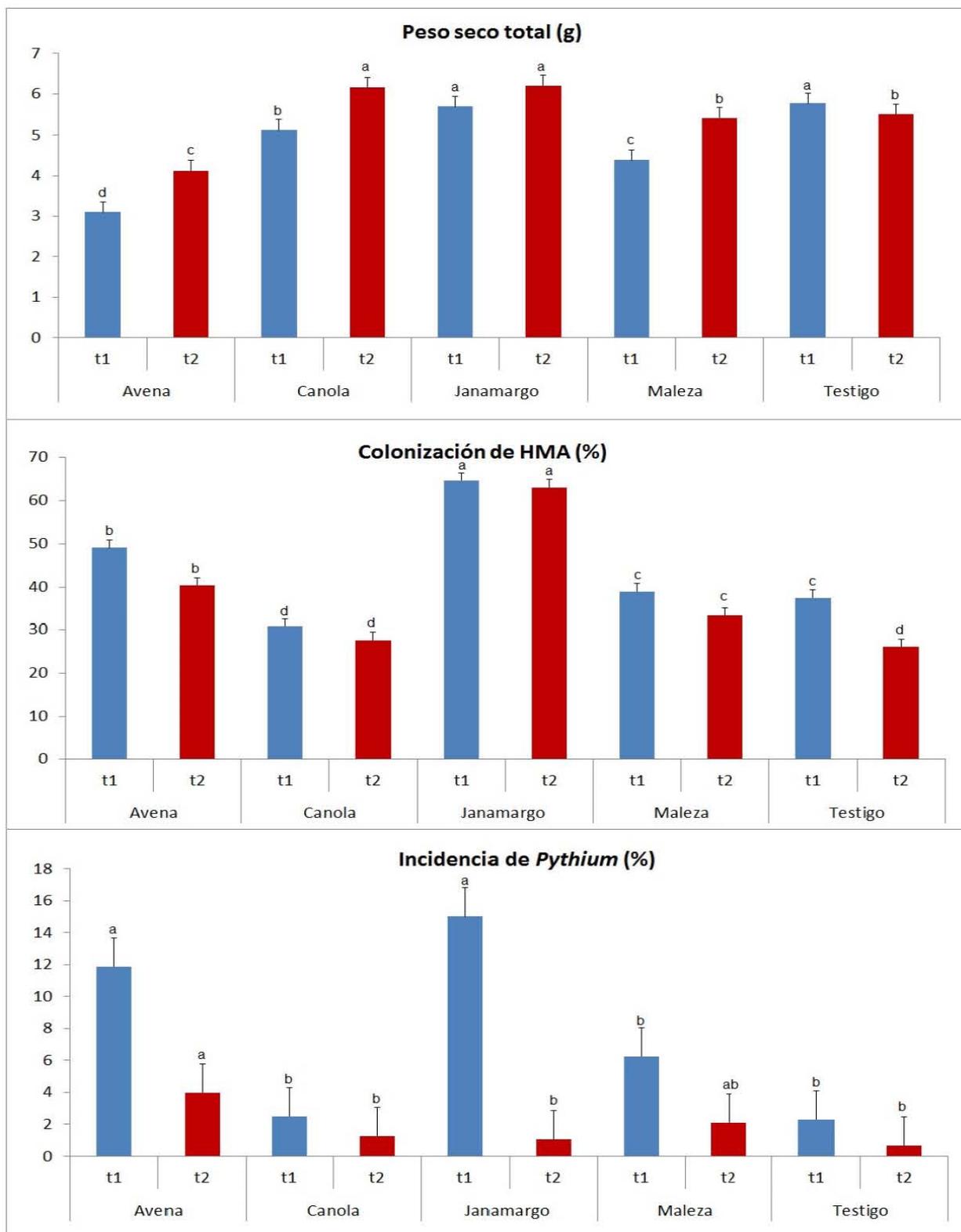


Figura 8. Histogramas de los promedios de las variables de desempeño, colonización de HMA e incidencia de *Pythium* en los tiempos t1 (incorporación) y t2 (descomposición). Se muestran los valores promedio de tratamientos con AV (con y sin NPK) y sus barras de error. Letras diferentes significan diferencias significativas entre tratamientos basándose en una prueba LSD Fisher ($P < 0.05$).

El porcentaje de infección por *Pythium* en todos los tratamientos fue mayor cuando el AV fue recién incorporado en el suelo (t1) que cuando ya estaba descompuesta su biomasa (t2). El tratamiento con NPK con mayor porcentaje de infección por *Pythium* cuando el AV fue incorporado (t1) fue el janamargo (16.3%), seguido de avena (9.2%). Cuando no hubo fertilización mineral el tratamiento con mayor porcentaje de infección fue avena (14.6%), seguido de janamargo (13.8%). Por su parte, el menor porcentaje de infección por *Pythium* lo presentó el tratamiento testigo (2.9%) seguido de canola (3.3%). Cuando el AV ya estaba degradado, independientemente de la fertilización mineral, (t2) el tratamiento con mayor porcentaje de infección por *Pythium* fue el de avena-NPK 4.6% y 3.3% avena-sinNPK. En contraparte, independientemente de la fertilización mineral, los tratamientos con menor incidencia de *Pythium* en las raíces cuando el AV ya estaba descompuesto en el suelo fueron los de janamargo (0.8% con NPK y 1.3% sin NPK).

5. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

5.1 Desempeño y nutrición vegetal de los abonos verdes

Avena. La avena tuvo notoria respuesta vegetal a la fertilización mineral, así mismo fue el tratamiento que mayor almacenamiento de biomasa presentó entre todos los AV. Presentó menor diferencia en la relación peso seco aéreo/peso seco radicular (psa/psr) entre tratamientos (1.8 y 1.9 con y sin NPK, respectivamente). Por otro lado, la deficiencia de fósforo debido a las características del suelo se reflejó en la avena, ya que presentó limitaciones en su crecimiento y síntomas de deficiencia de este nutriente cuando no tuvo fertilización mineral. En cuanto a la nutrición vegetal, la avena presentó una baja concentración de N y P en el tejido vegetal y no presentó diferencias entre tratamientos con o sin fertilización mineral. Indicando que los nutrientes estaban siendo ocupados en el crecimiento vegetal y estaban distribuidos en toda la planta de manera equitativa conforme se desarrollaba la misma, independientemente si fue fertilizada con NPK. Esto se observa también con la similitud en la concentración de los nutrientes entre tratamientos con y sin NPK a pesar de tener un tamaño significativamente distinto (Coblentz *et al.*, 2014; Stanislaw, 2014). Es importante notar que al igual que otros cereales incorporó una alta cantidad de P_{total} en el suelo (Żebrowska *et al.*, 2011).

Canola. La canola tuvo una alta respuesta a la fertilización mineral y un bajo desempeño vegetal, parecido al de otras Brassicaceas (Sieling, 1997; Sieling *et al.*, 1998; Sieling y Christen, 2015). No obstante, los dos tratamientos de canola mostraron síntomas de deficiencia de P y N. La dosis de nitrógeno en la fertilización tenía el objetivo de no inhibir el desarrollo de poblaciones nativas de bacterias fijadoras de nitrógeno, sin embargo para el buen crecimiento de la canola es posible que se necesite proporcionar la dosis completa de P y N en el NPK (Sieling, 1997; Sieling *et al.*, 1998). La canola tuvo una alta relación psa/psr cuando tuvo NPK, considerablemente distinta a la que no tuvo fertilización (3.7 con NPK; 1.9 sin NPK). Lo cual nos dice que hubo una fuerte respuesta de la canola a la fertilización, donde fomenta el crecimiento

de la parte aérea. Sin embargo, el bajo peso seco radicular podría deberse a que en la cosecha la raíz de la canola era muy fina y el suelo de los tratamientos de canola tenía una textura muy limosa, lo que ocasiono una mayor pérdida de raíz en la cosecha respecto a los otros tratamientos. Con el único tratamiento con el que presentó diferencias menores significativas en la concentración de [N] y [P] fue con el janamargo. Así mismo, no mostró una respuesta diferencial en la concentración nitrógeno entre tratamientos con y sin fertilización mineral indicando que la cantidad de nutrientes incorporados, especialmente N, es independiente de la fertilización mineral y está más asociada a la naturaleza de la planta, la cual no se caracteriza por tener altos contenidos de N (Belanger *et al.*, 2015). El sustrato usado, al ser un suelo pobre en fósforo, explica las diferencias en el contenido de P_{total} incorporado al suelo.

Janamargo. El janamargo fue el AV que presentó la menor respuesta a la fertilización mineral. Tuvo la relación psa/psr más baja entre todos los tratamientos (1.2 con NPK y 1.5 sin NPK). Debido a que el janamargo desarrolla una exitosa simbiosis bacteriana con *Rhizobium* (García-Garrizo, *et al.*, 2014; Jorin e Imperial, 2015), el desarrollo radicular es sumamente prolífero comparado con plantas de familias distintas a la Fabaceae (Vandenkoornhuysen *et al.*, 2015). Esto se refuerza con la ausencia de diferencias significativas en el peso seco aéreo del janamargo, ya que es el único AV que no mostró diferencias en esa variable, lo cual nos dice que hay una transferencia de nutrientes satisfactoria (principalmente nitrógeno) desde la raíz hacia la parte aérea (García-Garrizo, *et al.*, 2014;), independientemente de la fertilización mineral. Sin embargo, es importante resaltar que si hubo diferencias significativas en el peso seco total cuando el janamargo tuvo o no fertilización mineral. Es notable que la fertilización mineral no provocara una disminución en desarrollo de nódulos de *Rhizobium*. En realidad, era un resultado esperado y buscado, ya que la fertilización con NH_4NO_3 fue relativamente baja (33 mg/kg_{suelo}), sólo para promover ligeramente el crecimiento vegetal sin inhibir las interacciones microbiológicas (Bruning y Rozema, 2013; Nursu'aidah *et al.*, 2014). El janamargo fue el AV que tuvo la mayor concentración de nutrientes en el tejido vegetal (N y P), así mismo fue el único AV que presentó

diferencias significativas en la concentración de estos nutrientes entre tratamientos con y sin fertilización mineral. Indicando, a diferencia de los demás AV la concentración de nutrientes en el janamargo si responde a la fertilización mineral con NPK, y está directamente relacionada con la biomasa almacenada por la planta (Türk *et al.*, 2010; Sürmen *et al.*, 2011; Yildiz y Türk, 2015). A pesar de ser el AV que menor respuesta al NPK mostró en desempeño vegetal, fue el que mayor respuesta a la concentración de nutrientes tuvo. Estos datos concuerdan con otras investigaciones que resaltan la alta nutrición que presenta este cultivo para usarlo como forraje para el ganado (Türk *et al.*, 2010). Por lo tanto, el janamargo fue el AV que mayor cantidad total de nutrientes incorporó al sistema, especialmente nitrógeno debido a la incorporación de N atmosférico por la asociación con *Rhizobium* (Bruning y Rozema, 2013). El janamargo tiene un buen desempeño y nutrición vegetal independientemente de la fertilización mineral (Sürmen *et al.*, 2011).

Malezas nativas. Las malezas nativas fue el tratamiento que presentó la mayor respuesta a la fertilización mineral. Los tratamientos con NPK tuvieron más del triple del peso seco total que los tratamientos sin fertilización mineral. Sin embargo, no presentaron una respuesta positiva en la concentración [N] y [P] Es probable que el banco de semillas que normalmente persiste en los suelos agrícolas es de plantas arvenses susceptibles a la fertilización mineral nitrogenada pero está adaptada a las condiciones de baja fertilidad donde se ha desgastado mucho la estructura del suelo y por tanto sus propiedades químicas (Bajwa, 2014; Hosseini *et al.*, 2014; Mao *et al.*, 2015). Para que estas plantas aumenten la biomasa almacenada sería necesario incrementar las dosis de NH_4NO_3 en el suelo (al menos 180 mg de NH_4NO_3 por kg de suelo). Por otro lado, fue el AV con la más alta proporción psa/psr (3.9 con NPK; 1.7 sin NPK). Las plantas arvenses en estos bancos de semillas destinan mayormente los nutrientes a la parte aérea y tienen un pobre crecimiento radicular pero resistente que les permite sostener bastante biomasa aérea (Blaise *et al.*, 2015; Torssell *et al.*, 2015). Por otro lado, si mostró diferencias significativas en la cantidad de P_{total} incorporado al sistema, probablemente debido a que algunos pastos que crecían ya estaban en floración y posiblemente con el metabolismo del P alterado (Huang *et al.*, 2015).

5.2 Dinámica de nutrientes en el agrosistema (AV - Suelo – Maíz)

5.2.1 Maíz con avena

La avena fue el abono verde que tuvo el desempeño vegetal significativamente más alto, aún sin tener fertilización mineral. De igual forma, fue el tratamiento que más fósforo incorporó al sistema y el segundo que incorporó más nitrógeno. Sin embargo, el desempeño vegetal de la planta de maíz fue significativamente el más bajo, ocupando el último lugar tanto en los tratamientos con NPK como sin fertilización mineral. Posiblemente algún factor inhibió el crecimiento del maíz; una es la posible inmovilización del N por la sobreacumulación de compuestos sulfurados por la AV como cultivo de cobertura y se acumula en el suelo (Eriksen *et al.*, 2004). Esto se apoya con el hecho de que el tratamiento de avena con NPK fue el único que presenta una concentración de NO_3 en el suelo al final del experimento significativamente mayor con los demás; otro factor que puede estar influyendo en el almacenamiento de carbono del maíz es la acumulación de micotoxinas HT-2 y T-2 producidas por *Fusarium* en la avena y que afectan el rendimiento de los cereales, ya que este hongo frecuentemente infecta a estas plantas (Eriksen *et al.*, 2004; Edwards y Anderson, 2011). Se puede descartar que los nutrientes estén siendo inmovilizados debido a las altas concentraciones de Nt y Pt en el tejido vegetal del maíz pero bajos contenidos totales de estos nutrientes en toda la planta, así como los más altos contenidos de PO_4^- , NO_3 y NH_4 disponibles en el suelo al final del experimento. Es posible que como AV la avena necesite más tiempo de descomposición para que desaparezcan las sustancias tóxicas derivadas de su degradación y así fomentar el crecimiento del maíz.

El flujo del fósforo en estos tratamientos se refleja en la concentración de Pt en el tejido vegetal del maíz así como en la mayor concentración de PO_4 en el suelo al final del experimento, donde, en ambos casos ocupó el primer lugar entre todos los tratamientos. Probablemente debido a la alta colonización por HMA en el maíz con avena. Así mismo, esta alta colonización por HMA con presencia considerable de arbusculos, indicando que el fósforo presenta un flujo constante en este agrosistema (Azcón *et al.*, 2003; Smith y Read, 2008; Sanclemente, 2012;

Álvarez-Sánchez *et al.*, 2013). Por otro lado, no obstante que fue el tratamiento con menor P_{total} en el maíz, las diferencias disminuyeron considerablemente si consideramos el paupérrimo desempeño vegetal del maíz en estos tratamientos. Así mismo, es evidente el efecto de la fertilización mineral en la dinámica del P en los tratamientos con avena, ya que fue el único tratamiento donde presentó diferencias tanto en la [P] en el tejido vegetal y en la $[PO_4]$ en el suelo, como en el desempeño vegetal, entre tratamientos con y sin fertilización mineral.

5.2.2 Maíz con canola

La canola tuvo un pobre desempeño vegetal, el segundo más bajo sólo por encima de las malezas nativas, así como una baja concentración de N y P en el tejido vegetal. Por tanto, fue un AV que incorporó pocos nutrientes al sistema. Si se le compara con la avena o el janamargo, incorporó una tercera parte (35%) del N_{total} incorporado por la avena y poco más de una cuarta parte (28%) de lo que incorporó el janamargo. En el caso del P_{total} incorporado, fue 59% menor que en la avena y 50% menor que en el janamargo. Esto se reflejó en que la planta de maíz tuvo un desempeño vegetal pobre. En ese sentido, sólo el tratamiento de maíz con avena creció menos que el tratamiento de maíz con canola. Además, la concentración de N en el tejido vegetal del maíz fue muy baja, no así la concentración de fósforo que tuvo una concentración regular.

Por tanto, no es sorprendente que la cantidad de NO_3 en el suelo al final del experimento fuera muy baja, debido a una posible mineralización (Wichern *et al.*, 2008). Esta situación contrasta con otros estudios que muestran que la parte radical de la canola fija cantidades considerables de nitrógeno (Wichern *et al.*, 2007; Wichern *et al.*, 2008). Sin embargo, es posible que el nitrógeno pueda no estar disponible para la planta debido a que la mayor parte del metabolismo de este nutriente en la canola se concentra en la elaboración de metabolitos secundarios (isocianatos) secretados por las raíces (Kirkegaard y Sarwar, 1998; Sarwar *et al.*, 1998), y aunque el nitrógeno no sale del sistema se transforma y no puede estar disponible para el maíz.

En cuanto a la dinámica del fósforo en este agrosistema con canola, es interesante notar que hubo un flujo de este nutriente. La canola aportó metabolitos secundarios que inhiben el crecimiento de microorganismos asociados a las raíces (Kirkegaard y Sarwar, 1998; Sarwar *et al.*, 1998). Esta situación normalmente se refleja en una baja colonización de HMA, lo cual disminuye indirectamente el flujo del fósforo hacia la planta (Azcón *et al.*, 2003). Este es el caso de los tratamientos con canola, donde, debido a su pobre desempeño vegetal el maíz tuvo poco contenido de fósforo total, sin embargo, presentó la segunda concentración más alta de fósforo en el tejido vegetal. Así mismo, fue el segundo AV en dejar mayor concentración de PO_4 en el suelo, independientemente de la fertilización mineral, lo cual sugiere un flujo deficiente de este nutriente hacia la planta. La inhibición de las asociaciones micorrízicas en la canola debido a los metabolitos secundarios presentes y secretados por la planta (Kirkegaard y Sarwar, 1998) representa un impacto negativo en la dinámica del fósforo (Smith y Read, 2008). El maíz no sólo carece de un inóculo de HMA proporcionado por el AV, sino que además, se inhibe el crecimiento de nuevos hongos por los residuos de la canola. Debido a esto, el maíz no tiene el suministro de fósforo que pueden aportar los HMA (Azcón *et al.*, 2003).

5.2.3 Maíz con janamargo

El janamargo presentó las más altas concentraciones de N y P en el tejido vegetal. Como resultado, fue el AV que incorporó mayor cantidad de nitrógeno al sistema y el segundo que más fósforo incorporó. Dado esta fertilidad y cantidad de nutrientes incorporados en el suelo, se considera que hubo un flujo constante de nutrientes en este sistema. El maíz en los tratamientos con janamargo, no tuvieron diferencias en sus variables de desempeño y nutrición vegetal entre tratamientos con y sin fertilización mineral, indicando que es un AV que no necesita NPK para tener un buen desempeño vegetal e incorporar nutrientes en el suelo. La concentración de estos nutrientes en el tejido de maíz fue baja pero presentó la mayor cantidad de N_{total} y de P_{total} en la planta.

El janamargo tuvo una rápida incorporación de su materia orgánica en el suelo y al presentar una considerable cantidad de nódulos de *Rhizobium* en ambos tratamientos (con y sin NPK), almacenó una buena cantidad de N₂ atmosférico en el tejido vegetal. Esto se puede deber al suministro extra de nitrógeno proporcionado la asociación con *Rhizobium* (Bruning y Rozema, 2013). Lo cual se refuerza con la cantidad de NH₄ disponible en el suelo al final del experimento, significativamente mayor en los tratamientos con fertilización mineral. En cuanto a la disponibilidad de NO₃ en el suelo al final del experimento, sólo los tratamientos de avena dejaron significativamente mayor cantidad de este compuesto nitrogenado. A pesar de que la planta de janamargo si respondió a la fertilización mineral, sus efectos no se reflejaron en el maíz.

La dinámica del fósforo en los tratamientos con janamargo fue igualmente bastante eficiente en ambos tratamientos. En este caso, los tratamientos de janamargo ocuparon el segundo lugar en la cantidad de P_t incorporado al sistema. Al igual que en el caso del nitrógeno, el maíz en estos tratamientos presentó una la baja concentración de fósforo en el tejido, y nuevamente en ambos casos no hay diferencias entre tratamientos con y sin fertilización mineral. Esta buena dinámica del fósforo puede estar relacionada con la colonización micorrízica (Azcón *et al.*, 2003; Smith y Read, 2008). Estos tratamientos fueron los que tuvieron significativamente mayor porcentaje de colonización micorrízica, y no hubo diferencias de esta medida entre tratamientos con y sin fertilización mineral. Así mismo, junto con el testigo, fue el tratamiento con mayor cantidad de arbusculos y de vesículas, lo cual indica una simbiosis mutualista eficiente (hongo - planta) donde hay un flujo de nutrientes constante, especialmente del fósforo (Azcón *et al.*, 2003). Aunado a eso, el tratamiento con janamargo y fertilización mineral fue el segundo que quedo con mayor cantidad de PO₄ en el suelo. En ese sentido, en los tratamientos de janamargo con NPK se puede observar que el suministro extra de fósforo proporcionado al AV al principio del experimento, se transforma en PO₄ en el suelo y como reserva extra de fósforo, comparado con el tratamiento sin fertilización mineral, el cual finalizó significativamente con menos PO₄ en el suelo al final del experimento.

5.2.4 Maíz con malezas nativas

Las malezas nativas fue el AV que incorporó menos poco fósforo y nitrógeno al sistema entre todos los tratamientos. Si se le compara con la avena o el janamargo, incorporó menos de una quinta parte (18%) del N_{total} incorporado por la avena y solo una séptima parte (14%) de lo que incorporó el janamargo. En el caso del P_{total} incorporado, fue 78% menor que en la avena y 70% menor que en el janamargo. Esto se reflejó en la planta de maíz que tuvo un desempeño vegetal pobre. Además, la [N] en el tejido vegetal del maíz fue la más baja, no así la [P] que tuvo una concentración regular. Es posible que sea necesario dejar crecer mayor tiempo a la maleza para que se incorpore una cantidad aceptable de nutrientes al sistema.

En este sistema, los valores tan bajos de nitrógeno incorporado se reflejaron en el crecimiento vegetal del maíz y en el bajo contenido de este nutriente en la planta. El contenido de NO_3 en el suelo al final del experimento fue bajo, significativamente menor en los tratamientos sin fertilización mineral, lo cual indica que un flujo de nitrógeno, ya que aunque la cantidad de nitrógeno que entro al sistema fue poco, se observa que la planta lo ocupa de manera regular de acuerdo a su disponibilidad. Es posible que las plantas crecidas en estos tratamientos sean plantas propias de suelos agrícolas (Bajwa, 2014; Blaise et al., 2015). Estas plantas se caracterizan por haberse adaptado a suelos erosionados y lixiviados, donde la disponibilidad de nitrógeno es casi nula si no hay fertilización mineral (Hosseini *et al.*, 2014). Esto se puede corroborar con los resultados del desempeño vegetal en los tratamientos con fertilización mineral, donde las malezas nativas crecieron más del triple e incorporaron una diferencia similar de nutrientes. Estas plantas arvenses son eficientes en el uso de nutrientes (Bajwa, 2014) y es posible que sea la razón de las diferencias significativas en el contenido de NO_3 al final del experimento.

En cuanto a la dinámica del fósforo en este agrosistema, es interesante notar que hubo un flujo de este nutriente en los tratamientos con NPK, a pesar de no tener concentraciones favorables para un buen desempeño vegetal del maíz (Echeverría y García, 1998). La colonización por HMA en las plantas con malezas nativas fue buena, lo cual nos indica que las

plantas de este tratamiento dejaron un inóculo considerable en el suelo cuando creció. Así mismo, esta colonización por HMA con presencia de arbusculos sólo en los tratamientos con fertilización mineral nos indica que el fósforo presenta un flujo moderado en el agrosistema (Azcón *et al.*, 2003; Smith y Read, 2008). El suelo usado se caracteriza por ser pobre en fósforo, y la naturaleza metabólica de las plantas arvenses es deficiente (Mao *et al.*, 2015), y puede ser la razón por la cual los tratamientos sin fósforo mineral casi no desarrollaron arbusculos, estructuras que ayudan al intercambio de fósforo entre el hongo y la planta (Smith y Read, 2008). El flujo del fósforo en estos tratamientos se refleja en el contenido de P_{total} en el tejido vegetal del maíz. Sin embargo, la deficiencia de fósforo en el suelo se observa en la más baja concentración de PO_4 en el suelo al final del experimento entre todos los tratamientos, donde, en ambos casos ocupó el último lugar entre todos los tratamientos.

5.2.5 Maíz sin AV (testigo)

Como era de esperarse, el maíz sin AV y sin NPK presentó un bajo rendimiento vegetal (Tejada *et al.*, 2008) pero sólo superado ampliamente por el janamargo sin NPK. En estos tratamientos no hubo posibilidad de inmovilización de nutrientes y aunado a eso, las UE en el testigo positivo tuvieron NPK completamente disponible y sin utilizar por ninguna planta, dejando así la disponibilidad exclusivamente para la planta de maíz. Cuando los AV están degradándose, los microorganismos presentes en ese proceso consumen muchos nutrientes que serán liberados lentamente hasta la completa descomposición de la biomasa vegetal. En ese sentido, en el testigo positivo todos los nutrientes proporcionados por el NPK y los nutrientes presentes en el suelo, inicialmente estuvieron completamente disponibles para el maíz y por lo tanto se desarrolló bien y rápido, teniendo el mejor desempeño vegetal junto con el maíz con janamargo con y sin fertilización mineral (Tejada *et al.*, 2008). Sin embargo, se espera un posterior decaimiento en el rendimiento de la planta debido a que el maíz consumió rápidamente todos los nutrientes presentes (Tejada *et al.*, 2008).

Por el contrario, el maíz en el testigo negativo tuvo un pobre desempeño vegetal. El maíz en este tratamiento mostró diferencias significativas sólo con el tratamiento de janamargo (dentro de los tratamientos sin fertilización mineral), el cual tuvo el mejor desempeño vegetal, junto con el testigo positivo y el de janamargo con fertilización mineral. El contenido total de nutrientes en el suelo al final del experimento en los tratamientos testigo fue el bajo.

En síntesis, la incorporación de janamargo como AV tiene efectos positivos en el desempeño vegetal del maíz incluso sin necesidad hacer fertilización mineral. Es posible que la avena necesite más tiempo de descomposición para que desaparezcan las sustancias tóxicas derivadas de su descomposición y así no inhibir el crecimiento del maíz ya que tuvo balances nutricionales satisfactorios tanto en el tejido vegetal como en el suelo. La canola inhibió la colonización por HMA pero contrario a lo que se esperaba, no ayudo para el control de *Pythium*. Por último, las malezas como AV, presentó diversos resultados se piensa que es necesario mayor tiempo de crecimiento antes de ser cosechada e incorporada para poder incorporar mayor biomasa vegetal y poder aportar beneficios al maíz.

5.3 Hongos micorrízicos arbusculares

5.3.1 Colonización de HMA en las raíces de maíz

La observación de las raíces en el microscopio mostró de manera general diferencias significativas en los porcentajes de colonización de las estructuras de los HMA en los tratamientos con los distintos AV's, sin embargo no mostró diferencias en la frecuencia de ninguna de las estructuras de HMA cuantificadas entre los tratamientos con y sin fertilización mineral. Los tratamientos con janamargo y en testigo positivo fueron los que presentaron mayor colonización total de HMA, mientras que los tratamientos con canola fueron los que menor porcentaje de colonización de HMA presentaron. Para una mejor discusión de los resultados, éstos se mostrarán y discutirán de acuerdo al abono verde en cuestión.

HMA de maíz con avena. Este tratamiento presentó más vesículas que los demás tratamientos con AV. Sin embargo, sólo presentó más arbuscúlos que los tratamientos con canola y la maleza sin NPK. El maíz con avena no representó una fuente de carbohidratos constante para los HMA, por lo que estos almacenaron una mayor cantidad de reservas propias y no hubo un intercambio de nutrientes entre la planta y el hongo y por tanto el desempeño vegetal de la planta de maíz se vio afectado debido a que invirtió energía en el establecimiento de la simbiosis (Smith y Read, 2008). Por otro lado, fue el abono verde que tuvo significativamente mayor cantidad de colonización por otros microorganismo, ya sea por *Pythium*, basidiomicetos saprofitos o protozoarios y fue el AV que presentó mayor cantidad de micelio extraradical, indicando que hubo una búsqueda por parte del hongo para poder colonizar otra planta (Smith y Read, 2008).

HMA de maíz con canola. La canola, como todas las brassicaceas es una planta que produce compuestos alelopáticos que inhiben el crecimiento de los microorganismos en las raíces (Kirkegaard y Sarwar, 1998). A pesar de llevar un tiempo incorporándose la biomasa de la canola, todavía quedaron suficientes residuos de los compuestos que inhiben el crecimiento de hongos, impidiendo que haya un buen desarrollo de micelio (Sarwar *et al.*, 1998). Esta situación se vio claramente reflejada en la colonización total de HMA en el maíz. Por lo tanto, dada estas condiciones, el maíz con canola fue el tratamiento que tuvo una menor colonización micorrízica en general en todas las estructuras, así como fue el que presentó el mayor porcentaje sin colonización de ningún hongo (62.8%).

HMA de maíz con janamargo. El maíz en los tratamientos con janamargo presentó resultados muy satisfactorios en la colonización micorrízica. Fue el AV que presentó mayor porcentaje de hifas, coils y sobre todo arbuscúlos. Sugiriendo que había un intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta (Smith y Read, 2008). El maíz al presentar un buen desempeño vegetal le proporcionaba buena cantidad de carbono a los HMA, y al fijarse previamente N en el suelo con janamargo, el hongo pudo proporcionar N₂ y principalmente P en mayores cantidades al maíz y hubo una simbiosis más equitativa (Azcón *et al.*, 2003). Los HMA

tuvieron la posibilidad de almacenar reservas energéticas en sus vesículas. Fue el tratamiento que presentó menor cantidad de micelio extraradical, lo cual nos indica que el hongo no exploró para colonizar nuevas raíces. Fue el AV que presentó menor colonización de la raíz por otros microorganismos y presentó el menor porcentaje sin colonizar entre todos los tratamientos.

HMA de maíz con malezas nativas. El maíz de los tratamientos con malezas nativas tuvo una moderada colonización por HMA cuando tuvo fertilización mineral. Al igual que los tratamientos con avena, el maíz con malezas nativas no representó una buena fuente de carbohidratos para los HMA. A excepción de las vesículas, los tratamientos con malezas nativas no mostraron diferencia en la frecuencia de ninguna de las estructuras de los HMA. En ese sentido, fue el tratamiento que menor cantidad de vesículas presentó entre todos.

HMA de maíz sin AV (testigo). El maíz en los tratamientos testigo presentó una alta colonización de HMA. Sin embargo, no mejoraron a los tratamientos con janamargo en ningún parámetro, a excepción de la cantidad de vesículas. Lo notable de los resultados en el testigo es que si hubo una diferencia clara en la colonización total entre tratamientos con y sin NPK, presentando mayor colonización de HMA los tratamientos con fertilización mineral. Las plantas de maíz sin NPK no crecieron bien y no proporcionaron carbono al hongo, dedicando más energía formando más estructuras de almacenamiento (Smith y Read, 2008 Torsell *et al.*, 2015).

5.3.2 Biomasa fúngica extraradical (ácidos grasos 16:1w5c)

Los resultados de la determinación biomasa fúngica como micelio externo en el suelo medido mediante la extracción de ácidos grasos mostro una proporción de ácidos grasos 16:1w5c/19:0 mayor en los tratamientos con janamargo independientemente de la fertilización inorgánica. Al igual que con la medición por microscopia de los HMA la cantidad de micelio externo fue independiente de la fertilización inorgánica pero si presento diferencias de acuerdo al AV con el que se fertilizó. En general, se observó el mismo patrón mostrado en la observación microscópica de las raíces, sin embargo los valores de biomasa fúngica externa en los tratamientos con avena

disminuyeron comparado con los valores de la observación microscópica de la raíz. Los tratamientos con janamargo fueron acorde a los resultados de colonización micorrízica los que presentaron mayor cantidad de biomasa fúngica representada como micelio externo en el suelo, mientras que el tratamiento con avena sin fertilización mineral fue el que menor biomasa fúngica presentó.

5.4 Incidencia de Pythium en la raíz de maíz

En general, fue difícil observar un patrón definido en la incidencia de *Pythium* en las raíces. La incidencia de este oomycete no mostró diferencias significativas entre los tratamientos con y sin fertilización mineral. Además en algunos tratamientos (avena y canola) el promedio de la incidencia era mayor en los tratamientos sin fertilización mineral y en otros (janamargo, malezas y testigo) era mayor en los que tenían NPK. Sólo hubo 3 casos donde hubo diferencias significativas en la incidencia de *Pythium* entre tratamientos. En ese sentido, en el maíz con janamargo hubo significativamente mayor incidencia de *Pythium* en las raíces que en los tratamientos con maleza y del testigo, al igual que en los de canola donde hubo mayor incidencia que en los de malezas. Los tratamientos de janamargo y el de canola sin fertilización mineral presentaron la mayor incidencia de *Pythium*, mientras que los de testigo y maleza presentaron los valores más bajos. Es de esperarse que el tratamiento de canola sin fertilización mineral tenga mayor porcentaje de colonización que el maíz con canola y NPK, debido a hay una mayor cantidad de metabolitos secundarios inhibidores del crecimiento de microorganismos cuando la canola presenta un buen desempeño vegetal (Sarwar *et al.*, 1998). Sin embargo, sorprende el hecho de que los tratamientos con canola no fueron los que menor incidencia presentaron, sino todo lo contrario. Es posible que los metabolitos secundarios producidos por la canola tengan mayor efectividad inhibiendo hongos y no inhiban el crecimiento de Oomycetes (Nelson, 2004; Molina-Gayosso *et al.*, 2007). No obstante, los resultados pierden relevancia debido a que los valores de la incidencia de este oomycete son muy bajos, lo cual indicaría que este suelo no tiene

problema con este oomicete (Nelson, 2004). Los resultados en la avena y la producción de micotoxinas producidas por *Fusarium* en los cereales (Edwards y Anderson, 2011), sugieren que posiblemente la incidencia de *Fusarium* representa un problema más importante en este suelo agrícola.

5.5 Monitoreo en el tiempo del efecto de los AV (incorporación y descomposición)

El objetivo de esta observación era definir el mejor momento de siembra del maíz entre el momento de incorporación de los AV y el momento semanas después cuando su biomasa fue incorporada. Debido a esta situación, era de esperarse que los patrones en las medidas de desempeño vegetal del maíz, así como los de colonización de HMA fueran los mismos que presentaron las UE. En cuanto a la incidencia de *Pythium* en este caso el maíz con canola presentó los valores más bajos de incidencia, posiblemente a debido a que el suelo estaba esterilizado y los efectos alelopáticos fueron suficientes para la inhibición del crecimiento de *Pythium* debido a la poca cantidad de inóculo usado. En cuanto a las diferencias entre los dos tiempos (incorporado - descomposición), los resultados muestran que el crecimiento vegetal del maíz fue significativamente mayor cuando se el maíz fue sembrado ya que el AV ya estaba degradado en el suelo que cuando se sembró recién incorporado el AV. De la misma manera, se presentó una mayor colonización de las raíces de maíz por HMA cuando el AV ya estaba degradado respecto a cuándo fue incorporado. Por su parte, la infección de las plantas con *Pythium* fue muchísimo menor cuando el AV ya estaba degradado. Por lo tanto, hubo diferencias significativas en todas las variables medidas entre los tiempos, siendo más positivos cuando el AV ya estaba incorporado (t2). Debido a la poca cantidad de inóculo, no hubo diferencias en ninguna variable entre tratamientos con y sin fertilización mineral.

6. CONCLUSIONES

La conclusión principal es que la incorporación de AV en el suelo tiene efectos significativos en el desempeño y nutrición vegetal del maíz, en términos de concentración y contenido total de nutrientes (Nitrógeno y Fósforo). Así mismo, tiene efectos significativos en la colonización de HMA en el maíz y en la incidencia de *Pythium* en las raíces. Los AV que incorporaron significativamente mayor biomasa y nutrientes fueron los de janamargo y avena. Se determinó que el mejor momento para la siembra del maíz es cuando ocho semanas después, cuando se considera que el AV ya se ha incorporado al suelo.

Se puede concluir que la estrella entre los AV es el janamargo, ya que fijo N_2 en el suelo, proporcionó un alta biomasa vegetal en el suelo, promovió el crecimiento vegetal del maíz, disminuyó la cantidad de organismos patógenos en la raíz y por último, las plantas de maíz que crecieron bajo la influencia de este AV tuvieron una alta colonización de HMA con muchas estructuras funcionales como vesículas y arbusculos. Por lo tanto, es recomendable el uso del janamargo como AV para mejorar la salud y nutrición vegetal del maíz sin necesidad de fertilización inorgánica en suelo pobres de fósforo.

7. LITERATURA CITADA

- Alexopoulos C., Mims C. y Blackwell M. 1996. *Introductory Mycology*. Wiley, New York, N.Y, E.U.A.
- Álvarez-Sánchez M., Hernández-Acosta E., Maldonado-Torres R. y Rivera-González M. 2013. Encalado y micorriza para corregir deficiencia de fósforo en un Andisol cultivado con *Pinus halapensis*. *Madera y Bosques* **19**:7–16.
- Altieri M. 1992. *Biodiversidad, Agroecología y Manejo de Plagas*, CETAL Ediciones, Valparaíso, Chile.
- Altieri M. y Nicholls C. 2000. *Agroecología. Teoría y práctica para una agricultura sustentable*. Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (PNUMA). México, D.F., México.
- Altieri M y Nicholls C. 2006. Optimizando el manejo agroecológico de plagas a través de la salud del suelo. *Agroecología*. **1**:29–36.
- Altieri, M. y Rosset P. 1995. Agroecology y the conversion of large-scale conventional systems to sustainable management. *International Journal of Environmental Studies* **50**:165–185.
- Andrades M. y Martínez M. 2014. *Fertilidad del suelo y parámetros que la definen*. Universidad de La Rioja. Logroño, España.
- Ambrosano E., Azcón R., Cantarella H., Ambrosano G., Schammas E., Muraoka T., Trivelin P., Rossi F., Guirado N., Golcaves-Ungaro M. y Teramoto. 2010. Crop rotation biomass and arbuscular mycorrhizal fungi effects on sugarcane yield. *Scientia Agricola*. **67**:692–701.
- Azcón R., Ambrosano E., y Charest C. 2003. Nutrient acquisition in mycorrhizal lettuce plants under different phosphorus and nitrogen concentration. *Plant Science* **165**:1137–1145.

- Bajwa A. 2014. Sustainable weed management in conservation agriculture. *Crop Protection* **65**:105–113.
- Barrer S. 2009. El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Facultad de Ciencias Agropecuarias* **7**:123–132.
- Belanger G., Ziadi N., Pageau D., Grant C., Lafond J. y Nyiraneza J. 2015. Shoot growth, Phosphorus-nitrogen relationships, and yield of canola in response to mineral phosphorus fertilization. *Agronomy Journal* **107**:1458–1464.
- Bethlenfalvay G. 1991. Mycorrhizae and crop productivity. En: Bethlenfalvay G. y Linderman R. (eds.). *Mycorrhizae in Sustainable Agriculture*. pp. 1-27. Special Publication 54. American Society of Agronomy Madison, WI, E.U.A.
- Bethlenfalvay G. y Linderman R. 1992. *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. ASA. Special Publication, Madison, Wisconsin. 124 pp.
- Blanco F. y Gutiérrez R. 1998. Efecto de la *Mucuna* sp. en la composición de la comunidad de hongos MA del suelo y en la respuesta del maíz a la inoculación con hongos MA. *Agronomía Costarricense* **22**(2):153–161.
- Blaise D. Wanjari R., Singh R. y Hati K. 2015. The response of weed community in soybean with conventional and conservation tillage systems on rainfed Vertisols. *Archives of Agronomy and Soil Science* **61**:1289–1301.
- Bruning B. y Rozema J. 2013. Symbiotic nitrogen fixation in legumes - Perspectives for saline agriculture. *Environmental and Experimental Botany* **92**:134–143.
- Bunch R. 2004. *El uso de Abonos Verdes por agricultores campesinos: lo que hemos aprendido hasta la fecha*. Centro Internacional sobre Cultivos de Cobertura (CIDICCO). Tegucigalpa, Honduras.

- Cano M. 2011. Una revisión de la interacción de organismos benéficos en plantas: micorrizas, *Trichoderma* spp y *Pseudomonas* spp. *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica* **14**:15–31.
- Coblentz W., Jokela W. y Bertram M. 2014. Cultivar, harvest date, and nitrogen fertilization affect production and quality of fall oat crop. *Economics, Production & Management*. **106**:2075–2014.
- Conway, G. R. y Pretty, J. N. 1991. *Unwelcome harvest: agriculture and pollution*. Earthscan Publisher. Londres, Reino Unido.
- Cheng X. y Baumgartner K. 2004. Arbuscular mycorrhizal fungi mediated transfer from vineyard covercrops to grapevines. *Biology and Fertility of Soils* **40**:406–412.
- Doebley, J.F., y H.H. Iltis. 1980. Taxonomy of *Zea* (Gramineae). I. A subgeneric classification with key to taxa. *American Journal of Botánica* **67**(6):982–993.
- Djonović S., Pozo M., Kenerley C. 2006. Tvbn3 a b-16- glucanase from the biocontrol fungus *Trichoderma virens* is involved in mycoparasitism and control of *Pythium ultimum*. *Applied Environmental Microbiology* **72**:7661–7670.
- Echeverría H. y García F. 1998. Guía para la fertilización fosfatada de trigo, maíz, girasol y soja. *Boletín Técnico EEA INTA Balcarce* **149**:23-45.
- Edwards y Anderson. 2011. Impact of agronomy on HT-2 and T-2 toxin content of oats. *Plant Breeding and Seed Science*. **63**:49–57.
- Eriksen J. Thoroup-Kristensen K. y Askegaard M. 2014. Plant availability of catch crop sulfur following spring incorporation *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* **167**:609–615.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2003. *Maize: Post-Harvest Operation*. Food and Agriculture Organization of United Nations. Roma, Italia.

- Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2008. *An international technical workshop investing in sustainable crop intensification: The case for improving soil health*. FAO, Roma, Italia.
- Fravel D, Olivain C. y Alabouvette C. 2003. *Fusarium oxysporum* and its biocontrol. *New Phytologist* **157**:493–502.
- García-Garrigo A., Tejera N., Lluch N. y Palma F. 2014. Metabolic responses in root nodules of *Phaseolus vulgaris* and *Vicia sativa* exposed to the imazamox herbicide. *Pesticide Biochemistry and Physiology* **111**:19–23.
- Giller K., Beare, M., Lavelle, P., Izac, A. y Swift, M. 1997. Agricultural intensification, soil biodiversity and agroecosystem function. *Applied Soil Ecology* **6**: 3-16.
- Giovannetti M. y Mosse B. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist* **84**:489–500.
- Gliessman S. 1998. *Agroecología: procesos ecológicos en agricultura sostenible*. LITOCAT. Turrialba, Costa Rica.
- Goñi J., Lafarga A., Segura A. y Delgado J. 2004. Estrategias para el desarrollo de las leguminosas grano en Navarra. *Navarra agraria* **147**: 19-24.
- Guanche A. 2012. *Los Abonos Verdes: Información técnica*. AgroCabildo. Tenerife, España.
- Guzmán G. y Alonso A. 2008. *Buenas Prácticas en Producción Ecológica: Uso de Abonos Verdes*. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Santa Fe, Granada, España.
- Harman G., Petzoldt R., Comis A. y Chen J. 2004 Interactions between *Trichoderma harzianum* strain T22 and maize inbred line Mo17 and effects of these interactions on diseases caused by *Pythium ultimum* and *Colletotrichum graminicola*. *Phytopathology* **94**:147–153.

- Honrubia, M. 2009. Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. *Anales del Jardín Botánico de Madrid*. **66**:133–144.
- Hosseini P., Karimi H., Babaei S., Rahimian-Mashhadi H. y Oveisi M. 2014. Weed seed bank as affected by crop rotation and disturbance. *Crop Protection* **64**:1–6.
- Huang W., Yu X., Tang J., Zhu Y., Zhang Y. y Li D. 2015. Enhanced adsorption of phosphate by flower-like mesoporous silica spheres loaded with lanthanum *Microporous and Mesoporous Materials* **217**:225–232.
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. 2009. *VIII Censo Agrícola, Ganadero y Forestal 2007*. INEGI. México, D.F., México.
- Kato Yamakake T., Mapes Sánchez C., Mera Ovando L., Serratos Hernández J. y Bye Boettler R. 2009 *Origen y Diversificación del Maíz. Una Revisión Analítica*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México D.F., México.
- Janvier C., Villeneuve F., Alabouvette C., Edel-Hermann V., Mateille T. y Steinberg C. 2007. Soil health through soil disease suppression: which strategy from descriptors to indicators? *Soil Biology and Biochemistry* **39**:1–23.
- Jorriin B. e Imperial, J. 2015. Population genomics analysis of legume host preference for specific rhizobial genotypes in the *Rhizobium leguminosarum* bv. *viciae* symbioses. *Molecular Plant Microbe Interactions* **28**:310–318.
- Jugenheimer R.W. 1988. *Maíz, variedades mejoradas, métodos de cultivo y producción de semillas*. Limusa. México. 841pp.
- Kirkegaard J. y Sarwar M. 1998. Biofumigation potential of brassicas: variation in glucosinolate profiles of diverse field-grown brassicas. *Plant Soil* **201**:71–89.
- Kurle J. y Pflieger F. 1994. The effects of cultural practices and pesticides on VAM fungi. En: Pflieger F y Linderman R. (eds.) *Mycorrhizae and plant health*. pp 101–131. APS Press.

- Kubicek C., Mach R., Peterbauer C. y Lorito M. 2001. *Trichoderma*: from genes to biocontrol. *Journal of Plant Pathology* **83**:11–23.
- Lynch J. 1990. *The Rhizosphere*. Wiley. Londres, Reino Unido.
- Martínez-Frías J. 2012. *Propagación y técnicas de cultivo de la avena en grano*. Centro de Investigación y Estudios Avanzados (CINVESTAV) del Instituto Politécnico Nacional, Guanajuato, México.
- McGonigle P., Millers M., Evans D., Fairchild G. y Swam, J. 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* **115**:495–501.
- Magdoff F. y Van Es H. 2000. *Building soils for better crops*. SARE. Washington D.C., E.U.A.
- Mao X., Xu X., Lu K., Gielen G., Luo J., He L., Donnison A., Xu Z., Xu J., Yang W., Song Z. y Wang H. 2015. Effect of 17 years of organic and inorganic fertilizer applications on soil phosphorus dynamics in a rice–wheat rotation cropping system in eastern China. *The Journal of Soils and Sediments* **15**:1889–1899.
- Mejía D. 2003. *Maize: Post-Harvest Operation*. FAO, AGST. Roma, Italia.
- Mellaned F. 2010. Consideraciones ecológicas para el desarrollo de programas de manejo integrado de malezas. *Agroecología* **5**:73–78.
- Molina-Gayosso E., García-Espinosa R., Zavaleta-Mejía E., Rojas-Martínez R. y Pérez-Moreno J. 2007. *Pythium* spp. ¿Potencia las posibilidades de control biológico a la complejidad microbiana? *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas* **10**:74–77.
- Mugendi-Njeru E., Avio L., Sbrana C., Turrini A., Bocci G., Bàrberi P. y Giovannetti M. 2014. First evidence for a major cover crop effect on arbuscular mycorrhizal fungi and organic maize growth. *Agronomy for Sustainable Development* **34**:841–848.

- Murphy, J. y Riley J.P. 1962. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta* **27**:31–36.
- Muthukumar T. y Udaiyan K. 2000. Influence of organic manures on arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Vigna unguiculata* (L.) Walp. in relation to tissue nutrients and soluble carbohydrate in roots under field conditions. *Biology and Fertility of Soils* **31**:114–120.
- Nadal A. y Wise T. 2004. Los costos ambientales de la liberación agrícola: El comercio de maíz entre México y Estados Unidos en el marco del NAFTA. En: Blanco H., Toledo de Algueira L. y Gallagher K. (Eds.). *Globalización y medio ambiente lecciones desde las Américas*. Heinrich Böll Foundation North America. E.U.A. pp. 1–44.
- Nelson. 2004. Biological Control of Oomycetes and Fungal Pathogens. *Encyclopedia of Plant and Crop Science* **45**:137–140.
- Nicholls C. 2006. Bases agroecológicas para diseñar e implementar una estrategia de manejo de hábitat para control biológico de plagas. *Agroecología* **1**:37–48.
- Nursu'aidah H., Motior M., Nazia A., y Islam M. 2014. Growth and photosynthetic responses of long bean (*Vigna unguiculata*) and mung bean (*Vigna radiata*) response to fertilization. *The Journal of Animal & Plant Sciences* **24**:573–578.
- Pérez-Luna Y., Álvarez-Solís D., Mendoza-Vega J., Pat-Fernández J., Gómez-Álvarez R. y Cuevas L. 2012. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in maize with cover crops and biofertilizers in Chiapas, Mexico. *Gayana Botanica* **69**(1):46–56.
- Raaijmakers J., Paulitz T., Steinberg C., Alabouvette C. y Moënné-Loccoz Y. 2009. The rhizosphere: a playground and battlefield for soilborne pathogens and beneficial microorganisms. *Plant and Soil* **321**:341–361.
- Reyes C., P. 1990. *El maíz y su cultivo*. AGT-EDITOR S.A. México, D.F.

- Ron P., Sánchez G., Jiménez C., Carrera V., Martín L., Morales R., de la Cruz L., Hurtado P., Mena M. y Rodríguez F. 2006. Maíces nativos del Occidente de México. 2004. *Scientia-CUCBA* **8**:1–139.
- Sanclemente Reyes. 2012. *Efecto de M. pruriens con una gramínea, sobre la simbiosis rizosférica y la movilización de N y P: maíz (Zea mays L.) y soya (Glycine max L.)*. Tesis de Doctorado. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agropecuarias Colombia.
- Sarwar M., Kirkegaard J., Wong P. y Desmarchelier J. 1998. Biofumigation potential of brassicas—III. In vitro toxicity of isothiocyanates to soil-borne fungal pathogens. *Plant Soil* **201**:103–112.
- Sasser M. 1990. Identification of Bacteria by Gas Chromatography of Cellular Fatty Acids. Technical Note No. 101 *Sherlock Microbial Identification System (MIS)*. MIDI-Inc. E.U.A.
- Schalamuk S. 2006. Fungal spore diversity of arbuscular mycorrhizal fungi associated with spring wheat: effects of tillage. *Micología* **98**:16–22.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 2008. *Anuario de la Producción Agrícola*. México, D.F.
- Serralde A. y Ramírez, M. 2004. Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Revista Corpoica*, **5**:31–40.
- Sieling K., Christen O. 1997. Effect of preceding crop combination and N fertilization on yield of six oil-seed rape cultivars (*Brassica napus* L.). *European Journal of Agronomy* **7**:301–306.

- Sieling K. y Christen O. 2015. Crop rotation effects on yield of oilseed rape, wheat and barley and residual effects on the subsequent wheat. *Archives of Agronomy and Soil Science* **61**:1531–1549.
- Sieling K, Schröder H. y Hanus H. 1998. Mineral and slurry nitrogen effects on yield, N uptake, and apparent N use efficiency of oilseed rape (*Brassica napus*). *Journal of Agricultural Science* **130**:165–172.
- Smith S. E. y Read D. J. 2008. *Mycorrhizal Symbiosis*. Elsevier. Oxford, Reino Unido.
- Stanislaw C. 2014. A study on the effects of foliar feeding under different soil fertilization conditions on the yield structure and quality of common oat (*Avena sativa* L.). *Acta Agrobotanica* **67**:109–120.
- Sürmen M., Yavuz T. y Çankaya N. 2011. Effects of phosphorus fertilization and harvesting stage on forage yield and quality of common vetch *Journal of Food, Agriculture & Environment* **9**:353–355.
- Tejada M., González J., García-Martínez A y Parrado J. 2008. Effects of different green manures on soil biological properties and maize yield. *Bioresource Technology* **99**:1758–1767.
- Universidad Nacional Autónoma de México. 2007. *Nuevo Atlas de México*. Instituto de Geografía. 2da. Ed. México, D.F.
- Torsell B., Eckersten H., Anbari S., Lundkvist A. y Verwijst T. 2015. Modelling below-ground shoot elongation and emergence time of *Sonchus arvensis* shoots. *Acta Agriculturae Scandinavica, Soil & Plant Science* **65**:582–588.
- Türk M., Albayrak S. y Yüksel O. 2010. Effects of fertilisation and harvesting stages on forage yield and quality of hairy vetch (*Vicia villosa* Roth.) *New Zealand Journal of Agricultural Research* **52**:269–275.

- Vandenkoornhuyse P., Quaiser A., Duhamel M., Le Van A. y Dufresne A. 2015. The importance of the microbiome of the plant holobiont. *New Phytologist* **206**:1196–1206.
- Van Dijk K. y Nelson, E.B. 2000. Fatty acid competition as a mechanism by which *Enterobacter cloacae* suppresses *Pythium ultimum* sporangium germination and damping-off. *Applied and Environmental Microbiology*. **66**: 5340–5347.
- Wichern F., Mayer J., Joergensen R. y Torsten Müller T. 2007. Rhizodeposition of C and N in peas and oats after ^{13}C – ^{15}N double labelling under field conditions. *Soil Biology & Biochemistry* **39**: 2527–2537.
- Wichern F., Eberhardt E., Mayer J., Joergensen R. y Müller T. 2008. Nitrogen rhizodeposition in agricultural crops: Methods, estimates and future prospects. *Soil Biology & Biochemistry* **40**:30–48.
- Woo S., Scala F., Ruocco M., Lorito M. 2006. The molecular biology of the interactions between *Trichoderma* spp. phytopathogenic fungi and plants. *Phytopathology*. **96**:181–185.
- Yildiz F. y Türk M. 2015. Effects of Phosphorus Fertilization on Forage Yield and Quality of commun Vetch (*Vicia sativa*) *Journal of Agricultural Science* **25**:134–139.
- Żebrowska E., Bujnowska E. y Ciereszko I. 2011. Differential responses of oat cultivars to phosphate deprivation- plant growth and acid phosphatase activities. *Acta Physiologiae Plantarum* **34**:1251–1260.

8. ANEXOS

Anexo 1

ANEXO 1. Medias de las variables de desempeño y nutrición vegetal medidas en los distintos abonos verdes que se incorporaron al suelo. F1:Abono Verde (avena, canola, janamargo y maleza); F2:NPK (con y sin). Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de las variables medidas.

Variable	Avena		Canola		Janamargo		Maleza	
	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin
<i>Desempeño vegetal</i>								
Ps aéreo (g)	19.9 (± 2.8)	13.1 (± 1.8)	9.7 (± 0.7)	5.2 (± 0.9)	10.1 (± 0.8)	7.8 (± 1.2)	6.8 (± 2.2)	1.6 (± 0.4)
Ps radicular (g)	10.9 (± 1.5)	6.8 (± 1.7)	2.6 (± 0.7)	2.7 (± 0.3)	8.3 (± 3.1)	5.1 (± 0.6)	1.7 (± 0.6)	0.9 (± 0.4)
Ps total (g)	30.7 (± 2.7)	19.9 (± 2.8)	12.4 (± 1.2)	7.9 (± 1.1)	18.3 (± 2.7)	12.9 (± 0.9)	8.5 (± 2.4)	2.5 (± 0.5)
<i>Nutrición vegetal</i>								
[N _t] (mg/g)	14.4 (± 1.8)	11.4 (± 3.1)	12.8 (± 4.9)	11.0 (± 4.9)	28.9 (± 6.2)	20.0 (± 10.6)	9.7 (± 2.1)	13.1 (± 3.7)
N _{total} incorporado (mg)	438.2 (± 21.4)	220.7 (± 43.6)	156.2 (± 50.9)	84.5 (± 31.2)	543.4 (± 192.4)	260.9 (± 147.3)	80.2 (± 16.1)	31.9 (± 6.7)
[P _t] (mg/g)	6.1 (± 0.4)	5.3 (± 0.7)	6.3 (± 1.2)	5.5 (± 0.9)	7.7 (± 0.5)	6.4 (± 2.0)	5.0 (± 0.5)	5.0 (± 0.3)
P _{total} incorporado (mg)	185.4 (± 8.5)	105.1 (± 12.7)	77.7 (± 12.9)	42.6 (± 5.6)	140.9 (± 24.3)	82.9 (± 30.4)	42.0 (± 9.3)	12.6 (± 3.4)

Ps aéreo = peso seco aéreo; Ps radicular = peso seco radicular; Ps total = peso seco total; [N_t] = concentración de nitrógeno en tejido; N_{total} = nitrógeno total; [P_t] = concentración de fósforo en tejido; P_{total} = fósforo total.

Anexo 2

ANEXO 2. Medias de las variables de desempeño vegetal (en cm y g) medidas en el maíz en los distintos tratamientos de fertilización con abonos verdes (Avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de las variables medidas.

Variable	Avena		Canola		Janamargo		Maleza		Testigo	
	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin
altura	49.25 (± 2.2)	36.75 (± 2.5)	60.75 (± 10.9)	46.25 (± 11.9)	74.25 (± 15.3)	70.25 (± 10.9)	67.00 (± 13.6)	45.75 (± 2.5)	81.50 (± 8.2)	60.75 (± 5.9)
psa	1.81 (± 0.4)	0.61 (± 0.2)	3.49 (± 1.7)	1.51 (± 1.0)	6.74 (± 2.6)	6.21 (± 1.9)	4.40 (± 2.6)	1.38 (± 0.3)	8.10 (± 1.9)	2.98 (± 0.8)
psr	3.30 (± 0.3)	2.21 (± 0.9)	3.46 (± 1.5)	1.58 (± 0.7)	5.85 (± 2.1)	5.06 (± 1.2)	3.75 (± 2.1)	1.53 (± 0.3)	6.31 (± 1.7)	2.64 (± 0.8)
pstotal	5.10 (± 0.5)	2.82 (± 1.0)	6.95 (± 2.9)	3.09 (± 1.7)	12.58 (± 4.7)	11.27 (± 3.1)	8.15 (± 4.4)	2.91 (± 0.6)	14.41 (± 3.3)	5.61 (± 1.6)

psa= peso seco aéreo; psr=peso seco radicular; pstotal= peso seco total.

Anexo 3

ANEXO 3. Medias de las variables de adquisición de nutrientes medidas en el maíz en los distintos tratamientos de fertilización con abonos verdes (Avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de las variables medidas.

Variable	Avena		Canola		Janamargo		Maleza		Testigo	
	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin
<i>Nutrición vegetal del maíz</i>										
[N _t] (mg/g)	10.45 (± 1.4)	15.66 (± 3.3)	8.17 (± 1.0)	9.75 (± 1.3)	7.53 (± 0.8)	7.21 (± 0.6)	7.00 (± 0.9)	8.27 (± 0.8)	9.86 (± 1.8)	9.61 (± 0.7)
N _{total} (mg)	18.46 (± 2.4)	9.17 (± 1.2)	27.51 (± 11.2)	13.73 (± 6.8)	50.07 (± 19.5)	44.58 (± 13.3)	31.00 (± 19.3)	11.36 (± 2.6)	78.47 (± 15.2)	28.59 (± 8.2)
[P _t] (mg/g)	2.94 (± 0.6)	3.84 (± 0.5)	2.47 (± 0.9)	2.86 (± 0.4)	1.62 (± 0.4)	1.51 (± 0.4)	1.81 (± 0.7)	2.24 (± 0.4)	1.12 (± 0.1)	1.52 (± 0.2)
P _{total} (mg)	5.17 (± 0.9)	2.29 (± 0.4)	7.55 (± 1.3)	4.01 (± 1.9)	10.17 (± 2.2)	8.83 (± 0.4)	6.77 (± 2.5)	3.11 (± 1.1)	8.85 (± 1.0)	4.44 (± 1.0)

[N_t] = concentración de nitrógeno en tejido; N_{total} = nitrógeno total; [P_t] = concentración de fósforo en tejido; P_{total} = fósforo total.

Anexo 4

ANEXO 4. Medias de las variables de disponibilidad de nutrientes en el suelo medidas después del experimento en los distintos tratamientos de fertilización con abonos verdes (Avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de las variables medidas.

Variable	Avena		Canola		Janamargo		Maleza		Testigo	
	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin
<i>Disponibilidad de nutrientes en el suelo</i>										
[NO ₃] ⁻ (µg/g)	11.60 (± 3.8)	6.09 (± 2.6)	3.43 (± 0.9)	4.64 (± 0.7)	1.65 (± 1.2)	2.55 (± 1.0)	4.81 (± 2.3)	1.78 (± 0.6)	0.01 (± 0.0)	3.16 (± 2.2)
[NH ₄ ⁺] (µg/g)	0.70 (± 0.4)	0.51 (± 0.3)	0.43 (± 0.3)	0.45 (± 0.4)	0.70 (± 0.6)	0.26 (± 0.3)	0.35 (± 0.3)	0.05 (± 0.1)	0.88 (± 0.3)	0.05 (± 0.1)
[PO ₄] ⁻ (µg/g)	25.16 (± 5.1)	20.15 (± 3.0)	16.67 (± 1.0)	17.52 (± 1.0)	20.82 (± 2.7)	6.96 (± 3.6)	3.80 (± 2.3)	5.50 (± 4.1)	7.83 (± 2.2)	6.26 (± 2.1)

[NO₃]⁻ = concentración de nitratos disponibles; [NH₄⁺] = concentración de amonio disponible; [PO₄]⁻ = concentración de ortofosfatos disponibles.

Anexo 5

ANEXO 5. Media de los porcentajes de colonización por estructuras encontradas de HMA en la raíz de maíz en los distintos tratamientos de fertilización con abonos verdes (Avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). Entre paréntesis se muestra la desviación estándar de los promedios de las variables medidas.

Estructuras micorrízicas	Avena		Canola		Janamargo		Maleza		Testigo	
	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin	con	sin
Arbúsculos	3.3 (± 3.2)	4.4 (± 4.0)	0.1 (± 0.2)	2.6 (± 4.8)	4.9 (± 3.9)	9.1 (± 4.3)	4.5 (± 5.5)	0.1 (± 0.2)	10.4 (± 8.1)	8.4 (± 9.2)
Vesículas	11.0 (± 4.1)	7.0 (± 5.0)	8.3 (± 2.8)	3.0 (± 1.2)	9.1 (± 2.3)	6.6 (± 2.8)	6.0 (± 4.1)	1.1 (± 0.5)	11.8 (± 1.0)	13.3 (± 6.1)
Hifas	24.3 (± 8.9)	23.0 (± 6.8)	9.4 (± 3.6)	13.6 (± 9.5)	31.9 (± 9.7)	30.6 (± 7.1)	17.9 (± 7.0)	9.4 (± 2.9)	36.3 (± 9.9)	23.0 (± 15.5)
Coils	19.3 (± 8.9)	18.8 (± 9.5)	13.9 (± 3.7)	17.4 (± 4.8)	24.9 (± 7.0)	26.9 (± 12.2)	22.8 (± 4.1)	29.4 (± 8.5)	17.5 (± 10.5)	18.0 (± 9.5)
Micelio Externo	3.0 (± 0.7)	3.4 (± 2.1)	0.8 (± 0.3)	2.0 (± 1.6)	1.1 (± 0.9)	0.8 (± 0.6)	1.5 (± 1.2)	0.6 (± 0.4)	1.3 (± 0.6)	0.6 (± 0.5)
Otro hongo	8.5 (± 7.0)	16.9 (± 1.8)	4.9 (± 5.9)	3.8 (± 2.4)	1.9 (± 1.4)	3.1 (± 3.0)	5.0 (± 3.8)	3.1 (± 2.4)	3.0 (± 3.0)	3.4 (± 3.0)
Sin colonización	30.8 (± 9.5)	26.6 (± 7.6)	62.8 (± 13.8)	57.6 (± 16.1)	26.3 (± 8.1)	22.9 (± 8.9)	42.4 (± 11.7)	56.3 (± 3.9)	19.5 (± 6.7)	33.4 (± 17.1)
% col. Funcional	14.3 (± 4.8)	11.4 (± 2.6)	8.4 (± 2.7)	5.6 (± 5.0)	14.0 (± 2.1)	15.8 (± 3.5)	10.5 (± 6.2)	1.3 (± 0.5)	22.1 (± 7.9)	21.6 (± 12.0)
% col. Total	57.8 (± 5.1)	53.1 (± 6.1)	31.6 (± 8.4)	36.6 (± 14.8)	70.8 (± 7.1)	73.3 (± 7.8)	51.1 (± 11.7)	40.0 (± 6.4)	76.3 (± 8.5)	62.6 (± 18.1)

Anexo 6

ANEXO 6. Medias de las variables de desempeño vegetal (en cm y g) medidas en el maíz sembrado en distintos tiempos durante el proceso de incorporación de los abonos verdes en los distintos tratamientos de fertilización con abonos verdes (Avena, canola, janamargo, maleza y testigo) y NPK (con y sin). El momento de incorporación representa el t1 y cuando esta degradado el AV el t2.

Variable	Avena		Canola		Janamargo		Maleza		Testigo		S.E.	
	t1	t2	t1	t2	t1	t2	t1	t2	t1	t2	t1	t2
<i>con NPK</i>												
psa	1.8	2.1	3.3	3.4	4.1	3.6	2.2	3.0	3.9	3.3	0.1	0.2
psr	1.1	1.7	2.0	2.7	2.2	2.7	1.2	2.2	2.3	2.3	0.1	0.1
pstotal	3.0	3.8	5.3	6.1	6.3	6.3	3.4	5.2	6.2	5.6	0.2	0.3
% HMA	46.3	24.5	31.4	27.7	65.3	60.9	36.8	30.3	37.3	24.8	2.2	1.4
% <i>Pythium</i>	9.2	4.6	3.3	1.7	16.3	0.8	6.7	0.8	2.9	1.3	2.3	1.3
<i>sin NPK</i>												
psa	2.1	2.2	3.2	3.7	3.7	3.7	3.2	3.5	3.6	3.2	0.1	0.2
psr	1.2	2.2	1.7	2.5	1.4	2.4	2.2	2.1	1.8	2.2	0.1	0.1
pstotal	3.3	4.4	4.9	6.2	5.1	6.1	5.4	5.7	5.3	5.4	0.2	0.3
% HMA	52.1	56.3	30.3	27.7	63.8	65.2	41.1	36.6	37.8	27.5	2.2	1.4
% <i>Pythium</i>	14.6	3.3	1.7	0.8	13.8	1.3	5.8	3.3	1.7	0.1	2.3	1.3

psa= peso seco aéreo; psr=peso seco radicular; pstotal= peso seco total; %HMA = porcentaje de colonización de hongos micorrízicos arbusculares; % *Pythium* = porcentaje de infección en las raíces por *Pythium*.

