تأثیر همزیستی قارچ‌های *گلوموس اتونیکاتوم* و *گلوموس اینترارادیسز* بر شاخص کلروفیل برگ سورگوم در شرایط کمبود عناصر کم‌مصرف در سیستم کشت بدون خاک

ابراهیم شیرمحمدی[1*] و ناصر علی‌اصغرزاد[2]

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۱/۲/۲۰ ؛ تاریخ پذیرش: ۱۳۹۲/۵/۱۵)

چکیده

گزارش‌های زیادی مبنی بر مفید بودن همزیستی میکوریزی در خاک وجود دارد. ولی اطلاعات زیادی درباره تأثیر این همزیستی در سیستم‌های کشت بدون خاک در دسترس نیست. این آزمایش با هدف بررسی اثر همزیستی قارچ‌های میکوریزآربوسکولار در شرایط کمبود عناصر کم‌مصرف بر شاخص کلروفیل برگ سورگوم در بستر کشت پرلیت انجام شده است. آزمایش به‌صورت فاکتوریل و در قالب طرح پایه بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار اجرا شد. در گلدان‌هایی با بستر پرلیت استریل، گیاهان سورگوم (*Sorghum bicolor* L.) با قارچ‌های *گلوموس اتونیکاتوم* و *گلوموس اینترارادیسز* تلقیح شدند و سورگوم غیرمیکوریزی نیز به‌عنوان شاهد در نظر گرفته شد. در طول رشد رویشی گیاهان، از محلول غذایی راریسون با سه سطح غلظتی (صفر، نصف و کامل عناصر کم‌مصرف) استفاده شد. نتایج نشان داد که برای واحدهای آزمایشی، میانگین وزن تر گیاه سورگوم غیرمیکوریزی و همزیست با قارچ‌های *گلوموس اتونیکاتوم* و *گلوموس اینترارادیسز* به‌ترتیب ۹۰، ۱۴ و ۱۱ گرم بود. میانگین کلونیزاسیون ریشه گیاه سورگوم با قارچ‌های *گلوموس اتونیکاتوم* و *گلوموس اینترارادیسز* به‌ترتیب ۴۳ و ۳۷ درصد بود. تیمارهای میکوریزی باعث کاهش شاخص کلروفیل برگ در مقایسه با تیمار شاهد شدند و با کم شدن غلظت عناصر کم‌مصرف در محلول غذایی نیز این شاخص کاهش یافت. با افزایش سن گیاهان و نزدیک شدن به مرحله زایشی، شاخص کلروفیل برگی افزایش یافت. با توجه به نتایج به‌دست آمده، به نظر می‌رسد یکی از عوامل کاهش وزن گیاهان میکوریزی در شرایط این آزمایش، کاهش کلروفیل و به دنبال آن کاهش توان فتوسنتزی گیاهان همزیست باشد. انجام مطالعات تکمیلی برای ارزیابی دقیق‌تر تأثیر قارچ‌های همزیست بر رشد و عملکرد گیاهان در سیستم‌های کشت بدون خاک ضروری است.

واژه‌های کلیدی: شاخص کلروفیل برگ، قارچ‌های میکوریز، عناصر کم‌مصرف

مقدمه

همزیستی میکوریزی یکی از رایج‌ترین و سابقه‌دارترین روابط همزیستی در سلسلهٔ گیاهی است. به‌طوری‌که بیش از ۹۰٪ گونه‌های گیاهی دارای حداقل یکی از تیپ‌های میکوریزی هستند، که گیاه سورگوم یکی از آنها می‌باشد (۲ و ۲۶). مهم‌ترین قارچ‌های اندومیکوریزی که در کشاورزی نقش به‌سزایی دارند قارچ‌های میکوریز آربوسکولار می‌باشند. قارچ‌های میکوریز از طریق کاهش تلفات نیتروژن خاک (۵) و افزایش جذب عناصر غذایی (۸، ۹، ۱۱، ۲۳، ۳۲ و ۳۹)، ترشح ترکیبات سیدروفوری و یا فیتوسیدروفوری (۳)، مقاومت به خشکی (۶ و ۷)، مقاومت به عوامل بیماری‌زای خاکی (۲۱)، مقاومت به شوری و فلزات سنگین (۱۲، ۲۷ و ۳۲) و افزایش

۱. گروه علوم خاک، دانشکده آب و خاک، دانشگاه زابل

۲. گروه علوم خاک، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تبریز

*مسئول مکاتبات، پست الکترونیکی: ibrahim_13000@yahoo.com

Archive of SID

www.SID.ir

مقدار کلروفیل (۴، ۷، ۱۱، ۲۳، ۳۲، ۳۴، ۳۸ و ۳۹)، باعث افزایش رشد گیاهان همزیست با این قارچ‌ها شده و در مقابل با مصرف ۲۰-۱۰ درصد محصولات فتوسنتزی گیاه، انرژی مورد نیاز خود را تأمین می‌کنند (۷ و ۳۷). با وجود این‌که گزارش‌های زیادی مبنی بر سودمندی همزیستی میکوریزی برای گیاهان وجود دارد (۱۱، ۱۶، ۲۴، ۳۳ و ۳۹)، نتایج برخی از آزمایش‌ها نشان می‌دهد که قارچ‌های میکوریز آربوسکولار نه تنها برای گیاهان همزیست خود سودمند نمی‌باشند، بلکه باعث کاهش رشد آنها می‌شوند (۱۰، ۱۳، ۳۵ و ۳۶). اگر چه قارچ‌های میکوریز آربوسکولار از چند جهت به گیاه میزبان خود سود می‌رسانند ولی این به آن معنی نیست که همیشه و در همه شرایط قارچ‌های میکوریز آربوسکولار برای میزبان‌های خود مفید می‌باشند. لرات و همکاران (۲۲) معتقدند که در شرایط ویژه، احتمال دارد که قارچ میکوریز آربوسکولار بدون آنکه به گیاه سودی برساند فقط کربن مورد نیاز خود را از گیاه دریافت کند که این موضوع باعث کاهش رشد گیاه می‌شود.

باید توجه داشت که مفید بودن همزیستی میکوریزی در افزایش جذب عناصر غذایی و رشد گیاهان موقعی صادق است که عناصر غذایی قابل دسترس در سطح پایینی باشند. به عبارت دیگر، هر چه عناصر غذایی قابل دسترس خاک بیشتر باشد اثر منفی همزیستی میکوریزی بیشتر نمایان می‌شود (۳۱). فیدلیبوس و همکاران (۱۳) معتقدند که ممکن است در حالت محدودیت فسفر، شرایطی در همزیستی میکوریزی مهیا شود که سودمندی قارچ‌های میکوریز آربوسکولار بیشتر ظاهر شود. لازم به ذکر است که در بسیاری از موارد که همزیستی میکوریزی باعث کاهش رشد گیاهان میزبان شده، غلظت فسفر قابل دسترس خاک زیاد بوده است (۱۸، ۳۰، ۳۱ و ۳۵). برخی از محققین اعتقاد دارند که کاهش رشد گیاهان میکوریزی به‌دلیل افزایش فعالیت متابولیک قارچ‌های میکوریز آربوسکولار در شرایط خاص می‌باشد که باعث مصرف زیاد انرژی و در نتیجه کاهش رشد گیاه میزبان می‌شود (۱۳، ۱۸، ۳۰ و ۳۶)؛ و شاید ایجاد همزیستی میکوریزی در شرایط خاص (مانند زیادی فسفر قابل جذب اطراف ریشه‌ها) در مکان‌ها و مسیرهای تولید انرژی گیاه ایجاد اختلال کرده و از این طریق باعث کاهش رشد گیاه میزبان می‌شود. اما علت اصلی این موضوع به‌طور دقیق مشخص نیست. از طرفی، چون اغلب عناصر کم‌مصرف در تشکیل و فعالیت کلروفیل‌ها نقش دارند، کمبود این عناصر می‌تواند تأثیر قارچ‌های میکوریز آربوسکولار را در تحریک گیاهان برای تولید کلروفیل در بستر کشت خنثی، مانند پرلیت، بیشتر نمایان کند. این پژوهش با هدف بررسی اثر همزیستی قارچ‌های میکوریز آربوسکولار بر شاخص کلروفیل برگ سورگوم، در شرایط کمبود عناصر کم‌مصرف، دوره‌های زمانی مختلف رشد گیاه و بستر کشت پرلیت، انجام شده است.

مواد و روش‌ها

آماده‌سازی بستر کشت

در این مطالعه، از پرلیت دانه ریز به‌عنوان بستر کشت استفاده شد. برای آماده‌سازی بستر کشت، ابتدا پرلیت درون کیسه‌های توری پلاستیکی دارای منافذ نیم میلی‌متری ریخته شد و پس از شستشو با آب معمولی و خروج آب ثقلی، به ظرف حاوی اسید هیدروکلریدریک یک مولار منتقل و با استفاده از وزنه‌هایی که روی کیسه‌های حاوی پرلیت قرار می‌گرفتند، به‌مدت ۲۴ ساعت در اسید غوطه‌ور گردید. پس از سپری شدن زمان مذکور و خروج کامل اسید، کیسه‌های پرلیت به ظرف دارای آب مقطر منتقل و به‌مدت یک شبانه‌روز در آن غوطه‌ور شدند. مرحله مذکور مجدداً به‌مدت ۱۲ ساعت تکرار گردید. جهت خنثی نمودن اسیدیته پرلیت، کیسه‌ها به ظرف حاوی هیدروکسید سدیم منتقل و به‌مدت یک شبانه‌روز تا تثبیت pH آنها در حدود ۶/۵-۷ در محلول قلیایی باقی ماندند و پس از شستشو با آب مقطر و به منظور یکنواخت نمودن pH، پرلیت‌های اسیدشویی شده کاملاً با یکدیگر مخلوط شدند. آنگاه بستر کشت تهیه شده به گلدان‌های اسیدشویی شده (۲۴ ساعت در اسید هیدروکلریدریک یک مولار و شستشو با آب مقطر) که در کف آنها فیلترهایی از جنس توری نایلونی با منافذ ریز تعبیه شده بود، اضافه شد (۱).

Archive of SID
www.SID.ir

آماده‌سازی بذرها

در این تحقیق، بذر سورگوم (*Sorghum bicolor* L.) تهیه شده از دانشگاه تبریز (ایستگاه تحقیقات کشاورزی خلعت‌پوشان) استفاده شد. بذرهای سورگوم به‌مدت ۱۰ دقیقه در محلول هیپوکلریت سدیم ۰/۵ درصد (وایتکس ۱۰٪) ضدعفونی و سپس چندین بار با آب مقطر استریل شستشو داده شدند. بذرهای ضدعفونی شده بین دو کاغذ صافی مرطوب و استریل قرار گرفتند و به محض جوانه‌زنی به واحدهای آزمایشی منتقل شدند (۱).

طرح آزمایش

آزمایش به‌صورت فاکتوریل (سه فاکتور) و در قالب طرح پایه بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار، در بستر کشت پرلیت انجام شد. فاکتور اول شامل قارچ میکوریز با گونه‌های *گلوموس اتونیکاتوم* (G.e)، *گلوموس اینترارادیسز* (G.i) و شاهد (O)، فاکتور دوم شامل محلول غذایی راریسون با غلظت‌های صفر (C_0)، نصف ($C_{0.5}$) و کامل (C_1) از عناصر کم‌مصرف و در سه تکرار، مجموعاً ۲۷ واحد آزمایشی را تشکیل دادند که در هر کدام از این واحدها سه بوته گیاه سورگوم وجود داشت و فاکتور سوم زمان سنجش شاخص کلروفیل برگی (۴۵، ۶۵ و ۸۵ روز پس از کشت) بود. تجزیه آماری نتایج با نرم‌افزار MSTATC صورت گرفت و تمامی مقایسه میانگین‌ها به روش آزمون چند دامنه‌ای دانکن و در سطح احتمال ۵ درصد ($P<$۰/۰۵) انجام شد.

محلول غذایی

تحقیقات نشان داده که با تأمین نیتروژن مورد نیاز گیاه به‌صورت نیترات، درصد کلونیزاسیون ریشه گیاه با قارچ‌های میکوریز افزایش می‌یابد (۲). در این تحقیق، از محلول غذایی راریسون با ترکیب ۱۰ میلی‌مولار $MgSO_4.7H_2O$، ۲۰ میلی‌مولار $Ca(NO_3)_2.4H_2O$، ۱۰ میلی‌مولار $K_2HPO_4.3H_2O$، ۰/۰۱۵ میلی‌مولار $CuSO_4.5H_2O$، ۰/۰۱ میلی‌مولار $(NH_4)_6Mo_7O_{24}.4H_2O$، ۰/۵ میلی‌مولار Fe-EDTA، ۰/۵ میلی‌مولار H_3BO_3، ۰/۱ میلی‌مولار $MnSO_4.4H_2O$ و ۰/۰۲ میلی‌مولار $ZnSO_4.7H_2O$ استفاده شد (۲۵).

کاشت گیاه و اعمال تیمارها

پس از استریل کردن گلدان‌های حاوی پرلیت در اتوکلاو (دمای ۱۲۱ درجه سلسیوس، فشار یک بار به‌مدت یک ساعت)، به هر یک از آنها ۶۰ گرم مایه تلقیح قارچی که شامل خاک شنی، اندام‌های قارچی و قطعات ریشه گیاه که دارای اندام‌های قارچی بودند، اضافه شد. میزان کلونیزاسیون ریشه در مایه‌های تلقیح قارچ *گلوموس اتونیکاتوم* ۶۵٪ و قارچ *گلوموس اینترارادیسز* ۵۳٪ بود. در تیمار شاهد نیز از مایه تلقیح دو بار استریل در اتوکلاو استفاده شد. سپس ۹ بذر که قبلاً جوانه زده بودند، به هر یک از واحدهای آزمایشی منتقل شده و با مایه قارچ‌های *گلوموس اتونیکاتوم* و *گلوموس اینترارادیسز* تلقیح شدند. بعد از گذشت دو هفته، واحدهای آزمایشی تنک شدند و در هر گلدان سه بوته باقی‌ماند. گیاهان به‌مدت ۲۵ روز از ابتدای کاشت، با محلول غذایی راریسون، که غلظت فسفر به نصف و غلظت عناصر کم‌مصرف به یک چهارم کاهش داده شده بود، تغذیه شدند. پس از اتمام این دوره، ۵۰ میلی‌لیتر در روز تیمارهای اصلی محلول‌های غذایی اعمال گردید و تا برداشت محصول ادامه یافت. برای تأمین شرایط رشد گیاه، دمای روز و شب به‌ترتیب حدود ۲± ۲۸ و ۲±۲۰ درجه سلسیوس، طول دوره روشنایی ۱۶ ساعت و شدت نور ۱۴۰۰۰ لوکس با نور لامپ‌های کم مصرف آفتابی در اتاقک رشد برقرار گردید (دستگاه نورسنج Digital light meter PRO TES-1339 Taiwan). لازم به ذکر است که رطوبت گلدان‌ها به طریق وزنی در ۷۰٪ ظرفیت مزرعه (FC) نگهداری شدند. پس از اعمال تیمارهای اصلی محلول غذایی، در زمان‌های ۴۵، ۶۵ و ۸۵ روز پس از کشت، شاخص کلروفیل برگی با استفاده از دستگاه کلروفیل‌متر (Minoltaspad-504 Japan) برای هر یک از واحدهای آزمایشی اندازه‌گیری شد و ۸۵ روز پس از کشت نیز

Archive of SID

www.SID.ir

جدول ۱. تجزیه واریانس شاخص کلروفیل برگ در طول رشد گیاه سورگوم

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات
بلوک	۲	۰/۰۱۷^{ns}
قارچ	۲	۲/۲۶۵**
محلول غذایی	۲	۰/۸۸۴**
قارچ × محلول غذایی	۴	۰/۰۴۹^{ns}
زمان	۲	۰/۷۱۸**
قارچ × زمان	۴	۰/۰۵۲^{ns}
محلول غذایی× زمان	۴	۰/۰۵۷^{ns}
قارچ × محلول غذایی × زمان	۸	۰/۰۲۱^{ns}
خطا	۵۲	۰/۰۴۱
ضریب تغییرات (٪)	-	۱۹/۵۴

**و ns: بیانگر اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ۱٪ و بدون اختلاف معنی‌دار. تیمار قارچی شامل شاهد (O)، *گلوموس اتونیکاتوم* (G.e) و *گلوموس اینترارادیسز* (G.i) است. تیمار زمان شامل زمان‌های ۴۵، ۶۵ و ۸۵ روز پس از کشت می‌باشد. تیمار محلول غذایی در سه سطح C_1، $C_{0.5}$ و C_0 به‌ترتیب شامل محلول‌های غذایی راریسون با غلظت‌های کامل، نصف و صفر عناصر کم‌مصرف می‌باشد.

گیاهان از گلدان‌ها خارج و پس از شستشو، وزن تر آنها اندازه‌گیری شد.

رنگ‌آمیزی و تعیین درصد کلونیزاسیون ریشه‌ها

حدود یک گرم از ریشه‌های ظریف و ریز از هر گلدان انتخاب کرده و پس از شستشو با آب معمولی، به‌مدت یک ساعت در داخل لوله‌های حاوی هیدروکسید پتاسیم ۸٪ و در دمای ۹۰ درجه سلسیوس در حمام آب گرم حرارت داده شد. سپس محلول داخل لوله‌ها با احتیاط خالی شده و پس از شستشوی ریشه‌ها با آب مقطر به‌مدت ۳-۵ دقیقه در اسید هیدروکلریک ۱٪ قرار گرفت. پس از تخلیهٔ اسید، روی ریشه‌ها محلول رنگی تریپان بلو (۵۰ میلی‌گرم پودر تریپان‌بلو در ۱۰۰ میلی‌لیتر محلول لاکتوگلیسیرین) اضافه گردید و حدود نیم ساعت در حمام آب گرم در دمای ۹۰ درجه سلسیوس حرارت داده شد. سپس، محلول رنگی تخلیه و محلول رنگ‌بر لاکتوگلیسیرین (LG: شامل آب، گلیسیرین و اسید لاکتیک به‌ترتیب به نسبت حجمی ۱۴:۱:۱) روی ریشه‌ها اضافه گردید. پس از گذشت یک ساعت، نمونه‌ها برای مشاهده میکروسکوپی آماده بودند (۱۷ و ۲۰). جهت تعیین درصد کلونیزاسیون ریشه‌ها از روش تلاقی خطوط شبکه (Gridline-intersect method) استفاده شد. بدین صورت که ریشه‌های رنگ‌آمیزی شده داخل پتری‌دیش‌های مشبک (ابعاد شبکه $5\times5\ mm^2$) به‌صورت تصادفی پخش شدند. سپس، در زیر لوپ (Binocular) با بزرگنمایی ۲۵x، درصد نقاط تلاقی قطعاتی از ریشه که دارای اندام‌های میکوریزی بودند تعیین گردید (۱۴).

نتایج و بحث

میانگین کلونیزاسیون ریشه گیاه سورگوم با قارچ‌های *گلوموس اتونیکاتوم* و *گلوموس اینترارادیسز* به‌ترتیب ۴۳ و ۳۷ درصد بود. اثرهای اصلی سطوح قارچی، محلول غذایی و زمان بر شاخص کلروفیل برگ در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار بود. هم‌چنین، اثر متقابل سطوح قارچ و محلول غذایی، قارچ و زمان، محلول غذایی و زمان، قارچ و محلول غذایی و زمان بر شاخص کلروفیل برگ معنی‌دار نشد (جدول ۱). نتایج مقایسه

www.SID.ir

جدول ۲. اثر سطوح مختلف قارچی بر شاخص کلروفیل برگ گیاه سورگوم

تیمارهای قارچی	O	G.e	G.i
شاخص کلروفیل برگ	۲۳/۶ [a]	۷/۳۹ [b]	۷/۴۹ [b]

میانگین‌هایی که در هر ردیف دارای حروف مشابه هستند از نظر آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال ۵٪ ندارند.

جدول ۳. اثر سطوح مختلف عناصر کم‌مصرف در محلول غذایی بر شاخص کلروفیل برگ گیاه سورگوم

تیمارهای محلول غذایی	C_1	$C_{0.5}$	C_0
شاخص کلروفیل برگ	۱۶/۴۸ [a]	۱۱/۰۷ [b]	۷/۱۶ [c]

میانگین‌هایی که در هر ردیف دارای حروف مشابه هستند از نظر آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال ۵٪ ندارند.

جدول ۴. شاخص کلروفیل برگ در گیاه سورگوم در زمان‌های مختلف پس از کاشت

روز پس از کشت	۴۵	۶۵	۸۵
شاخص کلروفیل برگ	۷/۴۴ [c]	۱۱/۱۴ [b]	۱۵/۷۸ [a]

میانگین‌هایی که در هر ردیف دارای حروف مشابه هستند از نظر آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال ۵٪ ندارند

میانگین‌ها نشان داد که تیمارهای میکوریزی نسبت به تیمار شاهد باعث کاهش شاخص کلروفیل برگ شدند (جدول ۲). این موضوع نشان‌دهنده نقش قارچ‌های میکوریز آربوسکولار در جلوگیری از انتقال عناصر مؤثر در ساخت کلروفیل به اندام هوایی گیاه می‌باشد. قدرت و سرعت بالای جذب در هیف‌های قارچ میکوریز و نفوذ هیف‌های قارچ به مکان‌هایی از پرلیت که ریشه‌ها نمی‌توانند به آنجا نفوذ کنند (۳۹) باعث می‌شود تا مقدار بیشتری از عناصر مؤثر در ساخت کلروفیل جذب هیف‌های قارچ میکوریز شود و احتمالاً مقدار بیشتری از این عناصر صرف گسترش اندام‌های این قارچ در درون سلول‌های ریشه و محیط اطراف ریشه (پرلیت داخل گلدان) می‌شود و شاید مقداری از این عناصر با پلی‌فسفات‌های درون واکوئل‌های این قارچ‌ها تشکیل کمپلکس می‌دهد و بدین ترتیب در هیف‌ها نگهداری می‌شود (۲۸). به همین دلیل، این عناصر کمتر به اندام‌های هوایی منتقل می‌شوند که منجر به کاهش کلروفیل گیاهان همزیست با این قارچ‌ها می‌شود (۱۹). اویم (۲۹) اظهار داشت که قارچ‌های میکوریز آربوسکولار باعث کاهش توان فتوسنتزی گیاهان همزیست شده است.

هم‌چنین، گوگوی و سینگ (۱۵) اعلام نمودند که از همزیستی ۲۳ گونه قارچ میکوریز آربوسکولار با گیاه *Piper longum* L. تنها چهار گونه سبب افزایش و ۱۰ گونه سبب کاهش کلروفیل گیاه شده و ۹ گونه باقی‌مانده در مقایسه با گیاه شاهد اختلاف معنی‌داری نداشتند.

براساس نتایج به‌دست آمده، همزیستی میکوریزی سبب کاهش عملکرد وزن تر گیاه شد. میانگین وزن تر گیاه سورگوم غیرمیکوریزی و همزیست با قارچ‌های *گلوموس اتونیکاتوم* و *گلوموس اینترارادیسز* به‌ترتیب ۹۰، ۱۴ و ۱۱ گرم بر گلدان بود. یکی از دلایل تأثیر منفی همزیستی میکوریزی بر عملکرد گیاه در این آزمایش، کاهش کلروفیل و به دنبال آن کاهش توان فتوسنتزی گیاهان همزیست می‌باشد. شاخص کلروفیل برگ به‌ترتیب در گیاهان رشد یافته در محلول‌های غذایی C_1، $C_{0.5}$ و C_0 کاهش یافت (جدول ۳). در مقابل، گذشت زمان از ۴۵ به ۶۵ و ۸۵ روز پس از کشت گیاه باعث افزایش شاخص کلروفیل برگ شد (جدول ۴). به‌نظر می‌رسد که با گذشت زمان و نزدیک شدن به مرحله زایشی گیاهان، در اثر تبادلات سیگنالی (پیام‌های

Archive of SID

www.SID.ir

شیمیایی) بین اندام‌های هوایی گیاه و ریشه، مقداری از عناصر نگهداری شده در این بخش آزاد شده و صرف ساخت کلروفیل در اندام‌های هوایی گیاه می‌شود. هم‌چنین، در گیاهان میکوریزی، تبادل سیگنال‌های شیمیایی بین گیاه و اندام‌های قارچی احتمالاً منجر به تجزیه کمپلکس‌های این عناصر با پلی‌فسفات‌ها (درون واکوئل‌های قارچ) می‌شود، مانع از گسترش اندام‌های قارچی می‌گردد و حتی منجر به تجزیه بافت‌های قارچی مازاد (کاهش اندام‌های مختلف قارچی) می‌شود. تمام این احتمالات منجر به افزایش انتقال این عناصر از سیستم قارچ به ریشه گیاه می‌شود؛ که متعاقباً احتمال حضور در اندام هوایی و شرکت در فعالیت‌های گیاهی مانند ساخت کلروفیل، افزایش می‌یابد.

نتیجه‌گیری

با توجه به نتایج به‌دست آمده، به نظر می‌رسد یکی از عوامل کاهش وزن گیاهان میکوریزی در شرایط این آزمایش، کاهش کلروفیل و به دنبال آن کاهش توان فتوسنتزی گیاهان همزیست باشد. با کاهش عناصر کم‌مصرف در محلول غذایی، غلظت کلروفیل برگ گیاهان نیز کاهش یافت. با افزایش سن گیاهان و نزدیک شدن به مرحله زایشی، غلظت کلروفیل برگ افزایش پیدا کرد. با توجه به امکان کنترل شرایط محیطی در سیستم‌های هیدروپونیک در مقایسه با خاک، توصیه می‌شود تأثیر (مفید یا مضر بودن) همزیستی میکوریزی در شرایط مختلف رطوبتی، شدت نور و غلظت‌های مختلف عناصر پرمصرف در محلول غذایی بررسی شود.

سپاسگزاری

بدینوسیله از زحمات آقایان دکتر شاهین اوستان، دکتر نصرت‌اله نجفی و بابک شیرمحمدی و گروه علوم خاک دانشکده کشاورزی دانشگاه تبریز که در اجرای این پژوهش مساعدت لازم را مبذول داشتند صمیمانه تشکر و قدردانی می‌شود.

منابع مورد استفاده

۱. شیرمحمدی، ا.، ن. علی اصغرزاد، ش. اوستان، ن. نجفی و ب. شیرمحمدی. ۱۳۸۹. تأثیر کمبود برخی فلزات و اینوکلوم‌های دو گونه قارچ میکوریز آربوسکولار بر ترشح ترکیبات کی‌لیت کننده از ریشه گیاه گوجه‌فرنگی. مجله علوم و فنون کشت‌های گلخانه‌ای ۱(۳): ۶۳-۷۰.

۲. مستأجران، ا. و ف. ضوئی. ۱۳۸۵. همزیستی میکوریز. انتشارات دانشگاه اصفهان، اصفهان.

3. Aliasgharzad, N., E. Shirmohammadi and S. Oustan. 2009. Siderophore production by mycorrhizal sorghum roots under micronutrient deficient condition. Soil Environ. 28(2): 119-123.
4. Arumugam, R., S. Rajasekaran and S. M. Nagarajan. 2010. Response of arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobium inoculation on growth and chlorophyll content of *Vigna unguiculata* (L) Walp Var. Pusa 151. J. Appl. Sci. Environ. Manage. 14(4): 113-115.
5. Asghari, H.R. and T.R. Cavagnaro. 2012. Arbuscular mycorrhizas reduce nitrogen loss via leaching. Plos One 7(1): 1-5.
6. Auge, R.M., X. Duan, R.C. Ebel and A.J.W. Stodola. 1994. Non hydraulic signaling of soil drying in mycorrhizal maize. Planta. 193: 74-82.
7. Bhosale, K.S. and B.P. Shinde. 2011. Influence of arbuscular mycorrhizal fungi on proline and chlorophyll content in *Zingiber officinale* Rosc grown under water stress. Indian J. Fund. Appl. Life Sci. 1(3): 172-176.
8. Chen, X.H. and B. Zhao. 2007. Arbuscular mycorrhizal fungi mediated uptake of lanthanum in Chinese milk vetch (*Astragalus sinicus* L.). Chemosphere 68(8): 1548-1555.
9. Chen, B.D., X.L. Li, H.Q. Tao, P. Christie and M.H. Wong. 2003. The role of arbuscular mycorrhiza in zinc uptake by red clover growing in a calcareous soil spiked with various quantities of zinc. Chemosphere 50(6): 839-846.
10. Citterio, S., N. Prato, P. Fumagalli, R. Aina, N. Massa, A. Santagostino, S. Sgorbati and G. Berta. 2005. The arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* induces growth and metal accumulation changes in *Cannabis sativa* L. Chemosphere 59(1): 21-29.

Archive of SID
www.SID.ir

11. Demir, S. 2004. Influence of arbuscular mycorrhiza on some physiological growth parameters of pepper. Turk. J. Biol. 28: 85-90.
12. Diaz, G., C.A. Aguilar and M. Honrubia. 1996. Influence of arbuscular mycorrhizae on heavy metal (Zn and Pb) uptake and growth of *Lygeum spartum* and *Anthyllis cytisoides*. Plant Soil 180(2): 241-249.
13. Fidelibus, M.W., C.A. Martin, G.C. Wright and J.C. Stutz. 2000. Effect of arbuscular mycorrhizal (AM) fungal communities on growth of 'Volkamer' lemon in continually moist or periodically dry soil. Sci. Hort. 84(1): 127-140.
14. Giovannetti, M. and B. Mosse. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. New Phytol. 84(3): 489-500.
15. Gogoi, P. and R.K. Singh. 2011. Differential effect of some arbuscular mycorrhizal fungi on growth of *Piper longum* L. (Piperaceae). Indian J. Sci. Tech. 4(2): 119-125.
16. Goh, T.B., M.R. Banerjee, S. Tu and D.L. Burton. 1997. Vesicular arbuscular mycorrhizae-mediated uptake and translocation of P and Zn by wheat in a calcareous soil. Can. J. Soil Sci. 77(3): 339-346.
17. Grace, C. and D.P. Stribley. 1991. A safer procedure for routine staining of VAM fungi. Mycol. Res. 95(10): 1160-1162.
18. Graham, J.H., D.L. Drouillard and N.C. Hodge. 1996. Carbon economy of sour orange in response to different *Glomus spp*. Tree Physiol. 16(11): 1023-1029.
19. Havlin, J.L., J.D. Beaton, S.L. Tisdale and W.L. Nelson. 1999. Soil Fertility and Fertilizers: An Introduction to Nutrient Management. Sixth Edition, Prentice Hall, New Jersey.
20. Kormanik, P.P. and A.C. McGraw. 1982. Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plant roots. PP. 37-45. *In:* Schenk, N.C. (Ed.), Methods and Principles of Mycorrhizal Research, The American Phytopathological Society, St. Paul, MN, USA.
21. Lingua, G., D.G. Agostino, N. Massa, M. Antosiano and G. Berta. 2002. Mycorrhiza-induced differential response to a yellows disease in tomato. Mycorrhiza 12(4): 191-198.
22. Lerat, S., L. Lapointe, Y. Piche and H. Vierheilig. 2003. Variable carbon-sink strength of different *Glomus mossea* strains colonizing barley roots. Can. J. Bot. 81: 886-889.
23. Manoharan, P.T., M. Pandi, V. Shanmugaiah, S. Gomathinayagam and N. Balasubramanian. 2008. Effect of vesicular arbuscular mycorrhizal fungus on the physiological and biochemical changes of five different tree seedlings grown under nursery conditions. Afr. J. Biotechnol. 7(19): 3431-3436.
24. Marschner, H. and B. Dell. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. Plant Soil 159(1): 89-102.
25. Merryweather, J.W. and A.H. Fitter. 1991. Techniques in Arbuscular Mycorrhiza Research. York Mycorrhiza Research Group, UK.
26. Meenakshisundaram, M. and K. Santhaguru. 2011. Studies on association of arbuscular mycorrhizal fungi with *Gloconacetobacter diazotrophicus* and its effect on improvement of *Sorghum bicolor* (L.). Int. J. Curr. Sci. Res. 1(2): 23-30.
27. Mohammad, M.J., H.I. Malkawi and R. Shibli. 2003. Effects of mycorrhizal fugi and phosphorus fertilization on growth and nutrient uptake of barley grown on soil with different levels of salts. J. Plant Nutr. 26(1): 125-137.
28. Orcutt, D.M. and E.T. Nilsen. 2000. The Physiology of Plants under Stress/Soil and Biotic Factors. John Wiley and Sons, Inc., New York, USA.
29. Oyem, I.M. 2011. Relationship between mycorrhizal infection ratings and chlorophyll a content of root segments of cassava clones (TMS 30572 and 20555) grown in bentex T-treated soil. The Pacific J. Sci. Technol. 12(2): 426-432.
30. Peng, S., D.M. Eissenstate, J.H. Graham, K. Williams and N.C. Hodge. 1993. Growth depression in mycorrhizal citrus at high phosphorus supply (analysis of carbon costs). Plant Physiol. 101(3): 1063-1071.
31. Schreiner, P.R. 2007. Effect of native and non native arbuscular mycorrhizal fungi on growth and nutrient uptake of 'Pinot noir' (*Vitis vinifera* L.) in two soils with contrasting levels of phosphorus. Appl. Soil Ecol. 36(2): 205-215.
32. Soliman, A.S., N.T. Shanan, O.N. Massoud and D.M. Swelim. 2012. Improving salinity tolerance of *Acacia saligna* (Labill.) plant by arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobium inoculation. Afr. J. Biotechnol. 11(5): 1259-1266.
33. Subramanian, K.S. and C. Charest. 1997. Nutritional, growth, and reproductive responses of maize (*Zea mays* L.) to arbuscular mycorrhizal inoculation during and after drought stress at tasselling. Mycorrhiza 7(1): 25-32.
34. Swaefy Hend, M.F., R.A. Weaam, A.Z. Sakr, A. Sabh and A.A. Ragab. 2007. Effect of some chemical and bio-fertilizers on peppermint plants grown in sandy soil. 2. Effect on essential oil production, chemical composition and anatomical features. Ann. Agric. Sci. 52(2): 465-484.
35. Valentine, A.J., B.A. Osborne and D.T. Mitchell. 2001. Interactions between phosphorus supply and total nutrient availability on mycorrhizal colonization, growth and photosynthesis of cucumber. Sci. Hort. 88(3): 177-189.
36. Walling, S.Z. and C.A. Zabinski. 2006. Defoliation effect on arbuscular mycorrhizae and plant growth of two native bunchgrasses and on invasive forb. Appl. Soil Ecol. 32(1): 111-117.

Archive of SID

www.SID.ir

37. Wright, D.P., J.D. Scholes and D.J. Read. 1998. Effects of VA mycorrhizal colonization on photosynthesis and biomass production of *Trifolium repens* L. Plant Cell Environ. 21(2): 209-216.
38. Wu, Q.S. and Y.N. Zou. 2012. Evaluating effectiveness of four inoculation methods with arbuscular mycorrhizal fungi on trifoliate orange seedlings. Int. J. Agri. Biol. 14(2): 266-270.
39. Yadav, K., N. Singh and A. Aggarwal. 2012. Arbuscular mycorrhizal technology for the growth enhancement of micropropagated *Spilanthes acmella* Murr. Plant Prot. Sci. 48(1): 31-36.

Archive of SID

www.SID.ir