به‌زراعی کشاورزی

دوره ۱۸ ■ شماره ۲ ■ تابستان ۱۳۹۵

صفحه‌های ۳۰۱-۲۸۹

کاربرد قارچ میکوریزا (*Glomus mosseae*) روی کاهش اثر شوری در گل حنای گینه نو

لیلا محمدی[۱]، سعید ریزی[۲]* و رحیم برزگر[۳]

۱. دانشجوی کارشناسی ارشد، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شهرکرد، شهرکرد – ایران
۲. استادیار، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شهرکرد، شهرکرد – ایران (نویسنده مسئول مکاتبات *)
۳. استادیار، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شهرکرد، شهرکرد – ایران

تاریخ وصول مقاله: ۱۳۹۴/۰۴/۰۷ تاریخ پذیرش مقاله: ۱۳۹۴/۰۵/۳۰

چکیده

به منظور بررسی تأثیر قارچ میکوریزا (*Glomus mosseae*) تحت تنش شوری بر ویژگی‌های فیزیولوژیکی و میزان جذب برخی عناصر غذایی در گل حنای گینه نو (*Impatiens hawkeri*)، آزمایشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی، در محیط گلخانه در سه تکرار که هر تکرار شامل سه گلدان بود، در دانشگاه شهرکرد در سال ۱۳۹۳ اجرا گردید. تیمارهای آزمایشی شامل سه سطح قارچ میکوریزای همزیست (صفر، ۸ و ۱۶ درصد حجمی) و کلریدسدیم با سه سطح (صفر، ۱۵ و ۳۰ میلی‌مولار) بودند. بستر کشت شامل ۵۰ درصد پیت ماس، ۴۰ درصد پرلیت و ۱۰ درصد پوسته برنج (به صورت حجمی) بود. در زمان انتقال نشاها، قارچ میکوریزا با بستر ترکیب شد و پس از استقرار نشاها تیمار شوری از طریق آب آبیاری اعمال شد. صفات مورد ارزیابی شامل میزان نیتروژن، فسفر، پتاسیم، سدیم، پرولین، وزن تازه و خشک ریشه و درصد کلونی‌سازی ریشه بود. تیمار میکوریزای ۱۶ درصد بر نیتروژن (۲/۳۱ درصد) و فسفر (۰/۳۳۹ درصد) و اثر متقابل آن با شوری ۳۰ میلی‌مولار بر میزان پرولین (۰/۷۵۴ میکرومول بر گرم وزن تر) و درصد کلونی سازی ریشه (۳۵ درصد) تأثیر معنی‌داری داشته است. براساس نتایج تحقیق حاضر، اختلاف بین گیاهان تیمار شده با میکوریزا و سایر تیمارها در بسیاری از صفات نمایان است و به نظر می‌رسد که کاربرد قارچ میکوریزا در بستر کاشت می‌تواند سبب افزایش تحمل در برابر شوری از طریق تأثیر بر برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی در گل حنای گینه نو شود.

کلیدواژه‌ها: پرولین، فسفر، کلریدسدیم، نیتروژن، وزن تازه ریشه

* نویسنده مسئول Email: sreezi@agr.sku.ac.ir

۱. مقدمه

گل حنای گینه نو (*Impatiens hawker*) از خانواده Balsaminaceae، از گونه‌های جدید در صنعت گلکاری است و در ۲۵ سال اخیر از جمله مهم‌ترین گیاهان گلدار گلدانی و فصلی محسوب می‌شود. این گیاه جزو گیاهان حساس به تجمع نمک (شوری) محسوب می‌شود [۳۴]. شوری یکی از شایع‌ترین تنش‌های غیرزنده جهان امروز به شمار می‌آید [۵۱]. اخیراً استفاده از روش‌های بیولوژیکی به عنوان یک روش عملی برای تخفیف تنش‌های خاکی نظیر شوری مورد توجه قرار گرفته است [۳۲]. قارچ میکوریزا به عنوان یک کود بیولوژیک مناسب گزینه‌ای برای بهبود تحمل گیاهان و رشد آنها در خاک‌های شور می‌باشد [۱۱]. قارچ میکوریزا با بهبود وضعیت تغذیه‌ای و آبی گیاه [۳۳]، از طریق تغییر در مورفولوژی ریشه و افزایش سطح جذب توسط گسترش ریسه‌های خود در خاک و تحریک تبادلات گازی از طریق افزایش ظرفیت مقصد [۲۲] سبب بهبود تحمل گیاه میزبان در مواجهه با تنش شوری می‌گردد [۲۶].

سازوکارهای احتمالی تعدیل شوری با کاربرد میکوریزا عبارتند از افزایش جذب عناصر غذایی فسفر، روی و مس (که در خاک تحرک کمی دارند) [۱۷]، افزایش نسبی جذب آب که باعث رقیق شدن یون‌ها و کاهش اثرات سمیت یون‌ها می‌شود [۱۸]، ایجاد تعادل عناصر غذایی در گیاه تحت تنش شوری [۱۵]، افزایش غلظت قندهای محلول در ریشه که منجر به کاهش پتانسیل اسمزی ریشه می‌شود [۳۶]. قارچ میکوریزا به دلیل افزایش سطح ریشه‌ها از طریق نفوذ میسلیوم قارچ در خاک، سبب جذب بیشتر آب و مواد غذایی شده [۶۷] که موجب فتوسنتز بیشتر، بهبود رشد گیاه و درنتیجه افزایش زیست توده گیاه می‌گردد. قارچ میکوریزا در شرایط شوری باعث بهبود تولید آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی می‌شود و از غشای سلول در برابر آسیب‌ها محافظت می‌کند [۴۶]. همچنین، با تراوش انواع مختلف هورمون‌ها (اسید آبسیزیک) بر تنش‌های محیطی متعدد فائق می‌آید [۷۷].

همزیستی میکوریزا باعث افزایش تحمل شوری در گیاهان متفاوت شده است [۳۶]. وزن خشک، ارتفاع، تعداد شاخه‌های جانبی بوته در زمان گلدهی شاهدانه و عملکرد دانه گیاهان تلقیح شده نسبت به تلقیح نشده افزایش یافت. میزان سدیم اندام هوایی گیاه در تیمارهای تلقیح یافته کاهش و پتاسیم آن افزایش یافت که دلیل آن حبس یون سدیم در ریشه‌ها و عدم انتقال آن به اندام هوایی گیاه و ذخیره یون پتاسیم در گیاه به جای یون سدیم می‌باشد که این می‌تواند یکی از دلایل افزایش تحمل گیاهان تلقیح یافته با میکوریزا به شوری باشد [۴].

اگرچه اثرات سودمند تلقیح گیاهان زراعی با قارچ میکوریزا به خوبی شناخته شده است، ولی گیاهان زینتی در تحقیقات میکوریزایی کمتر مورد توجه قرار گرفته‌اند [۴۹]. نتایج تحقیقات بیانگر تأثیر قارچ میکوریزا بر رشد و تحمل به شوری با کلریدسدیم در گل کالانکوئه به‌ویژه بالاترین سطح در کاهش رشد، صفات زایشی، غلظت عناصر غذایی و درصد کلونی‌سازی قارچ بود [۱۳]. گیاهان کالانکوئه تلقیح شده با قارچ و با بالاترین میزان سطح شوری از لحاظ کلروفیل اختلاف معنی‌داری داشتند. گیاه تلقیح شده بیشترین کلروفیل، زیست توده، طول گیاه، سطح برگ، عملکرد گل و مقادیر عناصر غذایی (فسفر، نیتروژن، پتاسیم، کلسیم و منیزیم) نسبت به گیاه تلقیح نشده در شرایط شوری را دارا بود [۱۳]. در بررسی تأثیر تلقیح قارچ میکوریزا بر تحمل به شوری در گل میخک، با تلقیح میکوریزا تحمل به شوری در این گیاه افزایش یافت. رشد گیاه، تعداد گل، اندازه گل، تعداد برگ و رنگ گل در شوری متوسط (۳ دسی‌زیمنس بر متر) با تلقیح میکوریزا افزایش یافت [۵۶]. هدف از انجام پژوهش حاضر، بررسی تأثیر همزیستی قارچ میکوریزا در تعدیل اثر تنش شوری

روی گل حنای گینه نو باتوجه به ارزش اقتصادی، مشکلات عدیده تولیدکنندگان و حساس بودن این گیاه به شوری می‌باشد.

مواد و روش‌ها

این پژوهش به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی و با سه تکرار (هر تکرار شامل سه گلدان ۰/۷ لیتری) روی گل حنای گینه نو، در مجموعه گلخانه‌های تحقیقاتی دانشکده کشاورزی دانشگاه شهرکرد، در سال ۱۳۹۳ مورد بررسی قرار گرفت. فاکتور اول یعنی قارچ میکوریزا در سه سطح (صفر، ۸ و ۱۶ درصد حجمی) و فاکتور دوم (کلریدسدیم) نیز در سه سطح (صفر، ۱۵ و ۳۰ میلی‌مولار) بود. در اواخر فصل بهار بذور گل حنای گینه نو (F_1) رقم 'دیواین اسکارلت قرمز'[1] در سینی کاشت و در بستری شامل ۵۰ درصد پیت ماس، ۴۰ درصد پرلیت و ۱۰ درصد پوسته برنج (به صورت حجمی) کشت شدند. نشاها پس از ۵ تا هشت‌برگی شدن به گلدان‌های با بستر ۵۰ درصد پیت ماس، ۴۰ درصد پرلیت و ۱۰ درصد پوسته برنج انتقال داده شدند که در این مرحله قارچ میکوریزا با بستر ترکیب شد. مقادیر قارچ میکوریزا بسته به حجم گلدان درنظر گرفته شد که تعداد اسپور در هر یک درصد حجمی آن ۶۰۰ عدد بود. به منظور برقراری همزیستی بین قارچ میکوریزا و گیاه پس از گذشت سه هفته از استقرار نشاها در گلدان، سطوح شوری اعمال شد. گیاهان به صورت یک روز در میان و براساس نیاز روزانه (هر گلدان ۲۰۰ میلی‌لیتر) همراه با آب آبیاری شوری داده شدند و هفته‌ای یک‌بار با محلول هوگلند تغذیه شدند. پس از گذشت پنج ماه از کاشت بذور صفات موردنظر ارزیابی شدند. صفات مورد ارزیابی شامل میزان نیتروژن، فسفر، پتاسیم، سدیم، پرولین، درصد کلونی سازی ریشه، وزن تازه و خشک ریشه بودند.

در پایان آزمایش وزن تازه و خشک ریشه با استفاده از ترازوی دیجیتال برحسب گرم اندازه‌گیری شد. میزان پرولین به روش بتیس و همکاران اندازه‌گیری شد [۲۵]. مقادیر عناصر نیتروژن به روش کجلدال (دستگاه Gerhardt، ساخت کشور آلمان)، فسفر به روش اسپکتروفتومتری با طول موج ۴۲۰ نانومتر (دستگاه Pharmacia LKB، ساخت کشور انگلستان) و پتاسیم و سدیم به روش فلیم فتومتری (دستگاه Jenway PFP7، ساخت کشور انگلستان) اندازه‌گیری شد.

جهت تعیین کلونی‌سازی قارچ میکوریزا، ریشه‌های نمونه برداری شده با آب مقطر به خوبی شسته شدند. بعد از نمونه برداری از ریشه‌های شسته شده، ریشه‌ها داخل ظروف شیشه‌ای شفاف به حجم ۵۰ میلی‌لیتر منتقل شدند. سپس، محلول هیدروکسیدپتاسیم ۱۰ درصد به ریشه‌ها اضافه شده و در دمای اتاق به مدت سه تا پنج روز نگهداری شدند (مدت زمان نگهداری در محلول هیدروکسیدپتاسیم به قطر ریشه‌ها بستگی داشت). جهت خنثی کردن محیط قلیایی، ریشه‌های رنگبری شده حاصل از روش قبل با آب مقطر شسته شدند و به مدت دو دقیقه در محلول یک مولار اسیدکلریدریک قرار داده شدند. جهت رنگ‌آمیزی ریشه‌ها از روش تغییر یافته هایمن و فیلیپس (حذف فنل از محلول رنگ) استفاده گردید [۵۷]. در این روش، ریشه‌های رنگبری شده به مدت ۶ تا ۱۲ ساعت در محلول رنگ‌آمیزی تریپان بلو[2] ۰/۰۱ درصد در دمای اتاق نگهداری شدند. ریشه‌ها پس از خارج کردن از محلول رنگ و شستشو با آب مقطر آماده تعیین میزان کلونی‌سازی بودند. سپس با استفاده از میکروسکوپ با بزرگنمایی ۴۰X، کلونی‌سازی محاسبه گردید.

در پایان آزمایش، داده‌های حاصل با استفاده از نرم‌افزار آماری SPSS (نسخه ۲۱) مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفت

1. Divine Scarlet Red

2. Trypan Blue

و مقایسه میانگین ها نیز از طریق آزمون Tukey در سطح احتمال ۰/۰۵ >P انجام شد.

نتایج و بحث

تجزیه واریانس بیانگر تأثیر تیمار میکوریزا، شوری و اثرات متقابل آنها در سطح احتمال یک درصد بر وزن تازه و خشک ریشه می‌باشد (جدول ۱). بیشترین وزن تازه ریشه (۲۸/۴ گرم) مربوط به تیمار میکوریزای هشت درصد به همراه شوری ۳۰ میلی‌مولار و کمترین میزان (۸/۴۶ گرم) مربوط به تیمار شوری ۳۰ میلی‌مولار بود. در وزن خشک ریشه نیز بیشترین میزان (۰/۹۸۰ گرم) مربوط به تیمار شاهد و کمترین مقدار (۰/۲۶۳ گرم) مربوط به تیمار شوری ۱۵ میلی‌مولار بود (جدول ۲).

جدول ۱. تجزیه واریانس کاربرد قارچ میکوریزا تحت تنش شوری روی صفات مورد ارزیابی گل حنای گینه نو

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات							
		نیتروژن	فسفر	پتاسیم	سدیم	پرولین	درصد کلونی‌سازی ریشه	وزن تازه ریشه	وزن خشک ریشه
شوری	۲	۰/۰۰۱ns	۰/۰۰۱*	۰/۶۹۸**	۰/۸۷۵**	۰/۰۱۴ns	۲/۳۵**	۲/۹۲**	۰/۴۴۴**
میکوریزا	۲	۰/۱۶۰**	۰/۰۰۵**	۰/۰۰۸ns	۰/۱۴۰*	۰/۰۵۵**	۸۱/۶۹**	۱۵/۲۱۴**	۰/۱۲۹**
شوری × میکوریزا	۴	۰/۰۰۳ns	۰/۰۰۰ns	۰/۳۳۱ns	۰/۱۹۱ns	۰/۳۶۰**	۲/۹۵**	۳/۶۳**	۰/۲۳۰**
خطا	۱۸	۰/۰۱۱	۰/۰۰۲	۰/۳۷۸	۰/۳۱۵	۰/۰۸۴	۱/۲۳	۲/۰۵	۰/۱۰۴

*، ** و ns – به‌ترتیب معنی‌دار در سطح پنج و یک درصد و عدم معنی‌دار

جدول ۲ . اثرات متقابل کاربرد قارچ میکوریزا تحت تنش شوری روی صفات مورد ارزیابی گل حنای گینه نو

حجم کود میکوریزا (٪)	غلظت کلرید سدیم (mM)	پرولین (uM/g)	کلونی‌سازی ریشه (٪)	وزن تازه ریشه (g)	وزن خشک ریشه (g)
۰	۰	۰/۳۸۳bc	۰c	۲۱/۰a	۰/۹۸۰a
	۱۵	۰/۳۷۹bc	۰c	۹/۴۸b	۰/۲۶۳d
	۳۰	۰/۱۷۵d	۰c	۸/۴۶b	۰/۲۹۰cd
۸	۰	۰/۴۳۸bc	۱۸/۳b	۲۷/۳a	۰/۹۴۳a
	۱۵	۰/۵۰۹b	۱۷/۰b	۲۱/۲a	۰/۸۴۶a
	۳۰	۰/۲۳۷cd	۲۰/۰b	۲۸/۴a	۰/۴۱۰bcd
۱۶	۰	۰/۲۵۳cd	۱۸/۳b	۲۶/۴a	۰/۶۹۶ab
	۱۵	۰/۳۶۴bc	۱۸/۳b	۲۴/۲a	۰/۴۷۶bcd
	۳۰	۰/۷۵۴a	۳۵/۰a	۲۸/۱a	۰/۵۱۶bc

میانگین‌ها با حروف مشترک، تفاوت معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح ۰/۰۵ براساس آزمون توکی ندارند.

وزن تازه و خشک ریشه تحت تأثیر شوری کاهش یافت. کاهش وزن خشک ریشه در محیط‌های شور گزارش شد [۱۰]. نتایج تحقیقات افزایش وزن خشک گیاهان را در محیط شور و در حضور میکوریزا تأیید کرده است [۴۴ و ۵۹].

در مورد کاهوی اهوازی و دانهال‌های مرکبات نتیجه مشابهی حاصل شده است [۲ و ۵۸]. پژوهشگران افزایش وزن تازه و خشک ریشه در حضور میکوریزا را به دلیل بهبود جذب آب و عناصر غذایی توسط گسترش هیف‌های میکوریزا بیان کردند [۳۹]. میکوریزا از طریق بهبود جذب عناصر غذایی سبب افزایش رشد و وزن گیاهان می‌شود [۴۷]. در این راستا، افزایش وزن خشک گیاهان تلقیح شده در محیط‌های شور مشاهده و اعلام شد که تلقیح میکوریزایی با افزایش توسعه ریشه سبب کاهش اثرات زیانبار شوری می‌شود [۶۳].

میزان پرولین تحت تأثیر تیمار میکوریزا در سطح احتمال پنج درصد و اثرات متقابل میکوریزا و شوری در سطح احتمال یک درصد قرار گرفت، ولی شوری تأثیر معنی داری بر میزان پرولین نداشت (جدول ۱). اختلاف معنی‌داری بین بیشترین میزان پرولین (۰/۷۵۴ میکرومول بر گرم در وزن تر گیاه) مربوط به تیمار میکوریزای ۱۶ درصد به همراه شوری ۳۰ میلی‌مولار با بقیه تیمارها مشاهده شد (جدول ۲). پرولین و گلیسین بتائین دو ترکیب تنظیم‌کننده اسمزی هستند که به وسیله اکثر گیاهان (نه همه) در پاسخ به تنش‌ها (شوری) سنتز می‌شوند و باعث بهبود وضعیت اسمزی سلولی در اصلاح تنش‌های غیرزیستی می‌شوند [۳۰]. نتایج تحقیقات بیانگر افزایش غلظت پرولین در برگ گوجه‌فرنگی تلقیح شده با قارچ میکوریزا تحت تنش شوری بود [۳]. افزایش غلظت پرولین را در گیاهان میکوریزایی تحت تنش شوری گزارش شد [۴۸ و ۶۵] و این امر در صورتی است که کاهش غلظت پرولین را در گیاهان میکوریزایی تحت تنش شوری مشاهده شده است [۷۳]. افزایش تجمع پرولین در حضور میکوریزا منجر به افزایش فراهمی و تثبیت نیتروژن برای گیاهان (لوبیای سودانی) شد [۳۵].

میزان وابستگی گیاه میزبان به قارچ‌های میکوریزا به عوامل مختلف محیطی (نظیر شدت نور، درجه حرارت، اسیدیته و شرایط خاک) و نیز به ویژگی‌های ریخت شناسی ریشه و فیزیولوژیکی گیاه بستگی دارد [۶۸]. این ویژگی ریشه گیاه میزبان از جمله عوامل مهم در برقراری همبستگی گیاه با قارچ میکوریزا می‌باشد. معمولاً گیاهان با سیستم ریشه‌ای ضعیف و کم‌انشعاب، وابستگی میکوریزایی بیشتری نسبت به گیاهان با سیستم ریشه‌ای انبوه و پرانشعاب دارند [۲۴]. تلقیح با میکوریزا می‌تواند میزان سیتوکینین را افزایش دهد و میزان اسید آبسیزیک و مواد مشابه جیبرلین را در گیاه میزبان افزایش یا کاهش دهد [۶]. درصد کلونی سازی ریشه به طور معنی‌داری تحت تأثیر تیمار قارچ میکوریزا، شوری و اثرات متقابل میکوریزا و شوری قرار گرفت ($P<0/01$) (جدول ۱). بیشترین درصد کلونی‌سازی ریشه (۳۵ درصد) مربوط به تیمار میکوریزای ۱۶ درصد به همراه شوری ۳۰ میلی‌مولار بود، درصورتی که در تیمار شاهد و سطوح شوری ۱۵ و ۳۰ میلی‌مولار همزیستی قابل توجهی مشاهده نشد (جدول ۲). نتایج تحقیقات افزایش وابستگی میکوریزایی در محیط شور را نشان داد [۵۹]. نتایج افزایش وابستگی میکوریزایی در محیط شور در این پژوهش با نتایج محققان روی گوجه فرنگی [۱۷]، کاهو و پیاز [۲۹]، ذرت [۳۶] و پنبه [۷۱] مطابقت دارد. افزایش درصد کلونی سازی ریشه تحت شرایط شوری مشاهده شد [۱۵] و درصد کلونی‌سازی ریشه در حضور میکوریزا و شوری کاهش نیافت [۴۵ و ۵۰]. درصد کلونی‌سازی ریشه در حضور میکوریزا حتی هنگامی‌که گیاهان تلقیح شده با شوری زیاد (تا ۲۰۰ میلی مولار) تیمار شدند، کاهش نیافت [۷۵]. گیاهان تلقیح شده

با میکوریزا در محیط شور، به دلیل بهبود جذب عناصر غذایی به‌ویژه فسفر [۵۴] و یا تغییر در فیزیولوژی گیاهان [۵۹] از جمله تغییر در پتانسیل اسمزی [۶۱] به تنش شوری تحمل بیشتری را نشان می‌دهند. بر همین اساس، به نظر می‌رسد که در محیط شور وابستگی میکوریزایی گیاهان افزایش می‌یابد.

تجزیه واریانس بیانگر تأثیر تیمار قارچ میکوریزا بر میزان نیتروژن بافت در سطح احتمال یک درصد است، درصورتی‌که شوری و اثرات متقابل شوری - میکوریزا تأثیر معنی‌داری بر این صفت نداشت (جدول ۱). نتایج مقایسه میانگین‌ها حاکی از آن است که اختلاف بین سطوح مختلف قارچ میکوریزا بر میزان نیتروژن بافت معنی‌دار بوده است، به طوری که بیشترین میزان نیتروژن بافت (۲/۳۱ درصد) مربوط به تیمار میکوریزای ۱۶ درصد و کمترین میزان نیز مربوط به تیمار شاهد ۱/۷۹ درصد می‌باشد (جدول ۳). بهبود جذب عناصر غذایی از جمله نیتروژن را در حضور میکوریزا گزارش شد [۹ و ۴۱]. همچنین، میکوریزا با تجزیه مواد آلی خاک موجب تثبیت نیتروژن شده و باعث جذب نیتروژن توسط ریشه می‌گردد [۵۲]. در گیاهان میکوریزایی جذب نیتروژن به ویژه در شرایط تنش شوری بیشتر از گیاهان تلقیح نشده می‌باشد و آن را به افزایش سطح فعالیت آنزیم‌های نیترات ردوکتاز و نیتروژناز در ریشه گیاهان میکوریزایی نسبت داده‌اند [۳۱]. افزایش جذب عناصر از جمله نیتروژن و فسفر در گل کالانکوئه در حضور میکوریزا گزارش شد [۱۳]. همچنین، افزایش جذب نیتروژن در مرکبات میکوریزایی تحت تنش شوری [۳۸] و در لوبیای سودانی تلقیح شده با میکوریزا تحت تنش شوری گزارش شده است [۵۵]. تلقیح گیاه نعناع با گونه‌های قارچ میکوریزا به طور قابل ملاحظه‌ای میزان جذب نیتروژن و فسفر را در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده افزایش داد [۴۳].

جدول ۳ . اثرات اصلی کاربرد قارچ میکوریزا تحت تنش شوری روی صفات مورد ارزیابی گل حنای گینه نو

تیمار	نیتروژن (٪)	فسفر (٪)	پتاسیم (٪)	سدیم (٪)
میکوریزا صفر	۱/۷۹^{c}	۰/۳۰۷^{c}	۱/۷۷^{a}	۰/۶۲۳^{b}
میکوریزا ۸ درصد	۲/۱۵^{b}	۰/۳۲۷^{b}	۱/۸۱^{a}	۰/۸۹۱^{a}
میکوریزا ۱۶ درصد	۲/۳۱^{a}	۰/۳۳۹^{a}	۱/۸۱^{a}	۰/۶۴۶^{ab}
تیمار	نیتروژن (٪)	فسفر (٪)	پتاسیم (٪)	سدیم (٪)
کلرید سدیم صفر	۲/۰۷^{a}	۰/۳۱۶^{b}	۱/۵۸^{b}	۰/۴۳۰^{c}
کلرید سدیم ۱۵ میلی‌مولار	۲/۱۰^{a}	۰/۳۲۷^{a}	۱/۸۴^{a}	۰/۶۹۲^{b}
کلرید سدیم ۳۰ میلی مولار	۲/۰۸^{a}	۰/۳۳۰^{a}	۱/۹۷^{a}	۱/۰۳^{a}

میانگین‌ها با حروف مشترک، تفاوت معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح ۰/۰۵ براساس آزمون توکی ندارند.

در میزان فسفر بافت، اثر میکوریزا در سطح احتمال یک درصد و شوری در سطح احتمال پنج درصد معنی‌دار بود، ولی اثرات متقابل آنها بر میزان فسفر تأثیری نداشت (جدول ۱). بین سطوح مختلف قارچ میکوریزا بر میزان فسفر بافت اختلاف معنی‌دار می‌باشد، به نحوی که روند افزایشی در میزان فسفر مشاهده می‌شود (جدول ۳). بیشترین میزان فسفر بافت (۰/۳۳۹ درصد) مربوط به تیمار میکوریزای ۱۶ درصد و کمترین میزان فسفر (۰/۳۰۷ درصد) مربوط به تیمار شاهد بود. بین دو سطح کلریدسدیم بر میزان فسفر اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد، ولی بین این سطوح و شاهد تفاوت معنی‌دار است (جدول ۳). افزایش جذب فسفر در تیمارهای قارچ میکوریزا به دلیل تأثیر همزیستی میکوریزایی در افزایش سطح جذب ریشه و تأثیر این قارچ‌ها در ترشح اسید فسفاتازها، اگزالات‌ها و تراوش یون پروتون صورت می‌گیرد [۴۰]. کاربرد قارچ میکوریزا سبب تولید آنزیم فسفاتاز می‌شود که این امر می‌تواند فسفر را از منابع آلی، متحرک و قابل جذب کند [۶۹ و ۷۰]. بهبود جذب نیتروژن و فسفر در گیاهان تلقیح شده خیار مشاهده شد [۷۴]. یکی از مهم‌ترین اثرات تلقیح میکوریزا در گیاهان میزبان، افزایش جذب فسفر می‌باشد [۲۷ و ۷۲] که به دلیل ظرفیت میکوریزا در جذب فسفات از خاک و انتقال آن به ریشه گیاه میزبان می‌باشد [۲۱]. میکوریزا تأثیر مثبتی بر جذب عناصر غذایی به‌ویژه عناصر کم‌تحرک از قبیل فسفر دارد و از این طریق، بر رشد گیاهان در شرایط شوری تأثیر می‌گذارد [۱۶]. این روند به‌وسیله افزایش و یا جذب انتخابی عناصر غذایی بوده که به‌وسیله فراهمی عناصر غذایی توسط سیستم ریشه تنظیم می‌شود [۴۱].

خاک‌های شور کاهش قابل توجهی در جذب مواد معدنی به‌ویژه فسفر به دلیل رسوب فسفر توسط یون‌های کلسیم، منیزیم و روی دارند، همچنین، این خاک‌ها فسفر را غیرقابل دسترس می‌سازند [۲۳]. تلقیح میکوریزا می‌تواند غلظت فسفر را در گیاه با افزایش در سهولت جذب توسط گسترش هیف‌های قارچ افزایش دهد [۶۴]. بهبود فسفر در گیاهان تلقیح شده ممکن است باعث بهبود رشد، افزایش تولید آنتی‌اکسیدان‌ها و افزایش گره‌سازی و تثبیت نیتروژن در لگوم‌ها شود [۱۴ و ۳۸]. ریشه‌های میکوریزایی می‌توانند بر پایه واحد ریشه، فسفر را چندین برابر بیشتر از ریشه‌های غیرمیکوریزایی جذب کنند که این امر به طور عمده به علت سطح بیشتری است که درنتیجه رشد ریسه‌های قارچ ایجاد می‌شود. این گسترش، جذب فسفر را در اطراف ریشه آسان می‌سازد [۶]. بهبود جذب فسفر در گیاهان تلقیح شده با میکوریزا به حفظ پایداری غشا واکوئول کمک می‌کند و باعث سهولت در جذب انتخابی یون‌ها می‌شود [۶۲] و از سمیت یون‌ها که باعث مداخله در مسیرهای متابولیکی می‌شوند، جلوگیری می‌کند [۲۹]. بهبود جذب عناصر غذایی از جمله نیتروژن و فسفر را در حضور میکوریزا گزارش شد [۴۱]. بررسی افزایش جذب فسفر در گیاهان میکوریزایی تحت تنش شوری با نتایج دیگر تحقیقات در مورد پسته [۱۲]، گوجه‌فرنگی [۱۷]، ذرت [۳۶]، آکاسیا [۴۲]، مرکبات [۵۵]، سویا [۶۵] و پنبه [۷۱] گزارش شد.

میزان پتاسیم به‌طور معنی‌داری تحت تأثیر تیمار شوری در سطح احتمال یک درصد قرار گرفت، ولی میکوریزا و اثرات متقابل میکوریزا و شوری تأثیری بر این صفت نداشت (جدول ۱). بین دو سطح کلریدسدیم بر میزان پتاسیم بافت اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد، ولی بین این سطوح و تیمار شاهد اختلاف معنی‌دار بود، به‌طوری‌که بیشترین میزان پتاسیم (۱/۹۷ درصد) مربوط به تیمار کلریدسدیم ۳۰ میلی‌مولار و کمترین میزان (۱/۵۸ درصد) مربوط به تیمار شاهد بود (جدول ۳). افزایش غلظت پتاسیم تحت شرایط شوری در مرکبات را گزارش شد. بالا

نگه داشتن غلظت یون پتاسیم در اندام گیاه، یکی از شرط‌های بقا در شرایط شوری ذکر شد [۱]. افزایش غلظت یون پتاسیم تحت شرایط شوری به علت تبادل یون سدیم با یون پتاسیم در محلی از ریشه است که در آنجا یون پتاسیم جهت حمل به برگ، وارد آوند چوبی می‌شود [۳۷]. با افزایش شوری ممکن است غلظت پتاسیم در برگ‌ها افزایش یابد [۲۸]. با افزایش سطح شوری از ۰/۳ تا ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر غلظت پتاسیم برگ‌ها و ساقه گیاه عناب به‌طور معنی‌داری افزایش یافت [۵۳].

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که اثر میکوریزا بر میزان سدیم بافت در سطح احتمال پنج درصد و تیمار شوری در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود، ولی اثرات متقابل آنها بر این صفت تأثیری نشان نداد (جدول ۱). نتایج مقایسه میانگین‌ها حاکی از آن است که اختلاف بین سطوح مختلف کلریدسدیم بر میزان سدیم بافت معنی‌دار بوده است، به‌طوری‌که بیشترین میزان سدیم بافت (۱/۰۳ درصد) مربوط به تیمار کلریدسدیم ۳۰ میلی‌مولار و کمترین میزان نیز مربوط به تیمار شاهد (۰/۴۳۰ درصد) می‌باشد. در بین دو سطح قارچ میکوریزا بر میزان سدیم بافت اختلاف، معنی‌دار نبود، ولی بین تیمار شاهد (کمترین میزان با میانگین ۰/۶۲۳ درصد) و تیمار قارچ میکوریزای ۸ درصد (بیشترین میزان با میانگین ۰/۸۹۱ درصد) تفاوت معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۳). افزایش در جذب سدیم در گیاهان میکوریزایی تحت تنش شوری را در آکاسیا [۴۰] و پنبه [۷۱] گزارش شد. همچنین، غلظت سدیم گیاهان میکوریزی در مقایسه با گیاهان بدون میکوریزا کمتر است [۷ و ۴۸]. اگرچه چگونگی کاهش سدیم در اثر همزیستی میکوریزایی هنوز به خوبی روشن نیست، اما به نظر می‌رسد یکی از عوامل بهبود رشد گیاهان میکوریزایی در محیط‌های شور در مقایسه با گیاهان بدون میکوریزا پایین‌تر بودن غلظت یون سدیم در این گیاهان و جلوگیری از غلظت سمی سدیم توسط میکوریزا باشد [۷].

قارچ‌های میکوریزا نقش مهمی در بهبود تغذیه و رشد گیاهان در شرایط شور دارند، به نحوی که بعضی آنها را اصلاح‌کنندگان زیستی خاک‌های شور می‌نامند [۶۶]. وجود شبکه گسترده هیف‌های قارچ، افزایش جذب آب و عناصر غذایی را برای گیاه مهیا می‌کند [۸]. به‌طورکلی، قارچ میکوریزا از طریق افزایش جذب عناصر غذایی با قابلیت تحرک کم در خاک نظیر فسفر، روی و مس، افزایش نسبی جذب آب که باعث رقیق شدن اثرات یون‌های سمی می‌شود، افزایش غلظت قندهای محلول در ریشه که منجر به کاهش پتانسیل اسمزی ریشه می‌شود و ایجاد تعادل عناصر غذایی گیاه در شرایط شوری موجب مقاومت گیاهان زراعی در برابر تنش‌های محیطی می‌گردد [۵]. میکوریزا توانایی گیاه در شرایط شوری [۶۰ و ۷۶] را به وسیله افزایش در جذب عناصر غذایی [۲۰]، تعادل یون‌ها [۴۰] و حفاظت از فعالیت آنزیم‌ها [۴۱] افزایش می‌دهد. تنش شوری باعث کمبود فسفر می‌شود، ولی در گیاهان تلقیح شده با میکوریزا افزایش در جذب فسفر در شرایط شور مشاهده می‌شود و بنابراین باعث کاهش اثر مخرب شوری می‌شود. مهم‌ترین مکانیسم برای افزایش تحمل شوری در گیاهان تلقیح شده با میکوریزا بهبود در جذب فسفر است [۱۹]. فرایندهای فیزیولوژیکی نسبت به جذب عناصر غذایی در بهبود رشد گیاهان میکوریزایی تحت تنش شوری بیشتر مؤثر می‌باشند [۶۳]، از جمله تغییرات فیزیولوژیکی می‌توان به تغییرات اسمزی در گیاه اشاره کرد [۶۱].

نتیجه‌گیری

در تحقیق حاضر، اختلاف بین تیمارهای تلقیح شده و تلقیح نشده با قارچ میکوریزا از نظر برخی صفات نمایان است. بنابراین در مجموعه‌ای از صفات مورد ارزیابی، مشاهده شد که تلقیح روی تمامی این صفات تأثیر داشته و

در برخی از ویژگی‌های رشد اثر آن مثبت می‌باشد. بنابراین، به نظر می‌رسد که کاربرد قارچ میکوریزا در بستر کاشت می‌تواند سبب افزایش تحمل در برابر شوری از طریق تأثیر بر برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی در گل حنای گینه نو شود.

منابع

۱. ابوطالبی ع، تفضلی ع، خلدبرین ب، کریمیان ن و امام ی (۱۳۸۶) اثر شوری بر غلظت عناصر پرمصرف در شاخساره پنج گونه مرکبات. علوم کشاورزی ایران. ۳۸(۴): ۶۷۳-۶۶۵.

۲. اطمینان س، عالم‌زاده انصاری ن، محمودی سورستانی م و اسکندری ف (۱۳۹۲) تأثیر سه گونه قارچ *Glomus mossea*، *G. intraradice* و *G .fasiculatum* بر رشد کاهوی اهوازی تحت تنش شوری (NaCl). مجموعه مقالات هشتمین کنگره علوم باغبانی. صص. ۱۴۱۲-۱۴۰۸.

۳. برین م، علی اصغرزاده ن و صمدی ع (۱۳۸۵) اثر شوری حاصل از کلریدسدیم و مخلوط املاح بر غلظت پرولین و برخی شاخص‌های رشد گوجه‌فرنگی در همزیستی با قارچ میکوریزا آربسکولار. علوم کشاورزی ایران. ۳۷(۱): ۱۴۷-۱۳۹.

۴. تدین م و زارعی م (۱۳۹۳) بررسی اثر همزیستی قارچ میکوریزا گونه *Glomus mosseae* بر مقاومت به شوری سه اکوتیپ شاهدانه. فرایند و کارکرد گیاهی. ۳(۷): ۱۱۴-۱۰۵.

۵. توسلی ع و اصغرزاده ن ع (۱۳۸۸) اثر قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار بر جذب عناصر غذایی و عملکرد پیاز در یک خاک شور در شرایط مزرعه ای. دانش و آب و خاک. ۱۹(۱): ۱۵۸-۱۴۶.

۶. خلدبرین ب و اسلام‌زاده ط (۱۳۸۴) تغذیه معدنی گیاهان عالی. جلد دوم، انتشارات دانشگاه شیراز، شیراز. ۹۰۲ ص.

۷. فلاحیان ف، عباس پور ح، فهیمی ح و خاوری نژاد ر (۱۳۸۴) بررسی تأثیر قارچ اندومیکوریز بر تغذیه معدنی و رشد گیاه پسته (*Pistacia vera* L.) در شرایط شوری. پژوهش و سازندگی در زراعت و باغبانی. ۶۷: ۸۶-۸۲.

۸. ملکوتی م ج (۱۳۷۸) کشاورزی پایدار و افزایش عملکرد با بهینه‌سازی مصرف کود در ایران. نشر آموزش کشاورزی. ۴۶۰ ص.

۹. هانی ع (۱۳۸۱) بررسی اثر مشخصات مورفولوژیکی ریشه گیاه شبدر و سطوح فسفر بر شدت تمایل میکوریزایی گیاه، جذب فسفر و رشد گیاه کلنی شده با قارچ VAM. دانشگاه چمران اهواز. اهواز. پایان‌نامه کارشناسی ارشد.

۱۰. یوسفی راد م (۱۳۷۶) اثرات شوری بر محتوای نیتروژن گیاه در مراحل مختلف رشد گندم. دانشگاه تهران. تهران. پایان‌نامه کارشناسی ارشد.

۱۱. یوسفی‌راد م، نورمحمدی ق، اردکانی م، مجیدی هروان ا و میرهادی س ج (۱۳۸۸) تأثیر قارچ میکوریزا بر خصوصیات مورفولوژیکی و محتوای عناصر غذایی جو در سطوح مختلف شوری. دانش نوین کشاورزی. ۱۶: ۱۱۴-۱۰۵.

12. Abbaspour H, Fallahyan F and Fahimi H (2005) Effect of endomycorrhizal fungi and salt stress on nutrient acquisition and growth *Pistacia vera* L. Pakistan Journal of Biological Sciences. 8: 1006-1010.

13. Abdul-Wasea A, Asrar G, Abedel-Fattah M, Khalid ME and Abdul-salam EM (2014) The impact of arbuscular mycorrhizal fungi in improving growth, flower yield and tolerance of kalanchoe (*Kalanchoe blossfeldiana* poelin) plants grown in Nacl-Stress. Journal of Food, Agriculture and Environment. 12(1): 105-112.

14. Alguacil MM, Hernandez JA, Caravaca F, Portillo B and Roldan A (2003) Antioxidant enzyme activities in shoots from three mycorrhizal shrub species afforested in a degraded semi-arid soil. Physiologia Plantarum. 118: 562-570.

15. Aliasgharzadeh N, Saleh Rastin N, Towfighi H and Alizadeh A (2001) Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils of the Tabriz Plain of Iran in relation to some physical and chemical properties of soil. Mycorrhiza. 11(3): 119-122.

16. Al-Karaki GN and Clark RB (1998) Growth, mineral acquisition and water use by mycorrhizal wheat grown under water stress. Journal of Plant Nutrition. 21(2): 263-276.

17. Al-Karaki GN (2000) Growth of mycorrhizal tomato and mineral acquisition under salt stress. Mycorrhiza. 10: 51-54.

18. Al-karaki GN and Hammad R (2001) Mycorrhiza influence on fruit yield and mineral content of tomato grown under salt stress. Journal of Plant Nutrition. 24(8): 1311-1323.

19. Al-Karaki GN, Hammad R and Rusar M (2001) Response of two tomato cultivars differing in salt tolerance to inoculation with mycorrhizal fungi under salt stress. Mycorrhiza. 11: 43-47.

20. Asghari HR, Marschener P, Smith SE and Smith FA (2005) Growth response of *Atriplex nummularia* to inoculation with arbucular mycorrhizal fungi at different salinity levels. Plant and Soil. 273: 245-256.

21. Asimi S, Gianinazzi-Pearson V and Gianinazzi S (1980). Influence of increasing soil phosphorus levels on interactions between vesicular- arbuscular mycorrhizae and Rhizobium in soybeans. Canadian Journal of Botany. 58(20): 2200-2205.

22. Augue RM (2001) Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. Mycorrhiza. 11: 3-42.

23. Azcon-Aguilar C, Azcon R and Barea JM (1979) Endomycorrhizal fungi and Rhizobium as biological fertilizer for *Medicago sativa* in normal cultivation. Nature. 279: 325-327.

24. Balys G (1975) The magnolioid mycorrhiza and mycotrophy in root systems derived from it. In: Endomycorrhiza (Eds Sanders, F. E., Moss, B. and Tinker, P. B.). Academic Press London. Pp. 373-389.

25. Bates LS, Waldren RP and Teare ID (1973) Rapid determination of free proline for water stress studies. Plant and Soil. 39(1): 205-207.

26. Beltrano J and Ronco MG (2008) Improved tolerance of wheat plants (*Triticum aestivum* L.) to drought stress and rewatering by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus claroideum*: Effect on growth and cell membrane stability. Brazilian Journal of Plant Physiology. 20(1): 29-37.

27. Bai JF, Lin XG, Yin R, Zhang HY, Wang JH, Chen XM and Luo YM (2008) The influence of arbuscular mycorrhizal fungi on As and P uptake by maize (*Zea mays* L.) from As-contaminated soils. Applied Soil Ecology. 38(2): 137-145.

28. Cachorro P, Oritiz A and Cerda A (1993) Growth, water relations and solute composition of *Phaseolus vulgaris* L. under saline conditions. Plant Science. 95(1): 23-29.

29. Cantrell IC and Linderman RG (2001) Preinoculation of lettuce and onion with VA mycorrhizal fungi reduces deleterious effects of soil salinity. Plant and Soil. 233: 269-281.

30. Chinnusamy V, Jagendorf A and Zhu JK (2005) Understanding and improving salt tolerance in plants. Crop Science. 45: 437-448.

31. Cliquet JB and Stewart GR (1993) Ammonia Assimilation in *Zea mays* L. Infected with a Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus fasciculatum*. Plant Physiology. 101(3): 865-871.

32. Daeia G, Ardekania MR, Rejalic F, Teimurib S and Miransarid M (2009) Alleviation of salinity stress on wheat yield, yield components, and nutrient uptake using arbuscular mycorrhizal fungi under field conditions. Journal of Plant Physiology. 166(6): 617-625.

33. Dodd IC and Perez-Alfocea F (2012) Microbial amelioration of crop salinity stress. Journal of Experimental Botany. 63(9): 3415-3428.

34. Dole JM and Wilkins HF (2005) Floriculture: principles and species by prentice-Hall Inc, Simon and Schuster. A Viacom company. New Jersey. 1020p.

35. Evelin H, Kapoor R and Giri B (2009) Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. Annals of Botany. 104: 1263-1280.

36. Feng G, Zhang FS, Li XL, Tian CY and Rengel Z (2002) Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhizal is related to higher accumulation of soluble sugars in root. Mycorrhiza. 12: 185-190.

37. Garcia-Sanchez F, Jifon JL, Carrajal M and Syvertsen JP (2002) Gas exchange, chlorophyll and nutrient content in relation to Na^+ and Cl accumulation in Sunburst mandarin grafted on differnent rootstocks. Plant Science. 162(5): 705-712.

38. Garg N and Manchanda G (2008) Effect of arbuscular mycorrhizal inoculation of salt-induced nodule senescence in *Cajanus cajan* (pigeonpea). Journal of Plant Growth Regulators. 27: 115-124.

39. Ghoulam C, Foursy A and Fares K (2002) Effect of salt stress on growth, inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars. Environmental and Experimental Botany. 47: 39-50.

40. Giri B, Kapoor R and Mukerji KG (2003) Influence of arbuscular mycorrhizal fungi and salinity on growth, biomass and mineral nutrition of *Acacia auriculiformis*. Biology and Fertility of Soils. 38: 170-175.

41. Giri B and Mukerji KG (2004) Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptica* and *Sesbania gradiflora* under field condition: evidenced for reduced sodium and improved magnesium uptake. Mycorrhizal. 14: 307-312.

42. Giri B, Kapoor R and Mukerji KG (2007) Improved tolerance of *Acacia nilotica* to salt stress by arbuscular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum*, may be partly related to elevated K^+/Na^+ ratios in root and shoot tissues. Microbial Ecology. 54: 753-760.

43. Gupta ML, Prasad A, Ram M and Kumar S (2002) Effect of the vesicular-arbuscular mycorrhizal (VAM) fungus *Glomus fasiculatum* on the essential oil yield related characters and nutrient acquisition in the crops of different cultivars of menthol mint (*Mentha arvensis*) under field conditions. Bioresource Technology. 81: 77-79.

44. Gupta N and Rutaray S (2005) Growth and development of AM fungi and maize under salt and acid stress. Acta Agricultural Scandinavia, Section B, Soil and Plant Science. 55: 151-157.

45. Hartmond U, Schaesberg NV, Graham JH and Syversten JP (1987) Salinity and flooding stress effects on mycorrhizal and non-mycorrhizal citrus rootstock seedlings. Plant and Soil. 104: 37-43.

46. He XH and Nara K (2007) Element biofortification: can mycorrhizas potentially offer a more effective and sustainable pathway to curb human malnutrition. Trends in Plant Science. 12(8): 331-333.

47. Jeffries P, Gianinazzi S, Perotto S, Turnau K and Barea JM (2003) The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. Boilogy and Fertility of Soil. 37: 1-16.

48. Jindal V, Atwal A, Sekhon BS and Singh R (1993) Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizae on metabolism of moong plants under NaCl salinity. Plant Physiology and Biochemistry. 3: 475-481.

49. Koltai H (2010) Mycorrhiza in floriculture difficulties and opportunities. Symbiosis. 52(2-3): 55-63.

50. Levy Y, Dodd J and Krikun J (1983) Effect of irrigation water salinity and root- stock on the vertical distribution of vesicular-arbuscular mycorrhiza in citrus roots. New Phytologist. 95: 397-403.

51. Leyva R, Sanchez-Rodriguez E, Rios J, Rubio-Wilhelmi M, Romero L, Ruiz JM and Blasco B (2011) Beneficial effects of exogenous iodine in lettuce plants subjected to salinity stress. Plant Science. 181: 195-202.

52. Lohman ML (1927) Occurrence of mycorrhiza in Iowa forest plants. University of Iowa Studies in Natural History. 11: 33-58.

53. Mamta JB, Ashish DP, Pranali MB and Pandey AN (2008) Effect of soil salinity on growth, water status and nutrient accumulation in seedlings of *Ziziphus mauitiana* (Rhamnaceae). Journal of Fruit and Ornamental Plant Research. 16: 383-401.

54. Mohammad MJ, Hamad SR and Malkani HI (2003) Population of arbuscular mycorrhizal fungi in semi-arid environment of Jordan as influenced by biotic and abiotic factors. Journal of Arid Environments. 53: 409-417.

55. Murkute AA, Sharma S and Singh SK (2006) Studies on salt stress tolerance of citrus rootstock genotypes with arbuscular mycorrhizal fungi. Horticultural Science. 33: 70-76.

56. Navarro A, Elia A, Conversa G, Campi P and Mastrorilli M (2012) Potted mycorrhizal carnation plants and saline stress: Growth, qulity and nutritional plant responses. Scientia Horticulturae. 140: 131-139.

57. Phillips JM and Hayman DS (1970) Improved procedures for clearing root and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transactions of the British Mycological Society. 55(1): 158-161.

58. Qiang-Sheng W and Ying-Ning Z (2011) Arbuscular mycorrhizal symbiosis improves growth and root nutrient status of citrus subjected to salt stress. Science Asia. 35: 388-391.

59. Rabie GH and Almadini AM (2005) Role of bioinoculants in development of salt-tolerance of *Vicia faba* plants under salinity stress. African Journal of Biotecnology. 4(3): 210-222.

60. Rabie GH (2005) Influence of VA-mycorrhizal fungi and kinetin on the response of mungbean plants to irrigation with seawater. Mycorrhiza. 15: 225-230.

61. Rao AV and Tak R (2002) Growth of different tree species and their nutrient uptake in limestone mine spoil as influenced by arbuscular mycorrhizal (AM) fungi in India arid zones. Journal of Arid Environment. 51: 113-11.

62. Rinaldelli E and Mancuso S (1996) Response of young mycorrhizal and non mycorrhizal plants of olive tree (*Olea europaea* L.) to saline conditions. 1. Short term electro physiological and long term vegetative salt effects. Advances in Horticultural Science. 10: 126-134.

63. Ruiz- Lozano JM, Azcon R and Gomes M (1996) Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal Glomus species in *Lactuca sativa* plants. Physiologia Plantarum. 98(4): 767-772.

64. Ruiz-Lozano JM and Azcon R (2000) Symbiotic efficiency and infectivity of an autochthonous arbuscular mycorrhizal *Glomus* sp from saline

soils and Glomus deserticola under salinity. Mycorrhiza. 10: 137-143.

65. Sharifi M, Ghorbanli M and Ebrahimzadeh H (2007) Improved growth of salinity-stressed soybean after inoculation with pre-treated mycorrhizal fungi. Journal of Plant Physiology. 164: 1144-1151.

66. Singh SK, Sharma HC, Goswami AM, Datta SP and Singh SP (2000) *In vitro* growth and leaf composition of grapevine cultivars as affected by sodium chloride. Biologia Plantarum. 43(2): 283-286.

67. Smith SM, Smith FA and Jacobsen I (2003) Mycorrhizal fungi can dominate phosphate supply to plant irrespective of growth responses. Plant Physiology. 133(1): 16-20.

68. Smith SE and Read DJ (2008) Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press and Elsevier London.

69. Tarafdar JG and Marchner H (1994a) Phosphatase activity in the rhizosphere and hyphosphere of VA mycorrhiza wheat supplied with inorganic and organic phosphorus. Soil Biology and Biochemistry. 26(3): 387-395.

70. Tarafdar JC and Marschner H (1994b) Efficiency of VAM hyphae in utilization of organic phosphorus by wheat plants. Soil Science and Plant Nutrition. 40(4): 593-600.

71. Tian CY, Feng G, Li XL and Zhang FS (2004) Different effects of arbuscular mycorrhizal fungal isolates from saline or non-saline on salinity tolerance of plants. Applied Soil Ecology. 26(3): 143-148.

72. Vierheiling H, Garcia-Garrido JM, Wyss U and Piche Y (2000) Systemic supperession of mycorrhizal colonization of barley roots already colonized by AM Fungi. Soil Biology and Biochemistry. 32(5): 589-595.

73. Wang W, Vinocur B, Shoseyov O and Altman A (2004) Role of plant heat-shock proteins and molecular chaperones in the abiotic stress response. Trends in Plant Science. 9(5): 244-252.

74. Wang C, Li X, Zhou J, Wang G and Dong Y (2008) Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and yield of cucumber plants. Communiations in Soil Science and Plant Analysis. 39(3-4): 499-509.

75. Yamato M, Ikeda S and Iwase K (2008) Community of arbuscular mycorrhizal fungi in coastal vegetation on Okinawa Island and effect of the isolated fungi on growth of sorghum under salt-treated conditions. Mycorrhiza. 18: 241-249.

76. Yano-Melo AM, Saggin OJ and Maia LC (2003) Tolerance of mycorrhized banana (*Musa* sp. cv. Pacovan) plantlets to saline stress. Agriculture, Ecosystems and Environment. 95(1): 343-348.

77. Zhang J, Jia W, Yang J and Ismail AM (2006) Role of ABA in integrating plant responses to drought and salt stresses. Field Crops Research. 97(1): 111-119.