

## تأثیر تنش شوری و قارچ میکوریزا بر ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیک گیاه ذرت شیرین (*Zea mays var. saccharata*)

آسیه دهقانی<sup>۱</sup>، سید عبدالرضا کاظمینی<sup>۲\*</sup> و مهدی زارعی<sup>۳</sup> و مژگان علی‌نیا<sup>۱</sup>

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۳/۱۲/۱۱؛ تاریخ پذیرش: ۱۳۹۴/۷/۹)

### چکیده

به منظور بررسی تأثیر قارچ میکوریزا بر ویژگی‌های رشد و فیزیولوژیک ذرت شیرین در شرایط آبیاری با آب شور، آزمایشی در سال ۱۳۹۳ به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در گلخانه تحقیقاتی دانشگاه شیراز انجام شد. فاکتورهای آزمایش شامل شوری آب آبیاری (۰/۴، ۷، ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) و قارچ میکوریزا (قارچ‌های گونه‌های *Glomus intraradices* (GIN) و *Glomus mosseae* (GM) و شاهد بدون قارچ) بود. نتایج نشان داد که با افزایش شوری تا سطح ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر غلظت کلروفیل a و b، کلروفیل کل و کارتنوئید برگ در مرحله گل‌دهی به ترتیب به میزان ۱۸/۹، ۵۲/۴، ۳۴ و ۳۴/۵ درصد کاهش یافت. کاربرد قارچ میکوریزا در شرایط تنش شوری به طور جزئی اثرات منفی تنش را جبران کرده و از طریق افزایش غلظت کلروفیل a و b، کلروفیل کل، کارتنوئیدها، میزان پتاسیم، سطح برگ، وزن خشک کل، ارتفاع بوته و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانتی برگ در مرحله گل‌دهی، تحمل ذرت به تنش شوری را به طور معنی‌داری نسبت به شاهد بدون قارچ افزایش داد. نسبت سدیم به پتاسیم در سطح شوری ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر در ذرت میکوریزی شده با قارچ GIN و GM در مقایسه با ذرت غیر میکوریزی شده به ترتیب به میزان ۳۹/۶۹ و ۴۰/۴۵ درصد کاهش یافت. نتایج نشان داد که تلقیح گیاه ذرت شیرین با قارچ میکوریزا موجب بهبود رشد گیاه ذرت شیرین در شرایط تنش شوری شد. بین دو گونه قارچ مورد استفاده، گونه GIN در مقایسه با GM از برتری نسبی بیشتری برخوردار بوده و باعث کاهش اثرات منفی تنش شوری شد و وزن خشک بوته را در مقایسه با شاهد تا ۳۸ درصد در سطح شوری ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر افزایش داد.

واژه‌های کلیدی: کارتنوئید، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانتی، نسبت سدیم به پتاسیم

۱ و ۲. به ترتیب دانشجویان کارشناسی ارشد و دانشیار، گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شیراز

۳. دانشیار، گروه علوم خاک، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شیراز

\*. مسئول مکاتبات، پست الکترونیکی: kazemin@shirazu.ac.ir

## مقدمه

بیش از ۶ درصد زمین‌های کل جهان و ۲۰ درصد زمین‌های تحت آبیاری جهان (۲۳۰ میلیون هکتار) در معرض شوری واقع شده‌اند (۳۶). شوری از مهم‌ترین تنش‌های غیر زیستی است که تولیدات گیاهان زراعی را به شدت تحت تأثیر قرار می‌دهد که این موضوع در اقلیم‌های خشک و نیمه‌خشک مانند ایران نیز دارای اهمیت بیشتری است (۱۹). تنش شوری منجر به تغییرات گسترده بیوشیمیایی و پاسخ‌های فیزیولوژیک در گیاهان می‌شود و بر روی تمام مراحل نظیر فتوسنتز و رشد و نمو گیاهان تأثیر می‌گذارد (۳۹). مقادیر زیاد نمک در خاک، رشد و تمایز گیاه را تحت تأثیر قرار می‌دهد. فرایندهایی از قبیل جوانه‌زنی بذر، رشد رویشی و گل‌دهی و رشد دانه تحت تأثیر غلظت نمک قرار می‌گیرند و در نهایت باعث کاهش عملکرد و کیفیت محصول به‌ویژه گیاهان تیره گرامینه می‌شوند (۵۰). مس و همکاران (۳۳) نشان دادند که اگرچه شوری در همه مراحل رشد با کاهش معنی‌دار عملکرد دانه همه ارقام سورگوم همراه بود، ولی دوره رویشی و زایشی به ترتیب بیشترین و کمترین حساسیت را به تنش شوری داشتند. برخی پژوهشگران (۵۴) نیز سمیت یون‌ها و جذب بیش از حد سدیم را علت کاهش رشد گیاه در شرایط تنش شوری دانستند؛ آنها همچنین بیان کردند افزایش غلظت سدیم و کلر بر جذب رقابتی بسیاری از عناصر ضروری و انتخاب‌پذیری یونی در غشاء اثر دارد که منجر به کاهش وزن خشک گیاه می‌گردد. رفع تنش شوری در گیاهان به‌عنوان یک مسئله جدی در سیستم‌های کشاورزی پایدار در سرتاسر جهان می‌باشد و استفاده از کودهای بیولوژیک در کاهش تنش شوری در گیاهان نقش مهمی خواهند داشت. گزارش‌های متعددی در رابطه با تأثیر همزیستی قارچ میکوریزا در بهبود رشد گیاهان و افزایش تحمل آنها به تنش شوری وجود دارد (۶). گیاهان میکوریزی در شرایط تنش شوری کارایی مصرف آب را در مقایسه با گیاهان شاهد تلقیح نشده افزایش می‌دهند که این خود منجر

به افزایش رشد و عملکرد آنها می‌گردد (۳۰). همچنین گزارش شده است همزیستی گیاهان با قارچ‌های میکوریزی باعث افزایش عملکرد گیاهان زراعی خصوصاً در خاک‌های با حاصلخیزی پایین می‌شود (۴۵). گیاهان تلقیح شده با قارچ میکوریزا نسبت به گیاهان تلقیح نشده ذرت میزان ریشه بیشتری تولید کردند (۹ و ۲۱). پارسامطلق و همکاران (۴۴) دریافتند که در شدت‌های پایین تنش شوری، مصرف کود فسفر به‌همراه قارچ میکوریزا در لوبیا می‌تواند از طریق افزایش جذب عناصر غذایی و غلظت رنگیزه‌های فتوسنتزی در کاهش اثرات منفی شوری مؤثر باشد. در مطالعه الکراری (۲) ژنوتیپ‌های گندم تلقیح شده با قارچ میکوریزا از رشد بالاتری برخوردار بودند که این مزیت به اثر مثبت این قارچ در جذب فسفر از خاک نسبت داده شده است. در این مطالعه سعی شده است اثرات میکوریزی شدن گیاه ذرت شیرین، در میزان کاهش اثرات تنش شوری از طریق بررسی میزان ویژگی‌های رشد و فیزیولوژیک این گیاه، مورد بررسی قرار بگیرد.

## مواد و روش‌ها

به منظور بررسی تأثیر سطوح تنش شوری و قارچ میکوریزا بر صفات مورفوفیزیولوژیک ذرت شیرین رقم پشن، آزمایشی به‌صورت فاکتوریل و در قالب طرح کامل تصادفی با سه تکرار در سال ۱۳۹۳ در گلخانه تحقیقاتی گروه زراعت و اصلاح نباتات دانشگاه شیراز اجرا گردید. تیمارهای مورد بررسی شامل چهار سطح شوری آب آبیاری (۰/۴، ۴، ۷ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) و سه سطح قارچ میکوریزا (شاهد (بدون قارچ)، *Glomus intraradices* (GIN) و *Glomus mosseae* (GM)) بودند. به منظور ضدعفونی بذر و جلوگیری از آلودگی‌های احتمالی قارچی، بذرهای ذرت شیرین به مدت دو دقیقه در محلول هیپوکلریت سدیم یک درصد قرار گرفتند، سپس با آب مقطر شستشو داده شدند. سطوح شوری با در نظر گرفتن نسبت مولی ۱:۲ از دو نوع نمک NaCl و CaCl<sub>2</sub> استفاده و برای

## نتایج و بحث

## غلظت رنگدانه‌های فتوسنتزی

غلظت کلروفیل a، b، a + b و کارتنوئیدها به‌طور معنی‌داری تحت‌تأثیر تیمارهای شوری و قارچ میکوریزا قرار گرفتند (جدول ۱). نتایج نشان داد که شوری تأثیر منفی بر غلظت کلروفیل a، b، a + b و کارتنوئیدها داشت. میزان کلروفیل a در سطح شوری ۴ دسی‌زیمنس بر متر در مقایسه با شاهد افزایش نشان داد که می‌تواند مربوط به کاهش سطح برگ باشد و با افزایش سطح شوری به ۷ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر میزان کلروفیل a به ترتیب به میزان ۸/۱ و ۱۸/۹ درصد و کلروفیل b به میزان ۴۲/۶ و ۵۲/۴ درصد به‌طور معنی‌داری نسبت به شاهد (۰/۴ دسی‌زیمنس بر متر) کاهش یافت (جدول ۲). به‌نظر می‌رسد تخریب کلروپلاست می‌تواند دلیل احتمالی اثر سوء تنش شوری بر کاهش کلروفیل باشد. به‌طور کلی در ذرت شیرین میکوریزی شده اثر سوء شوری کاهش یافته و در مقایسه با شاهد (عدم آلودگی با قارچ) به‌طور معنی‌داری رنگدانه‌های فتوسنتزی را تحت‌تأثیر قرار داد و بیشترین تأثیر از کاربرد قارچ GIN به‌دست آمد که در مقایسه با تیمار شاهد باعث افزایش کلروفیل a، کلروفیل کل به‌میزان ۲۹/۲ و ۶۱/۳ درصد شد، هم‌چنین میزان کارتنوئید نیز به‌طور معنی‌داری (۲۲/۷ درصد) افزایش یافت (جدول ۲). راجکان و همکاران (۴۸)، علت افزایش در غلظت کلروفیل a در دامنه‌های کم تنش شوری را مکانیسم‌های تحمل به تنش از قبیل کاهش سطح برگ و افزایش ضخامت برگ دانستند. به اعتقاد آنها شوری در محدوده‌های کم می‌تواند باعث افزایش غلظت کلروفیل در واحد سطح برگ شود. لیکن با افزایش بیش از حد شوری و اثرات سوء آن بر ساختار کلروفیل و در نتیجه تخریب کلروپلاست‌ها، میزان کلروفیل کاهش می‌یابد (۱۴). اشرف (۴) نیز افزایش معنی‌دار کلروفیل a را در سطوح شوری پایین، به حساسیت این رنگیزه به تنش شوری و متوقف کردن آنزیم خاصی که مسئول سنتز رنگدانه‌های سبز در گیاه می‌باشد مرتبط دانسته است. برهمکنش شوری و قارچ میکوریزا بر غلظت

رسیدن به سطح شوری مورد نظر با دستگاه EC متر (مدل OHRUS - ساخت کشور اسپانیا) نیز کنترل می‌شدند. واحدهای آزمایشی شامل گلدان‌هایی به قطر ۳۰ و ارتفاع ۴۵ سانتی‌متر بودند. مایه تلقیح قارچ‌ها به گیاه سورگوم به‌عنوان میزبان تکثیر گردید. به‌طور کلی ذرت و سورگوم گیاهان میزبان خوبی برای به دام انداختن و تکثیر قارچ‌های میکوریزی است و حتی سورگوم نیز برتر گزارش شده است (۱۱). برای تلقیح قارچ‌های میکوریزا آربسکولار مقدار ۵۰ گرم از مایه تلقیح قارچ‌ها شامل اسپور (۱۲ - ۱۰ اسپور در هر گرم بستر)، هیف و قطعات کلنیزه شده (۸۵ - ۷۵ درصد) و کلنیزه نشده ریشه‌ای در عمق ۵ سانتی‌متری از خاک گلدان قرار داده شد و با خاک زیر مخلوط گردید. به‌منظور حفظ جمعیت میکروبی غیر از قارچ میکوریز و یکسان شدن وزن گلدان‌ها، مقدار ۵۰ گرم از بستر گلدان‌های شاهد تلقیح نشده با قارچ که در مرحله کشت تکثیر نگهداری شده بودند به تیمارهای بدون قارچ در کشت اصلی اضافه گردید. سپس سه عدد بذر در گلدان‌هایی با میزان ۱۰ کیلوگرم خاک کشت شد و با آب تازه و بدون نمک (۰/۴ دسی‌زیمنس بر متر) آبیاری شدند. سپس تعداد بوته‌های هر گلدان در مرحله ۴ برگی (شروع تیمار شوری) به یک عدد تقلیل یافت. در مرحله ظهور گل تاجی (۹۰ روز بعد از کاشت) صفات ارتفاع بوته، سطح برگ و وزن خشک کل بوته ذرت شیرین اندازه‌گیری شدند. آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت شامل آنزیم کاتالاز از روش دهنیندزا (۱۷)، آنزیم سوپراکسید دیسموتاز از روش بیچامپ و فریدوویچ (۱۰) و آنزیم پراکسیداز از روش چانس و ماهلی (۱۲) از برگ پرچم هر بوته اندازه‌گیری شد. اندازه‌گیری میزان کلروفیل از روش لیچتن تالر (۳۲) استفاده شد. اندازه‌گیری محتوای یون‌های سدیم و پتاسیم در اندام هوایی با استفاده از دستگاه فلیم فتومتر (مدل Perkin Elmer - 110 ساخت کشور آمریکا) و به روش آون (۲۹) صورت گرفت. داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار SAS Ver.9.1 مورد تجزیه آماری قرار گرفتند. مقایسه میانگین‌ها نیز با استفاده از آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد صورت گرفت.

جدول ۱. نتایج تجزیه واریانس اثر قارچ میکوریزا و تنش شوری بر شاخص‌های مورد بررسی ذرت شیرین

پراکسید دیسموتاز	سوپراکسید	کاتالاز	ارتفاع بوته	وزن خشک	سطح برگ	نسبت سدیم به پتاسیم	پتاسیم	سدیم	کارتونید	کلروفیل a + b	کلروفیل b	کلروفیل a	درجه آزادی	منابع تغییرات
۱۵۲/۳۹	۰/۰۰۰۶	۲/۵۰۵	۸۴/۴۳	۱۵/۱۹۳	۷۲۵/۸۱	۰/۰۰۰۱	۱/۹۸	۰/۰۰۷۵	۰/۰۰۰۱	۰/۰۷۴	۰/۰۰۳۸	۰/۰۰۳۲	۲	تکرار
۳۵۸/۱**	۰/۰۰۳۱**	۲۲۲۲/۸۵**	۹۰۱/۸**	۴۸۴/۳**	۱۰۱۹۲۱۷۴/۶**	۰/۰۲۶۴**	۲۶۴/۸۵**	۰/۲۱۵**	۰/۰۰۹۷**	۰/۸۸۰**	۰/۳۳۵**	۰/۱۱۹**	۲	میکوریزا (M)
۹۲۵/۱**	۰/۰۰۷۵**	۳۲۷۳/۸۵**	۱۰۸۴/۶**	۹۱۱/۳**	۹۶۵۳۲۱/۵**	۰/۰۳۴۵**	۱۰۴/۹۳**	۳/۸۹**	۰/۰۱۹۲**	۰/۳۵۴**	۰/۱۸۲**	۰/۱۹۶**	۳	تنش شوری (S)
۱۳۹/۴*	۰/۰۰۰۲*	۹۸۸/۹*	۷۹/۶*	۴۲/۲۳**	۵۵۲۵۰/۹*	۰/۰۰۲۳**	۷/۱۰۳*	۰/۰۹۵**	۰/۰۰۰۱ <sup>NS</sup>	۰/۰۴۲ <sup>NS</sup>	۰/۰۲۶*	۰/۰۲۵ <sup>NS</sup>	۶	M × S
۵۱/۵۱	۰/۰۰۰۶	۳۶/۶۶	۲۴/۸۸	۱۰/۱۴	۱۷۰۶۹/۱	۰/۰۰۰۲	۱/۹۱	۰/۰۲۱	۰/۰۰۵۷	۰/۰۰۴۹	۰/۰۰۰۷	۰/۰۰۱۵	۲۲	خطا
۷/۳	۱۱/۸۸	۱۰/۵	۶/۳	۱۱/۹	۱۰/۴۷	۷/۴۲	۶/۴	۳/۶	۹/۸	۱۹/۴	۲۰/۸	۱۶/۴	(/)	ضرب تغییرات

\*\* و \* به ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال ۱٪ و ۵٪ غیر معنی‌دار.

جدول ۲. اثر ساده قارچ میکوریزا و تنش شوری بر شاخص‌های مورد بررسی ذرت شیرین

کارتنوئید (mg g <sup>-1</sup> FW)	کلروفیل a + b (mg g <sup>-1</sup> FW)	کلروفیل b (mg g <sup>-1</sup> FW)	کلروفیل a (mg g <sup>-1</sup> FW)	تیمار
۰/۲۲ <sup>c</sup>	۰/۸۹ <sup>c</sup>	۰/۲۴ <sup>c</sup>	۰/۶۵ <sup>b</sup>	میکوریز شاهد
۰/۲۴ <sup>b</sup>	۱/۱۶ <sup>b</sup>	۰/۴۳ <sup>b</sup>	۰/۷۳ <sup>b</sup>	GM
۰/۲۷ <sup>a</sup>	۱/۴۱ <sup>a</sup>	۰/۵۷ <sup>a</sup>	۰/۸۴ <sup>a</sup>	GIN
تنش شوری (dS/m)				
۰/۲۹ <sup>a</sup>	۱/۳۵ <sup>a</sup>	۰/۶۱ <sup>a</sup>	۰/۷۴ <sup>b</sup>	شاهد (۰/۴)
۰/۲۷ <sup>b</sup>	۱/۳۶ <sup>a</sup>	۰/۴۱ <sup>b</sup>	۰/۹۵ <sup>a</sup>	EC = ۴
۰/۲۲ <sup>c</sup>	۱/۰۳ <sup>b</sup>	۰/۳۵ <sup>c</sup>	۰/۶۸ <sup>bc</sup>	EC = ۷
۰/۱۹ <sup>d</sup>	۰/۸۹ <sup>c</sup>	۰/۲۹ <sup>d</sup>	۰/۶۰ <sup>c</sup>	EC = ۱۰

در هر ستون و در هر عامل آزمایش میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند، براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی‌داری ندارند.

افزایش یافت، لیکن ذرت میکوریزی شده با قارچ GM و GIN در مقایسه با ذرت غیرمیکوریزی از غلظت سدیم کمتری برخوردار بود. حتی در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) به‌طور معنی‌داری در مقایسه با ذرت غیرمیکوریزی به‌ترتیب به‌میزان ۱۰/۸۵ و ۱۳/۵۲ درصد کاهش یافت (جدول ۳). توانایی گونه‌های قارچ میکوریزا در ممانعت از جذب سدیم در گیاه گندم نیز ثابت شده است (۳۶). در پژوهش دیگری نیز گزارش شد تلقیح گیاه گندم با گونه‌های قارچ میکوریزا نشان داد که در شرایط تنش شوری، گونه *G. mosseae* توانست غلظت سمی سدیم را در گیاه کاهش دهد، درحالی‌که تجمع پتاسیم در گیاهان تلقیح شده به مراتب بیشتر بود (۱۵). منصوری و همکاران (۳۵) دریافتند که قارچ میکوریزا با نگر داشتن سدیم در ریشه گیاهان میزبان، باعث کاهش ورود آن به اندام هوایی گیاه شده و از این طریق موجب مقاومت گیاه در شرایط شور می‌شوند.

به‌طورکلی کمترین میزان پتاسیم در برهمکنش سطح شوری ۱۰ دسی‌زیمنس و ذرت غیر میکوریزا شده به‌دست آمد (جدول ۳). قابلیت دسترسی پتاسیم با کاهش محتوای آب خاک در گیاه کاهش می‌یابد که منجر به کاهش تحرک یون پتاسیم

کلروفیل b معنی‌دار بود و بیشترین غلظت کلروفیل b در برهمکنش میکوریزایی و بدون اعمال شوری به‌دست آمد (جدول ۲). کاهش غلظت کلروفیل در تنش شوری در گیاهان غیر میکوریزایی می‌تواند نتیجه اثر تداخل نمک با سنتز کلروفیل باشد (۲۵) و یا ناشی از اثرات آنتاگونیسمی یون سدیم بر جذب منیزیم می‌باشد (۱). از آنجا که قارچ میکوریزا به جذب منیزیم در گیاه کمک می‌کنند، می‌توانند سنتز کلروفیل را افزایش دهند (۲۵). دمیر (۱۶) نشان داد که در فلفل تلقیح شده با قارچ *G. intraradices* کلروفیل a و b به‌طور معنی‌داری نسبت به گیاهان غیر میکوریزی افزایش یافت.

#### غلظت سدیم و پتاسیم

اثر تنش شوری، قارچ‌های میکوریزا و اثرمتقابل آنها بر میزان غلظت سدیم و پتاسیم برگ در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). تحقیقات نشان داده است که قارچ میکوریزایی با کاهش جذب یون‌های سدیم و کلر و افزایش دادن جذب فسفر، پتاسیم، روی، مس و آهن موجب افزایش رشد گیاهان می‌شوند (۳). نتایج برهمکنش تنش شوری و قارچ میکوریزا نشان داد هرچند در بالاترین سطح شوری میزان سدیم برگ

جدول ۳. اثر بر همکنش قارچ میکوریزا و تنش شوری بر شاخص های مورد بررسی فرت شیرین

پراکسیداز ( $\mu\text{g}^{-1}\text{FW}$ )	سوپراکسید دیسموتاز ( $\mu\text{g}^{-1}\text{FW}$ )	کاتالاز ( $\mu\text{g}^{-1}\text{FW}$ )	ارتفاع بوته (cm)	وزن خشک کل (g)	سطح برگ ( $\text{cm}^2$ )	نسبت سدیم به پتاسیم	پتاسیم (mg/g)	سدیم (mg/g)	کلروفیل b ( $\text{mg g}^{-1}\text{FW}$ )	تیماز	
										قارچ میکوریزا	قارچ (dS/m)
۴۲/۷۱	۰/۰۷۳ <sup>aki</sup>	۳۵/۵۱	۸۵/۳ <sup>cd</sup>	۲۹/۷ <sup>cd</sup>	۱۲۴۱/۶ <sup>def</sup>	۰/۱۶۹ <sup>g</sup>	۱۹/۸ <sup>efg</sup>	۳/۳ <sup>fi</sup>	۰/۳۲ <sup>d-g</sup>	بدون قارچ	شاهد (dS/m) ۰/۴
۵۱/۳ <sup>hi</sup>	۰/۰۹۸ <sup>kj</sup>	۴۶/۸ <sup>d-i</sup>	۹۴/۵ <sup>b</sup>	۴۱ <sup>b</sup>	۱۷۹۲/۴ <sup>b</sup>	۰/۱۱۱ <sup>kl</sup>	۲۹/۹ <sup>a</sup>	۳/۳ <sup>ijk</sup>	۰/۸۷ <sup>a</sup>	GM	
۶۱/۶ <sup>h</sup>	۰/۱۴۵ <sup>ghi</sup>	۵۰/۹ <sup>gh</sup>	۱۱۶/۳ <sup>a</sup>	۵۱/۶ <sup>a</sup>	۲۱۹۲/۸ <sup>a</sup>	۰/۱۱۶ <sup>jk</sup>	۲۷/۴ <sup>ab</sup>	۳/۱۷ <sup>kl</sup>	۰/۷۶ <sup>a</sup>	GIN	
۷۵/۹ <sup>g</sup>	۰/۱۱۶ <sup>ij</sup>	۵۱/۸ <sup>fg</sup>	۷۵ <sup>ghi</sup>	۲۱/۶ <sup>fg</sup>	۱۰۸۵/۹ <sup>efgh</sup>	۰/۲۲۳ <sup>cde</sup>	۱۷/۴ <sup>hi</sup>	۳/۸ <sup>g</sup>	۰/۲۵ <sup>e-i</sup>	بدون قارچ	
۱۱۷/۹ <sup>abc</sup>	۰/۱۸۳ <sup>fg</sup>	۶۱/۲ <sup>ef</sup>	۸۳ <sup>def</sup>	۲۳/۵ <sup>ef</sup>	۱۲۵۷/۲ <sup>de</sup>	۰/۱۶۱ <sup>gh</sup>	۲۳/۰ <sup>cd</sup>	۳/۷ <sup>igh</sup>	۰/۳۶ <sup>cde</sup>	GM	
۱۱۵/۶ <sup>a-d</sup>	۰/۱۸۷ <sup>f</sup>	۸۶/۵ <sup>ab</sup>	۹۱/۸ <sup>cb</sup>	۳۵/۱ <sup>c</sup>	۱۵۹ <sup>bc</sup>	۰/۱۳۴ <sup>hij</sup>	۲۷/۷ <sup>a</sup>	۳/۶ <sup>efgh</sup>	۰/۶۲ <sup>ab</sup>	GIN	۴ (dS/m)
۸۹/۵ <sup>f</sup>	۰/۱۷۹ <sup>fgh</sup>	۶۳/۳ <sup>cd</sup>	۷۲/۵ <sup>ghijkl</sup>	۱۹/۲ <sup>fj</sup>	۹۶۵/۵ <sup>hij</sup>	۰/۲۶۵ <sup>b</sup>	۱۵/۷ <sup>ij</sup>	۴/۱ <sup>vde</sup>	۰/۲۲ <sup>e-i</sup>	بدون قارچ	
۱۱۸/۳ <sup>b</sup>	۰/۲۴۷ <sup>cd</sup>	۹۴/۵ <sup>a</sup>	۷۶/۱ <sup>fghi</sup>	۲۰ <sup>f-i</sup>	۱۰۷۷/۴ <sup>e-i</sup>	۰/۲۰ <sup>ef</sup>	۲۱/۰ <sup>ldef</sup>	۴/۲ <sup>cd</sup>	۰/۳۳ <sup>def</sup>	GM	
۱۲۵/۴ <sup>a</sup>	۰/۲۷۹ <sup>bc</sup>	۸۵/۲ <sup>abc</sup>	۸۴/۸ <sup>cde</sup>	۲۷/۵ <sup>de</sup>	۱۴۰۹/۷ <sup>cd</sup>	۰/۱۵۷ <sup>ghi</sup>	۲۶/۳ <sup>adc</sup>	۴/۱ <sup>def</sup>	۰/۴۸ <sup>bc</sup>	GIN	۷ (dS/m)
۱۰۴/۸ <sup>df</sup>	۰/۲۳۷ <sup>de</sup>	۷۱/۷ <sup>d</sup>	۶۹/۵ <sup>g-i</sup>	۱۵/۲ <sup>l-i</sup>	۸۰۷/۷ <sup>kl</sup>	۰/۳۹ <sup>ja</sup>	۱۳/۴ <sup>jk</sup>	۵/۲ <sup>da</sup>	۰/۱۷ <sup>h-k</sup>	بدون قارچ	
۱۳۳/۹ <sup>a</sup>	۰/۳۰۶ <sup>b</sup>	۹۱/۴ <sup>a</sup>	۷۳/۳ <sup>g-j</sup>	۱۶/۱ <sup>h-k</sup>	۹۰۹/۳ <sup>h-k</sup>	۰/۲۳ <sup>vc</sup>	۱۹/۱ <sup>te-h</sup>	۴/۵ <sup>bc</sup>	۰/۲۷ <sup>efh</sup>	GM	۱۰ (dS/m)
۱۳۷/۷ <sup>a</sup>	۰/۴۰۳ <sup>a</sup>	۹۹ <sup>a</sup>	۷۸/۴ <sup>g</sup>	۲۱ <sup>gh</sup>	۱۲۱۶/۶ <sup>d-g</sup>	۰/۲۳۳ <sup>cd</sup>	۲۰/۰ <sup>de</sup>	۲/۶ <sup>ab</sup>	۰/۴۳ <sup>cd</sup>	GIN	

میگن هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند، براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی داری ندارند.

انتخاب‌گری بالای جذب یون پتاسیم در مقایسه با سدیم در اکثر گیاهان، حتی گونه‌های کم تحمل به نمک در شوری‌های کم تا متوسط گزارش شده است به گونه‌ای که یون پتاسیم را به‌جای سدیم در سلول‌های خود ذخیره می‌نمایند (۲۶). به‌عبارت دیگر شوری می‌تواند این تعادل از لحاظ نسبت سدیم به پتاسیم به‌هم زده و بازدارنده رشد گیاه باشد، از طرف دیگر نسبت بالاتر پتاسیم به سدیم در گیاهان میکوریزایی شده به‌دلیل جذب بیشتر پتاسیم می‌باشد، هم‌چنین افزایش رشد گیاهان میکوریزایی شده از طریق اثر رقت نیز می‌تواند باعث کاهش تنش شوری شود (۴۹).

### سطح برگ

نتایج برهمکنش قارچ میکوریزا و تنش شوری نشان داد که در ذرت میکوریزی نشده (شاهد) با افزایش میزان شوری به ۴، ۷ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر در مقایسه با شاهد به‌طور فزاینده و معنی‌داری سطح برگ به‌ترتیب به‌میزان ۱۲/۵۴، ۲۲/۲۳ و ۳۴/۹۴ درصد کاهش یافت (جدول ۳). در هر سطح از شوری، استفاده از قارچ میکوریزا باعث افزایش سطح برگ ذرت شیرین شد و از بین دو قارچ، استفاده از قارچ GIN از برتری نسبی برخوردار بود، به‌طوری‌که حتی در بالاترین سطح شوری، قارچ GIN و GM به‌ترتیب به‌میزان ۵۰/۶ و ۱۲/۶ درصد سطح برگ را نسبت به شاهد (عدم آلودگی با قارچ) افزایش داد (جدول ۲). این افزایش می‌تواند ناشی از افزایش کلروفیل کل برگ‌ها به‌میزان ۶۰/۰۷ درصد (۱/۴۲ در مقابل ۰/۸۸) در مورد قارچ GIN و هم‌چنین ۲۰/۴۵ درصد در مورد آلودگی با قارچ GM باشد. به‌عبارت دیگر آلودگی با قارچ میکوریزا به گونه‌ای بود که تفاوت معنی‌داری در سطح برگ ذرت شیرین در تیمار برهمکنش استفاده از قارچ GIN در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) در مقایسه با تیمار شاهد (بدون آلودگی با قارچ و شوری) مشاهده نشد و این حاکی از اثر مثبت همزیستی قارچ و شوری) مشاهده نشد و این حاکی از اثر مثبت همزیستی قارچ GIN در کاهش اثر سوء شوری می‌باشد. افزایش سطح برگ گیاهان تلقیح شده با میکوریزا به‌دلیل تأثیر بر سنتز

تحت شرایط خشکی و شوری می‌شود. گرینوی و مانس (۲۷) نشان دادند که غالبیت یون سدیم در سطوح بالای شوری مانع از جذب پتاسیم توسط گیاه جلوگیری شده و لذا تجمع یون پتاسیم در گیاه کاهش می‌یابد. به‌نظر می‌رسد که کاهش پتاسیم در اثر شوری به‌دلیل رقابت در جذب عناصر سدیم و پتاسیم برای جذب است. در تمام سطوح شوری ذرت میکوریزایی شده با قارچ GIN از برتری بیشتری برخوردار بود (جدول ۳). در پژوهش‌های دیگری نیز اثر مثبت تلقیح گیاه با میکوریزا به جهت بهبود وضعیت تغذیه‌ای، از جمله افزایش غلظت پتاسیم، گزارش شده است (۱۸ و ۴۷).

### نسبت سدیم به پتاسیم

نتایج برهمکنش قارچ میکوریزا و تنش شوری نشان داد که در ذرت میکوریزی نشده با افزایش میزان شوری از ۴/۰ به ۷/۰ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر به‌طور فزاینده و معنی‌داری این نسبت به‌ترتیب به‌میزان ۵۷/۹۸ و ۱۳۲/۵۴ درصد افزایش نشان داد. با آلوده شدن ذرت شیرین به میکوریزا این نسبت به‌طور چشمگیری در تمام سطوح شوری کاهش نشان داد به گونه‌ای که در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) ذرت میکوریزی شده با قارچ GIN و GM در مقایسه با ذرت غیر میکوریزایی شده به‌ترتیب به‌میزان ۳۹/۶۹ و ۴۰/۴۵ درصد کاهش یافت و ذرت آلوده به قارچ GIN در تمام سطوح شوری همواره از برتری در مقایسه با قارچ GM برخوردار بود (جدول ۳). پارسامطلق و همکاران (۴۴) دریافتند که قارچ‌های میکوریزا باعث کاهش نسبت سدیم به پتاسیم برگ لوبیا شدند ولی این کاهش در سطوح مختلف شوری متفاوت بود. در غلظت بالای نمک به‌دلیل اثر رقابتی بر جذب یون‌ها غلظت یون پتاسیم در گیاه کاهش می‌یابد و باعث کمبود پتاسیم می‌گردد (۴۱). به‌طور معمول، در غلظت‌های بالای نمک، میزان سدیم درون سیتوپلاسم کاهش می‌یابد و با ثابت ماندن غلظت یون پتاسیم، نسبت سدیم به پتاسیم کاهش می‌یابد. این سازوکار تا حدودی در مقابله با اثرات سوء ناشی از تنش شوری مؤثر است.

هورمون‌های رشد (اکسین) و بهبود جذب عناصر غذایی پیش از این نیز گزارش شده است (۲ و ۲۰).

### وزن خشک اندام هوایی

بیشترین وزن خشک اندام هوایی در برهمکنش استفاده از قارچ GIN و شاهد (۰/۴ دسی‌زیمنس بر متر) به‌دست آمد که به‌طور معنی‌داری در مقایسه با آلودگی قارچ GM و عدم آلودگی با قارچ به‌ترتیب به‌میزان ۲۵/۸ و ۷۳/۳ درصد افزایش نشان داد (جدول ۱ و ۳). به‌طورکلی استفاده از قارچ میکوریزا توانست اثر سوء تنش شوری را کاهش دهد، هرچند تأثیر مساعدت قارچ میکوریزا در سطوح پایین شوری به‌طور معنی‌داری بیشتر از سطح بالای شوری بود لیکن نوع قارچ مهم بود به‌طوری‌که وزن خشک اندام هوایی ذرت شیرین در آلودگی به قارچ GIN در مقایسه با GM بیشتر و از برتری نسبی بالاتری نیز برخوردار بود (جدول ۳). به‌نظر می‌رسد تنش شوری با تأثیر بر تقسیم سلولی و رشد سلول‌ها موجب کاهش وزن خشک گیاه می‌شود و استفاده از قارچ میکوریزا توانسته است این کاهش وزن خشک را تا حدودی جبران نماید که با نتایج پژوهش‌های دیگر تطابق دارد (۴۰). رابی و المدینی (۴۷) دریافتند که قارچ میکوریزا بر افزایش وزن خشک گیاهان در محیط شور اثر مثبت داشت. کاهش وزن خشک بافت‌های گیاهی به‌دلیل افزایش هزینه متابولیک و کاهش استفاده از کربن توسط گیاه برای تطابق با شوری گزارش شده است (۴۰).

### ارتفاع بوته

نتایج نشان داد که هرچند اعمال شوری به‌طور معنی‌داری باعث کاهش ارتفاع بوته ذرت شیرین شد که با نتایج عزیزیان و سپاس‌خواه (۷) مطابقت دارد، لیکن در برهمکنش با قارچ میکوریزا در تمام سطوح شوری به‌طور نسبی ارتفاع بوته ذرت افزایش یافت (جدول ۱ و ۳) که با نتایج پژوهش نجفی و همکاران (۳۸) هم‌خوانی دارد. نتایج برهمکنش آلودگی با قارچ میکوریزا و شوری نشان داد که نقش مساعدت قارچ GIN در

مقایسه با قارچ GM در تمام سطوح شوری بیشتر بود و بیشترین ارتفاع بوته (۱۱۶/۳ سانتی‌متر) در برهمکنش آلودگی با قارچ GIN و سطح شوری ۰/۴ دسی‌زیمنس بر متر به‌دست آمد که در مقایسه با عدم آلودگی با قارچ در همین سطح شوری به‌میزان ۳۶/۳ درصد افزایش نشان داد (جدول ۲) و حتی در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) تفاوت معنی‌داری با تیمار شاهد (۰/۴ دسی‌زیمنس بر متر و در شرایط بدون آلودگی با قارچ) مشاهده نشد (جدول ۳). کوپتا و همکاران (۱۳) گزارش نمودند که قارچ‌های میکوریزی با تغییرات هورمونی و ترشح فاکتورهای محرک رشد و افزایش جذب عناصر غذایی می‌تواند ارتفاع و رشد گیاهان را در شرایط تنش شوری افزایش دهد.

### فعالیت آنزیم کاتالاز

تنش‌های محیطی موجب افزایش تولید گونه‌های آزاد اکسیژن (ROS) در بسیاری از گیاهان می‌شود و گیاهان برای کم کردن تأثیرات مضر (ROS) از مکانیسم‌های دفاعی متنوعی از جمله افزایش تولید آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانتی برخوردارند (۵۲). به‌طورکلی اثرات اصلی قارچ میکوریزا و تنش شوری در سطح یک درصد و برهمکنش آنها بر فعالیت تمام آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت در سطح ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). نتایج برهمکنش آلودگی به قارچ میکوریزی و شوری نشان داد که با افزایش تنش شوری میزان فعالیت آنزیم کاتالاز افزایش یافت و لذا هر چقدر میزان فعالیت آنزیم بیشتر شود، نشان‌دهنده افزایش تحمل گیاه در شرایط تنش می‌باشد که در برهمکنش با قارچ میکوریزا مشاهده شد که ذرت میکوریزی شده در مقایسه با غیر میکوریزی به‌طور معنی‌داری از میزان فعالیت آنزیم کاتالاز بیشتری برخوردار بود (جدول ۳). به‌طورکلی فعالیت آنزیم کاتالاز در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) ذرت شیرین میکوریزایی شده با قارچ‌های GM و GIN به‌ترتیب در مقایسه با غیر میکوریزی میزان ۳۸ و ۲۷/۵ درصد افزایش نشان داد که خود حاکی از نقش مثبت قارچ در افزایش تحمل ذرت



سلول جهت محافظت از خود، میزان آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی را افزایش می‌دهد تا بتواند این اثر منفی را خنثی کند و همین می‌تواند علت افزایش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در شرایط تنش در این پژوهش باشد. این نتایج با یافته‌های سایر محققان از جمله هرناندز و همکاران (۲۸)، لی و همکاران (۳۱) و سایرین و همکاران (۵۰) مبنی بر بالا رفتن میزان آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در شرایط تنش در گیاهان مختلف مطابقت دارد.

### آنزیم پراکسیداز

آنزیم پراکسیداز گیاهی به‌علت نقشی که در فرآیندهای مهم فیزیولوژیک مانند کنترل رشد توسط چوبی شدن، پیوستن پکتین‌ها و پروتئین‌های ساختاری در دیواره سلولی و کاتابولیسم اکسین دارد، به‌عنوان نشانگری بیوشیمیایی برای انواع مختلف تنش‌های زنده و غیر زنده استفاده می‌گردد (۲۲). نتایج برهمکنش تنش شوری و قارچ میکوریزا نشان می‌دهد که ذرت میکوریزی از میزان آنزیم پراکسیداز بیشتری برخوردار است. تنش شوری موجب افزایش فعالیت آنزیم پراکسیداز شد، بیشترین میزان آنزیم در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) در ذرت میکوریزی شده به‌دست آمد (جدول ۳). یونسی و همکاران (۵۳) نشان دادند که گیاه سویا میکوریزایی شده از طریق تولید اسمولیت‌های سازگار و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت خسارت ایجاد شده ناشی از تنش شوری را برطرف نموده و باعث تثبیت نیتروژن و بهبود رشد گیاه شده است. مهار کردن رادیکال‌های آزاد اکسیژن یکی از مکانیسم‌های دفاعی گیاه در مقابل تنش‌های غیر زنده می‌باشد. پیرسته‌انوشه و همکاران (۴۵) در مطالعه‌ای فعالیت بالای آنزیم آنتی‌اکسیدانتی پراکسیداز را در شرایط تنش در مقایسه با شرایط بدون تنش در گندم گزارش کردند. به‌طورکلی ذرت شیرین میکوریزایی شده در شرایط تنش شوری در مقایسه با حالت غیر میکوریزایی توانسته است سطح آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت را بالا نگه دارد که خود کمکی برای کاهش سریع رادیکال‌های آزاد

شیرین به تنش شوری می‌باشد که با تحقیقات ایوج (۵) مطابقت دارد. آروز و همکاران (۸) گزارش کردند که فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاه ذرت رقم SC129 (مقاوم به شوری) با افزایش تنش شوری در مقایسه با شاهد افزایش یافت و در رقم SC13 (مقاوم به شوری)، فعالیت آنزیم تا سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار افزایش و شوری بیشتر از ۲۰۰ میلی‌مولار سبب کاهش فعالیت آنزیم شد، درحالی‌که در رقم SC155 (حساس به شوری)، تنش شوری سبب کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز شد. اثر گونه‌های مختلف میکوریزا در مقابله با تنش شوری به‌طرفیت آنها در حفاظت گیاهان و قابلیت سازگاری با گیاه میزبان برمی‌گردد (۴۶). تغییرات در فعالیت کاتالاز به گونه گیاهی، مرحله نمو، جایگاه متابولیسم گیاه و هم‌چنین مدت و شدت تنش وابسته است (۳۴).

### آنزیم سوپراکسید دیسموتاز

نتایج برهمکنش تنش شوری و قارچ میکوریزا نشان داد که ذرت میکوریزی در تمام سطوح شوری از میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز بیشتری برخوردار بودند و بیشترین فعالیت آنزیم در برهمکنش ذرت میکوریزی شده با قارچ GIN و سطح تنش شوری ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر به‌دست آمد که در مقایسه با ذرت میکوریزی شده با قارچ GM و ذرت غیر میکوریزی به‌ترتیب به‌میزان ۳۱/۶۹ و ۷۰/۰۴ درصد و به‌طور معنی‌داری افزایش نشان داد (جدول ۳). بسیاری از پژوهشگران آنزیم سوپراکسید دیسموتاز را قوی‌ترین آنتی‌اکسیدانت عنوان نمودند که می‌تواند بسیاری از گیاهان را در مقابل حمله رادیکال‌های آزاد اکسیژن ایمن نگه دارد و سبب پایداری گیاه در برابر بسیاری از تنش‌های محیطی شود (۲۴). کاربرد قارچ میکوریزا در شرایط تنش شوری موجب افزایش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در ذرت می‌شود (۲۳). افزایش میزان فعالیت این آنزیم در شرایط تلقیح قارچ حاکی از تأثیر مثبت آن بر افزایش مقاومت به تنش است. با افزایش سطوح تنش، میزان تولید گونه‌های فعال اکسیژن افزایش می‌یابد و بر این اساس

مقایسه با *Glomus mosseae* همواره از برتری نسبی بیشتری برخوردار بوده و در بالاترین سطح شوری توانسته است تا حدود ۳۲/۳ درصد وزن خشک کل بوته ذرت شیرین را در مقایسه با عدم آلودگی با قارچ میکوریزا افزایش دهد و باعث کاهش اثرات منفی تنش شوری شده است. تنش شوری موجب کاهش بیوماس گیاه ذرت شیرین شده و تلقیح آن با قارچ میکوریزا باعث کاهش اثر تنش شوری ایجاد شده بر بیوماس گردید، به نظر می‌رسد کاهش تقسیم سلولی و رشد سلول‌ها دلیل کاهش رشد گیاه در این شرایط باشد. به طور کلی به نظر می‌رسد آلوده کردن گیاهان به قارچ میکوریزا در شرایط تنش شوری با تحریک فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت مانند کاتالاز، سوپر اکسید دیسموتاز باعث جلوگیری از اثرات اکسیداتیو ROS شد و لذا باعث بهبود عملکرد فیزیولوژیکی و تحمل گیاه به تنش شوری شد.

اکسیژن در گیاه خواهد بود، به گونه‌ای که متابولیسم گیاه ثابت و پایدار بماند که این نتایج با نتایج تحقیقات قربانلی و همکاران (۲۳) مطابقت دارد.

### نتیجه گیری

به طور کلی آلودگی به قارچ میکوریزا در زمان بروز تنش شوری باعث کاهش خسارت شوری و افزایش صفات سطح برگ، ارتفاع بوته و وزن خشک اندام هوایی کل ذرت شیرین شد. کاربرد قارچ میکوریزا در شرایط شور موجب کاهش غلظت سدیم و هم‌چنین نسبت سدیم به پتاسیم گردید. شوری باعث کاهش رنگدانه‌های کلروفیل در برگ شده و این موضوع در سطح شوری‌های بالاتر مشهود می‌باشد. به طور کلی در بین دو گونه قارچ مورد استفاده، گونه *Glomus intraradices* در

### منابع مورد استفاده

1. Alam, S. M. 1999. Nutrient uptake by plants under stress conditions. pp. 285-313, In: M. Pessaraki (Ed.), Handbook of Plant and Crop Stress. CRC Press. New York.
2. Al-Karaki, G. N. 1998. Benefit, cost, and water-use efficiency of arbuscular mycorrhizal durum wheat grown under drought stress. *Mycorrhiza* 8: 41-45.
3. Al-Karaki, G. N. 2006. Nursery inoculation of tomato with arbuscular mycorrhizal fungi and subsequent performance under irrigation with saline water. *Scientia Horticulturae* 109: 1-7.
4. Ashraf, M. 1989. The effect of NaCl on water relations, chlorophyll, and protein and proline contents of two cultivars of blackgram (*Vigna mungo* L.). *Plant and Soil* 119: 205-210.
5. Auge, R. M. 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza* 11: 3-42.
6. Azcon, R. and F. El-Atrach. 1997. Influence of arbuscular mycorrhizae and phosphorus fertilization on growth, nodulation and N<sub>2</sub> fixation in *Medicago sativa* at four salinity levels. *Biology and Fertility of Soils* 24: 81-86.
7. Azizian, A. and A. Sepaskhah. 2014. Maize response to different water, salinity and nitrogen levels: agronomic behavior. *Journal of Plant Production* 8: 107-130.
8. Azooz, M., A. Ismail and M. A. Elhamd. 2009. Growth, lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities as a selection criterion for the salt tolerance of maize cultivars grown under salinity stress. *Journal of Agriculture and Biology* 11: 21-26.
9. Bai, C., X. He, H. Tang and L. Zhao. 2009. Soil spatial distribution of AMF, glomalin and soil enzymes under the canopy of *Astragalus adsurgens* Pall. In the Mu Us sandland, China. *Soil Biology and Biochemistry* 41: 941-947.
10. Beauchamp, C. and I. Fridovich. 1971. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. *Analytical Biochemistry* 44:276-287.
11. Carrenho, R., S. F. Trufem and V. L. Bononi. 2002. Effects of using different host plants on the detected biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi from an agroecosystem. *Brazilian Journal of Botany* 25: 93-101.
12. Brinton, C. and A. Maehly. 1995. Assay of catalase and peroxidase. *Method in Enzymology* 2: 764-791.
13. Copetta A., G. Lingua and G. Berta. 2006. Effects of three AM fungi on growth, distribution of glandular hairs, and essential oil production in *Ocimum basilicum* L. var. Genovese. *Mycorrhiza* 16: 485-494.
14. Cramer, G. R. 2002. Response of abscisic acid mutant of Arabidopsis to salinity. *Functional Plant Biology* 29: 561-567.
15. Daei, G., M. Ardekani, F. Rejali, S. Teimuri and M. Miransari. 2009. Alleviation of salinity stress on wheat yield, yield components, and nutrient uptake using arbuscular mycorrhizal fungi under field conditions. *Journal of Plant*

- Physiology* 166:617-625.
16. Demir, S. 2004. Influence of arbuscular mycorrhiza on some physiological, growth parameters of pepper. *Turkish Journal of Biology* 28: 85-90.
  17. Dhindsa, R. S., P. Plumb-Dhindsa and T. A. Thorpe. 1981. Leaf senescence: correlated with increased levels of membrane permeability and lipid peroxidation, and decreased levels of superoxide dismutase and catalase. *Journal of Experimental Botany* 32: 93-101.
  18. Diop, T. A., T. Krasova-wade, A. Diallo, M. Diouf and M. Gueye. 2003. Solanum cultivar responses to arbuscular mycorrhizal fungi: growth and mineral status. *African Journal of Biotechnology* 2: 429-433.
  19. Emam, Y., E. Hosseini, N. Rafiei and H. Pirasteh-Anosheh. 2013. Response of early growth and sodium and potassium concentration in ten barley (*Hordeum vulgare* L.) cultivars under salt stress conditions. *Crop Physiology* 19: 5-15. (In Farsi).
  20. Esch, H., B. Hundeshagen, H. Schneider-Poetsch and H. Bothe. 1994. Demonstration of abscisic acid in spores and hyphae of the arbuscular mycorrhizal fungus *glomus* and in the N<sub>2</sub>-fixing cyanobacterium *Anabaena Variabilis*. *Plant Science* 99: 9-16.
  21. Evelin, H., R. Kapoor and B. Giri. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. *Annals of Botany* 104: 1263-1280.
  22. Foyer, C. H. and B. Halliwell. 1979. The presence of glutathione and glutathione reductase in chloroplasts: A proposed role in ascorbic acid metabolism. *Planta* 133: 21-25.
  23. Ghorbanli, M., H. Ebrahimzadeh and M. Sharifi. 2004. Effects of NaCl and mycorrhizal fungi on antioxidative enzymes in soybean. *Biologia Plantarum* 48:575-581.
  24. Gill, S. S. and N. Tuteja. 2010. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry* 48: 909-930.
  25. Giri, B. and K. Mukerji. 2004. Mycorrhizal inoculate alleviates salt stress in *Sesbania aegyptica* and *sesbania grandiflora* under field conditions: evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. *Mycorrhiza* 14: 307-312.
  26. Glenn, E. P., J. Brown and M. J. Khan. 1997. Mechanisms of salt tolerance in higher plants. pp. 83-119, In: A. S. Basra and R. K. Basra (Eds.), Mechanisms of Environmental Stress Resistance in Plants. Harwood Academic Publishers, Netherlands.
  27. Greenway, H. and R. Munns. 1980. Mechanisms of salt tolerance of non-halophytes. *Annual Review of Plant Physiology* 31: 149-190.
  28. Hernandez, J., A. Jimenez, P. Mullineaux and F. Sevilla. 2000. Tolerance of pea (*Pisum sativum*) to long-term salt stress is associated with induction of antioxidant defenses. *Plant, Cell and Environment* 23: 853-862.
  29. Horneck, D. A. and D. Hanson. 1998. Determination of potassium and sodium by flame emission spectrophotometry. pp. 153-155, In: Y. P. Kalra (Ed.), Handbook of Reference Methods for Plant Analysis. CRC Press, Boca Raton.
  30. Kafi, M., W. Stewart and A. Borland. 2003. Carbohydrate and proline contents in leaves, roots and apices of salt-tolerant and salt-sensitive wheat cultivars 1. *Russian Journal of Plant Physiology* 50: 155-162.
  31. Lee, D. H., Y. S. Kim and C. B. Lee. 2001. The inductive responses of the antioxidant enzymes by salt stress in the rice (*Oryza sativa* L.). *Journal of Plant Physiology* 158: 737-745.
  32. Lichtenthaler, H. K. 1987. Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods of Enzimology* 148: 350-380.
  33. Maas, E., J. Poss and G. Hoffman. 1986. Salinity sensitivity of sorghum at three growth stages. *Irrigation Science* 7: 1-11.
  34. Mane, A., T. Deshpande, V. Wagh, B. Karadge and J. Samant. 2011. A critical review on physiological changes associated with reference to salinity. *International Journal of Environmental Science* 1(6): 1192-1216.
  35. Mansouri, H., M. A. Ahmadi and N. Rohani. 2007. Response of mycorrhizal and Non-mycorrhizal bean plants to salinity stress. *Iranian Journal of Biology* 1: 80-88. (In Farsi).
  36. Mardukhi, B., F. Rejali, G. Daei, M. R. Ardakani, M. J. Malakouti and M. Miransari. 2011. Arbuscular mycorrhizas enhance nutrient uptake in different wheat genotypes at high salinity levels under field and greenhouse conditions, *Comptes Rendus Biologies* 334: 564-571.
  37. Munns, R. and M. Tester. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology* 59: 651-681.
  38. Najafi, F., R. A. Khavari-Nejad and M. Siah Alia. 2010. The effects of salt stress on certain physiological parameters in summer savory (*Satureja hortensis* L.) plants. *Journal of Stress Physiology and Biochemistry* 6(1): 13-21.
  39. Nemoto, Y. and T. Sasakuma. 2002. Differential stress responses of early salt stress responding genes in common wheat. *Phytochemistry* 61: 129-133.
  40. Netondo, G. W., J. C. Onyango and E. Beck. 2004. Sorghum and salinity: I. Response of growth, water relations

- and ion accumulation to NaCl salinity, *Crop Science* 44: 797-805.
41. Noble, C. and M. Rogers. 1992. Arguments for the use of physiological criteria for improving the salt tolerance in crops. *Plant and Soil* 146: 99-107.
  42. Ortas, I. 1996. The influence of use of different rates of mycorrhizal inoculum on root infection plant growth and phosphorus uptake. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 27: 2935-2946.
  43. Parsa Mottlagh, B., P. Rezvani Moghaddam and A. Mashayekhi Sardooy. 2011. The effect of mycorrhizal fungi and phosphorus fertilizer on photosynthetic pigments and nutrient beans in salinity. *Journal of Agroecology* 3(2): 233-244. (In Farsi).
  44. Pirasteh-Anosheh, H., Y. Emam, M. Ashraf and M. R. Foolad. 2012. Exogenous application of salicylic acid and chlormequat chloride alleviates negative effects of drought stress in wheat. *Advanced Studies in Biology* 11: 501-520.
  45. Porras-Soriano, A., M. L. Soriano-Martín, A. Porras-Piedra and R. Azcón. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi increased growth, nutrient uptake and tolerance to salinity in olive trees under nursery conditions. *Journal of Plant Physiology* 166: 1350-1359.
  46. Rabie, G. and A. Almadini. 2005. Role of bioinoculants in development of salt-tolerance of *Vicia faba* plants under salinity stress. *African Journal of Biotechnology* 4(3): 210-222.
  47. Rajcan, I., L. M. Dwyer and M. Tollenaar. 1999. Note on relationship between leaf soluble carbohydrate and chlorophyll concentration in maize during leaf senescence. *Field Crops Research* 63: 13-17.
  48. Rus, A., S. Yokoi, A. Sharkhuu, M. Reddy, B. Lee, T. K. Matsumoto, H. Koiwa, J. Zhu, R. A. Bressan and P. M. Hasegawa. 2001. AtHKT1 is a salt tolerance determinant that controls Na<sup>+</sup> entry into plant roots. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 98: 14150-14155.
  49. Sairam, R. and A. Tyagi. 2004. Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Current Science Bangalore* 86(3): 407-421.
  50. Sairam, R. K., K. V. Roa and G. Srivastava. 2002. Differential response of wheat genotypes to long-term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. *Plant Science* 163: 1037-1046.
  51. Vaezi, B., V. Bavei, M. Ghanavati and F. EbrahimPoor. 2013. Evaluation of barley lines for drought tolerance under field condition. *Agronomy Journal* 97:10-20. (In Farsi).
  52. Younesi, O., A. Moradi and A. Namdari. 2013. Influence of arbuscular mycorrhiza on osmotic adjustment compounds and antioxidant enzyme activity in nodules of salt-stressed soybean (*Glycine max*). *Acta Agriculturae Slovenica* 101: 219-230.
  53. Zhang, Y., P. Wang, Y. Yang, Q. Bi, S. Tian and X. W. Shi. 2011. Arbuscular mycorrhizal fungi improve reestablishment of *Leymus chinensis* in bare saline-alkaline soil: Implication on vegetation restoration of extremely degraded land. *Journal of Arid Environments* 75: 773-778.

## Effects of Salt Stress and Mycorrhiza Fungi on Morpho-Physiological Characteristics of Sweet Corn (*Zea mays var. saccharata*)

A. Dehghani<sup>1</sup>, S. A. Kazemeini<sup>2\*</sup>, M. Zarei<sup>3</sup> and M. Alinia<sup>1</sup>

(Received: March 2-2015; Accepted: October 1-2015)

### Abstract

In order to investigate the interaction of mycorrhizal fungi and salinity on growth and physiological characteristics of sweet corn, a greenhouse experiment was conducted in 2014. The experimental design was factorial based on Completely Randomized Design in three replications. Treatments included salinity at four levels (0.4 (control), 4, 7, 10 dS m<sup>-1</sup>), and the fungi at three levels (no fungi (control), *Glomus mosseae*, *Glomus intraradices*). Results indicated that with increasing salinity levels, leaf chlorophyll a, b and a+b and carotenoid contents at flowering stage were decreased by 18.9, 52.4, 33.1, and 34.5% respectively. Application of mycorrhiza under salinity, partially offset the negative impacts and increased tolerance of maize to NaCl by enhancing SOD and CAT activities, leaf chlorophyll, carotenoid and K concentrations, plant height, leaf area, and total dry weight at flowering stage significantly, compared to control. The Na/K ratio at salinity level of 10 dS m<sup>-1</sup> in treatments inoculated with GIN and GM fungi decreased by 39.69%. Results indicated that inoculation with Mychoriza has led to improvement of growth of sweet corn under salinity stress. Moreover, GIN type fungi had a greater advantage over GM and reduced the negative effects of salinity and improved the sweet corn dry weight up to 38% at salinity level of 10 dS m<sup>-1</sup>.

**Keywords:** Antioxidant enzymes, Carotenoid, Sodium /Potassium ratio

1, 2. MSc. Students and Associate Professor, Respectively, Department of Agronomy and Plant Breeding, College of Agriculture, Shiraz University, Shiraz, Iran.

3. Associate Professor, Department of Soil Science, College of Agriculture, Shiraz University, Shiraz, Iran.

\*. Corresponding Author, Email: kazemin@shirazu.ac.ir