بررسی اثر برهمکنش قارچ میکوریزا آربوسکولار و تنظیم کننده رشد گیاهی براسینولید بر افزایش تحمّل گندم به تنش شوری

کبری توفیقی[۱]، رمضانعلی خاوری‌نژاد[۲]، فرزانه نجفی*[۳]، خدیجه رضوی[۴]، فرهاد رجالی[۵]

۱) دانشجوی دکتری گروه علوم گیاهی، دانشگاه خوارزمی، تهران، ایران.
۲) استاد گروه علوم گیاهی، دانشگاه خوارزمی، تهران، ایران.
۳) دانشیار گروه علوم گیاهی، دانشگاه خوارزمی، تهران، ایران.
۴) استادیار پژوهشگاه ملی مهندسی ژنتیک و زیست‌فناوری، تهران، ایران.
۵) دانشیار موسسه تحقیقات خاک و آب، مشکین‌دشت، کرج، ایران.

این مقاله برگرفته از رساله دکتری است.

* نویسنده مسئول: **f_najafi@yahoo.com**

تاریخ دریافت: ۹۴/۰۵/۲۲ **تاریخ پذیرش: ۹۴/۰۷/۳۰**

چکیده

با توجه به اهمیت معضل کشاورزی در زمین‌های مجاور حوضه‌های آبریز طبیعی شور و اثر آن بر رشد و تولید گیاهان، این مطالعه به‌منظور بررسی اثر برهمکنش قارچ میکوریز آربوسکولار و تنظیم کننده رشد گیاهی براسینولید برکاهش احتمالی اثر مخرب شوری در گندم رقم پیشتاز انجام شد. این تحقیق به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با چهار تکرار به اجرا درآمد. بدین‌ترتیب که گیاهان میکوریزه با قارچ گلوموس موسهآ (پس از اطمینان از میکوریزه شدن ریشه ها) و غیر میکوریزه ۱۴ روزه توسط ۲۴- اپی براسینولید با غلظت صفر و پنج میکرومولار سه‌بار یک روز در میان اسپری برگی شدند. سپس به‌مدت ۱۰ روز با آب شور با منشأ دریاچه ارومیه و با هدایت الکتریکی صفر و ۱۵ دسی زیمنس بر مترهر سه روز یک‌بار آبیاری شدند. در نهایت، گیاهان ۲۶ روزه برداشت و به منظور انجام برخی سنجش‌های فیزیولوژیکی به آزمایشگاه منتقل شدند. یافته‌های به‌دست‌آمده نشان‌دهنده بهبود سطح برگ گیاه و کاهش نشت غشاء در تیمارهای جداگانه قارچی و براسینولیدی بود. درحالی‌که اثر برهمکنش این دو تیمار تنها در سطح برگ در سطح $P<0/05$ معنی دار بود. همچنین این اثر هم‌افزایی معنی‌دار برهمکنش دو تیمار با بالاتر رفتن فعالیت آنتی اکسیدانی شامل آنتی‌اکسیدان‌های سوپراکسید دیسموتاز و مقدار آنتوسیانین برگی و نیز درصد مهار رادیکال‌های آزاد (DPPH) مشاهده شد.

واژه‌های کلیدی: دریاچه ارومیه، گلوموس موسهآ و تریتیکوم آئستیوم.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

مقدمه

شوری طبیعی، به‌عنوان یکی از مهم‌ترین تنش‌های محیطی در زمین‌های مجاور حوضه‌های آبریز شور، موجب کاهش رشد و تولید گیاهان به‌ویژه محصولات کشاورزی می‌شود (Hasegawa *et al.*, 2000). تنش شوری موجب کاهش هدایت هیدرولیکی خاک، اختلال در جذب آب و مواد غذایی از ریشه و کاهش پتانسیل آب سلول و در نتیجه تنش اسمزی می‌گردد. همچنین، سمّیّت یونی ناشی از غلظت بالای نمک‌ها با القاء تولید انواع انواع اکسیژن فعال (ROS) و رادیکال‌های آزاد، موجب ایجاد تنش اکسیداتیو ثانویه و تخریب ساختار غشاءها و ماکرومولکول‌ها (مانند پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک) و آسیب دستگاه فتوسنتزی می‌گردد (Grattan and Greive, 1999; Nakamichi *et al.*, 2016). تحت شرایط طبیعی رشد تولید انواع اکسیژن فعال مانند سوپراکسید ($O_2^{\bullet-}$)، هیدروژن پراکسید (H_2O_2) و هیدروکسیل ($OH^{\bullet}$)، در سلول پایین است، اما تحت تنش شوری، هومئوستازی سلولی مختل شده و سلول‌ها تولید رادیکال‌های آزاد را شدت می بخشند که به‌طور فعال در ترارسانی علامت شرکت می‌کنند و موجب آسیب به اجزای سلولی می‌شوند (Wang *et al.*, 2003).

گیاهان زراعی به‌ویژه گندم به‌منظور کاهش آسیب اکسیداتیو ایجاد شده تحت تنش‌های غیرزیستی مانند شوری، مکانیسم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدانی خود را تقویت می‌کنند (Caverzan *et al.*, 2016). بدین‌ترتیب، گیاهان دارای سازوکارهای محافظتی برای اجتناب از آسیب اکسیداتیو ایجاد شده به‌دلیل تنش می‌باشند که از مهم‌ترین آن‌ها می‌توان به فعال شدن سیستم آنتی‌اکسیدانی شامل آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (مانند سوپراکسید دیسموتاز (*SOD*)، پراکسیداز (*POD*)، کاتالاز (*CAT*) و گلوتاتیون ردوکتاز (*GR*)) و آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی (مانند آسکوربیک اسید، گلوتاتیون، آلفا-توکوفرول و کاروتنوئیدها) و تولید اسمولیت های سازگار از جمله پرولین اشاره کرد (Scutzenduble and Polle, 2002). به‌طور کلی، تصور می‌شود که آسیب القاء شده با شوری به غشاءها افزایش تراوایی آن‌ها، رابطه ی معکوس با ظرفیّت فعالیت افزایش یافتهٔ سیستم آنتی‌اکسیدانی در گیاهان دارند.

امروزه، توجه به توسعه راهکارهای مختلف به‌منظور کاهش اثر زیان‌بار شوری، روش‌های مربوط به بالابردن تحمل گیاهان رشد یافته در زمین‌های با غلظت بالای نمک، رشد روز افزونی داشته است. کاربرد انواع قارچ‌های میکوریزی به ویژه انواع گلوموس به‌دلیل بهبود سیستم جذب ریشه‌ای به‌منظور دسترسی به آب و عناصر غذایی و بهبود ساختار خاک و شدت بخشیدن فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان از جمله روش‌های بیولوژیک به‌منظور افزایش تحمل به شوری در گیاهان، مورد توجه بوده است (Zhong Qun *et al.*, 2007). مطالعه‌های مختلف نشان داده است که گیاهان در نتیجهٔ میکوریزاسیون دارای فعالیت آنزیمی آنتی‌اکسیدانی بالاتری هستند، اما پاسخ آنزیم‌ها با توجه به گیاه میزبان و نوع قارچ می‌تواند متفاوت

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

باشد (Evelin *et al.*, 2009). قارچ‌های میکوریزایی به جذب عناصر غذایی مانند نیتروژن و فسفر از طریق ناقلان مربوط و انتقال آن‌ها به گیاه میزبان کمک می‌کنند (Bücking and Kafle, 2015). تجمع بالای فسفر، منیزیوم و کلسیم و جذب پایین‌تر سدیم در حضور قارچ‌های میکوریز آربوسکولار در شرایط تیمار کلرید سدیم و کاهش اثر شوری مشاهده شده است (Hashem *et al.*, 2015). مطالعه‌های انجام شده برروی گیاه گندم نشان دهنده نقش قارچ‌های میکوریزای در کاهش تنش شوری توسط افزایش جذب عناصر معدنی به‌ویژه در حضور مخلوطی از انواع گونه‌های گلوموس بوده است (Mardukhi *et al.*, 2015). همچنین، نشان داده شده است که برخی از انواع تنظیم کننده‌های رشد گیاهی از جمله براسینواستروئیدها، به‌عنوان گروه مهمی از هورمون‌های استروئیدی، می‌توانند به بالاتر رفتن تحمل گیاهان به‌ویژه با تقویت سیستم آنتی‌اکسیدانی و هومئوستازی یونی کمک شایانی کنند (Krishna, 2003). این ترکیبات، پتانسیلی قوی در تعدیل بسیاری از تنش‌ها با تنظیم سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه دارند. Alyemeni و همکاران (۲۰۱۳) و نیز Arora و همکاران (۲۰۰۸) نشان دادند که اسپری برگی گیاه براسیکا جونکئا[1]و ذرت[2] توسط ۲۸- هوموبراسینولید به‌ترتیب می‌تواند موجب کاهش اثر شوری با افزایش کارایی فتوسنتزی و فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها گردد. از این رو با توجه به آنچه که گفته شد، و به‌ویژه با توجه به همبستگی مشاهده شده بین ظرفیت آنتی‌اکسیدانی و پایداری اسموتیکی درون سلولی با تحمل به شوری در برخی گیاهان، هدف از انجام این تحقیق بررسی اثر برهمکنشی و جداگانه قارچ میکوریزای گلوموس و ۲۴- اپی براسینولید برفرآیندهای فیزیولوژیکی گیاه و بالاتر رفتن احتمالی تحمل گیاه گندم به‌عنوان یکی از مهم‌ترین محصولات زراعی و استراتژیک در سرتاسر جهان به تنش بالا رفتن شوری محیط می‌باشد. منشأ شوری به‌کار رفته در این پژوهش، آب دریاچه ارومیه، دومین دریاچهٔ شور جهان و یکی از مهم‌ترین حوضه‌های آبریز شور کشور واقع در شمال غربی ایران، با توجه به اثر شوری ایجاد شده در محصولات زراعی زمین‌های مجاور آن بود (نادر صفت، ۱۳۹۰).

مواد و روش ها

این مطالعه در دانشگاه خوارزمی تهران در سال ۱۳۹۳ به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با چهار تکرار و سه گیاه در هر گلدان اجرا شد. بذرهای گندم رقم پیشتاز پس از تهیه از بخش غلات موسسه اصلاح نهال و بذر محمدشهر کرج و ضدعفونی به مدت سه دقیقه توسط هیپوکلریت سدیم پنج درصد در گلدان‌های پلاستیکی با گنجایش دو کیلوگرم حاوی خاک ضدعفونی شده شامل مخلوط خاک و پیت اتوکلاو شده (با نسبت ۲۰ به ۱) و پرلیت با نسبت ۲ به ۱ کاشته شدند. به‌طور کلی، تیمارهای مورد بررسی شامل هشت تیمار به صورت ۱) شاهد، ۲) تیمار شوری، ۳) تیمار براسینولیدی، ۴) تیمار میکوریزی، ۵) تیمار برهمکنش براسینولید و شوری، ۶) تیمار برهمکنش قارچ میکوریزو شوری، ۷) تیمار

[1] *Brassica juncea*
[2] *Zea mays* L.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]
[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

برهمکنش قارچ میکوریز، براسینولیدو شوری، و ۸) تیمار برهمکنش قارچ میکوریزو براسینولید تعریف شدند. به‌طور خلاصه، ابتدا خاک نیمی از گلدان‌ها توسط قارچ میکوریز آربوسکولار پودری شکل حاوی هیف‌ها، وزیکول‌ها و آربوسکول‌های گلوموس موسه آ[3] (تهیه شده از شرکت زیست فناور توران، شاهرود) به‌صورت لایه‌ای در دو سانتی‌متری زیر محل کاشت بذر، آغشته شدند. پس از آبیاری منظم گیاهان دو هفته‌ای توسط آب معمولی، سپس، هردو گروه گیاهان میکوریزه و غیرمیکوریزه توسط غلظت‌های صفر و ۵۰ میکرومولار ۲۴- اپی‌براسینولید (سیگما) اسپری برگی شدند. تیمار استروئیدی سه مرتبه و یک‌روز درمیان به صورت مه‌پاشی از بالا تا پایین گیاه اعمال شد و از محلول توئین ۲۰ (۰/۰۱ درصد) به‌عنوان سورفاکتانت به‌منظور افزایش سطح جذب استفاده شد (Shahbaz and Ashraf, 2007). سپس، هر گروه توسط محلول آب شور با منشأ آب دریاچه ارومیه با هدایت الکتریکی[4](EC) صفر و ۱۵ دسی زیمنس بر متر به‌مدت ۱۰ روز هر سه روز یک‌بار آبیاری شدند. به‌منظور رفع مشکل تجمع شوری، گلدان‌ها با تیمار شاهد بین زمان‌های تیماردهی آبشویی شدند و آب اضافی از ته گلدان خارج می‌شد. بدین‌ترتیب میزان شوری محیط در حدود آب آبیاری نگهداری شد. پس از ده روز اِعمال تیمار شوری تعدادی از گیاهان در مرحله رویشی به‌منظور بررسی برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و عملکرد برداشت شدند.

سنجش سطح برگ و میزان نشت غشا

به‌منظور تعیین سطح برگی، برگ‌های هر گیاه بلافاصله پس از برداشت بر روی کاغذ میلی‌متری قرار گرفته و مربع‌های میلی‌متری شمارش شدند (Lutts *et al.*, 1996). پس از تعیین وزن برگ و وزن کاغذ و با استفاده از یک تناسب ساده، سطح برگ‌ها بر حسب میلی‌متر مربع محاسبه شد. همچنین، محاسبه نشت غشاء (MSI) به‌منظور سنجش پایداری نسبی غشاء مورد استفاده قرار می‌گیرد. بدین‌ترتیب، که برگ‌های کاملاً توسعه یافته از هر تیمار جمع‌آوری و بلافاصله به قطعات به قطر یک سانتی‌متر مربع بریده شد. سپس، نمونه‌ها شسته شده و در لوله‌های آزمایش در بسته حاوی ۱۰ میلی‌لیتر آب دویونیزه به مدت چهار ساعت در دمای اتاق قرار گرفتند. سپس هدایت الکتریکی محلول (EC_1)، با استفاده از یک هدایت سنج (مدل AZ-8361)، اندازه‌گیری شد. در مرحله بعد، همان قطعات برگی در حمام آب گرم در آب جوش به‌مدت ۱۵ دقیقه قرار گرفت. پس از سرد شدن لوله‌ها در دمای اتاق، مجدداً EC محلول‌ها اندازه گیری شد (EC_2). میزان نشت غشاء، با استفاده از رابطه ۱ تعیین و به‌صورت درصد بیان گردید (Dionisio-Sese and Tabia, 1998).

[3] *Glomus mosseae*
[4] Electrical conductivity

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]
[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

رابطه ۱: $MSI = EC_1/EC_2 \times 100$

سنجش فعّالیّت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز برگی

به‌منظور بررسی اثر تیمارهای اعمال شده بر فعالیت آنتی‌اکسیدان آنزیمی، فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز برگیمورد سنجش قرار گرفت. به‌طور خلاصه، برای استخراج آنزیم ابتدا ۰/۱ گرم از بافت تر توسط دو میلی‌لیتر بافر فسفات۰/۱ مولار با pH= ۶/۸ کاملاً ساییده شد. سپس، محلول همگن‌شده به‌دست در ۱۵۰۰۰ گرم، به مدت ۱۲ دقیقه و در دمای چهار درجه سانتریفوژ شدند. محلول رویی برای سنجش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز مورد استفاده قرار گرفت. بدین-ترتیب که سه میلی‌لیتر از مخلوط واکنش شامل اجزاء زیر بود: نیتروبلوتترازولیوم (NBT) ۷۵ میکرومولار، ریبوفلاوین چهار میکرومولار، متیونین ۱۳ میلی‌مولار، EDTA ۰/۱ میلی‌مولار و ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی. واکنش در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد انجام شد و توسط دو لامپ فلورسنت ۲۰وات به‌مدت ۱۵ دقیقه نوردهی گردید. طول موج جذب مخلوط واکنش پس از نوردهی در طول موج ۵۶۰ نانومتر تعیین شد. محلول‌های مشابه در تاریکی به‌عنوان بلانک نگهداری شدند. یک واحد سوپراکسید دیسموتاز (U) به‌صورت مقدار آنزیمی که موجب کاهش ۵۰ درصد احیا نیتروبلوتترازولیوم قابل مهار با سوپر اکسید دیسموتاز می‌گردد، تعریف می‌شود. فعالیت اختصاصی آنزیم به‌صورت واحد در میلی‌گرم پروتئین ($U\ mg^{-1}$ protein) بیان می‌گردد (Giannopolitis and Ries, 1997).

اندازه‌گیری محتوای آنتوسیانین برگی

به‌منظور سنجش مقدار آنتوسیانین‌ها به‌عنوان یک آنتی‌اکسیدان غیرآنزیمی از روش دیاز استفاده شد (Diaz *et al.*, 2006). ۱ گرم از بافت تر برگ، با دقت توزین و در هاونی که حاوی ۵ میلی‌لیتر متانول اسیدی (متانول ۹۹/۵ درصد و HCl ۱ درصد به نسبت ۹۹ به ۱) بود، به‌خوبی ساییده شد. عصاره به‌مدت ۲۴ ساعت در تاریکی و در دمای چهار درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. پس از ۲۴ ساعت، عصاره حاصل به مدت ۱۰ دقیقه در ۴۰۰۰گرم سانتریفوژ گردید. سپس و شدت جذب محلول رویی در طول موج ۵۳۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکترو فتومتر، خوانده شد. به‌منظور تعیین غلظت آنتوسیانین بافت مورد نظر، از نمودار استاندارد آنتوسیانین استفاده شد.

اندازه‌گیری محتوای گلیسین بتائین برگی

به‌منظور سنجش مقدار اسمولیت سازگار گلیسین بتائین و تغییرات آن طی تیمارهای به‌کار رفته، ۰/۲۵ گرم پودر خشک گیاهی با ۱۰ میلی‌لیتر آب مقطر مخلوط و برای مدت ۲۴ ساعت تکان داده شد. ۲۵۰ میکرولیتر از عصاره صاف‌شده

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

با ۲۵۰ میکرولیتر اسید سولفوریک ۲ نرمال درون لوله آزمایش مخلوط شده و به‌مدت یک ساعت در حمام یخ قرار داده شد. در مرحله بعد، ۲۰۰ میکرولیتر معرف یدید پتاسیم سرد ($KI-I_2$) (به‌دست آمده از حل شدن ۱۵/۷ گرم I_2 و ۲۰ گرم KI در ۱۰۰ میلی‌لیتر آب مقطر)، به لوله اضافه و با ورتکس هم زده شد. لوله‌ها به‌مدت ۱۶ ساعت در یخچال در دمای چهار درجه سانتی‌گراد نگهداری و سپس به مدت ۲۰ دقیقه با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ گردید. سپس به رسوب انتهای لوله شش میلی‌لیتر دی‌کلرواتان به منظور حل کردن کمپلکس پری یدید (1,2- dichloroethane) در محیط سرد اضافه گردید. پس از تشکیل دو لایه، از لایه رنگی پائینی استفاده شد و جذب نمونه‌ها در طول موج ۳۶۵ نانومتر توسط اسپکتروفتومتر خوانده شد و مقدار نمونه‌ها بر حسب $mg\ g^{-1}$ DW تعیین گردید (Grieve and Grattan, 1983).

سنجش ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد DPPH برگی

ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد DPPH، به‌منظور بررسی اثر تیمارهای به‌کار رفته بر سیستم آنتی‌اکسیدانی، بدین‌ترتیب انجام شد که ۰/۲ میلی‌لیتر نمونه عصاره متانولی به ۱ میلی‌لیتر محلول DPPH (۲- دی فنیل-۱- پیکریل هیدراسیل) ۰/۲۵ مولار اضافه شد. پس از نگهداری نمونه‌ها به‌مدت ۳ دقیقه در تاریکی، جذب نمونه‌ها در طول موج ۵۱۷ نانومتر خوانده شد. ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد DPPH در نهایت با استفاده از رابطه زیر محاسبه شد: (okoh *et al.*, 2011)

رابطه ۲: ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد (٪) $= [(A_0 - A_1)/ A_0] \times ۱۰۰$

که در آن، A_0 جذب بلانک و A_1 جذب نمونه می‌باشد.

تجزیه و تحلیل و محاسبه‌های آماری

تجزیه واریانس سه عاملی داده‌ها با استفاده از نرم افزار SPSS نسخه ۱۸ و رسم شکل‌ها توسط نرم افزار Excel 2007 انجام شد. میانگین تیمارها توسط آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد مقایسه شدند.

نتایج و بحث

نتایج به‌دست آمده نشان‌دهنده کاهش معنی‌دار (۳۸/۰۲ درصد) سطح برگ ($P<۰/۰۵$) و افزایش معنی‌دار نشت غشا (۴۲ درصد) با تیمار تنش‌شوری در مقایسه با تیمار شاهد بود (شکل ۱ و ۲ و جدول ۱). همچنین ویژگی‌های بیوشیمیایی شامل فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز (۳/۹۲ برابر)، مقدار آنتوسیانین برگی (۳ برابر)، مقدار گلیسین بتائین برگی (۲/۳

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]
[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

برابر) و ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد DPPH (۱۹/۴ برابر) در گیاهان آبیاری شده با $dS\ m^{-1}$ ۱۵ آب شور طبیعی، افزایش معنی‌دار نشان دادند (جدول های ۱و۲).

جدول ۱: تجزیه واریانس سه عاملی (میانگین مربعات) برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی گیاه گندم در تیمارهای جداگانه و برهمکنش شوری (۱۵۰ میلی‌مولار)، براسینولید (۵ میکرومولار) و تلقیح قارچ میکوریز

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		میزان نشت غشا	سطح برگ	میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز	محتوای گلیسین بتائین برگی	محتوای آنتوسیانین برگی	ظرفیت مهار رادیکال آزاد DPPH
شوری	۱	۶۶۴/۶۶۶**	۲۸۶۹/۲۲۱**	۲۹۳۲/۲۴۸**	۲۱/۸۷۹**	۸ **	۲۳۳۴/۱۵۳**
براسینولید	۱	۳۲۶/۶۵**	۲۲۷/۸۵۸**	۸۲/۱۷۶**	۰/۴۸۵**	۰/۱۳**	۲۰۱/۵۵۳**
قارچ میکوریز	۱	۲۹/۴۹۱**	۸۴/۰۷۸**	۱۰۳۹/۴۹۸**	۱۰/۹۲۸**	۱/۰۵۱**	۴۵۹/۸۰۳**
شوری× براسینولید	۱	۱/۲۱۷ns	۲۲/۳۹۵**	۱۱/۶۱۶ns	۰/۸**	۰/۰۶۱**	۳۴/۶۵۳*
شوری× قارچ میکوریز	۱	۱/۴۷۹ns	۱۷/۹۵۵**	۹۲/۴۲۶**	۵/۱۰۴**	۰/۵۹۴**	۵۳/۳۰۳**
شوری× براسینولید× قارچ میکوریز	۱	۲/۷۳۸ns	۱۰/۵۲۳**	۰/۰۲۸ns	۰/۰۹۹**	۰/۰۲۹**	۲/۷۰۳**
براسینولید× قارچ میکوریز	۱	۱۲/۲۰۲ns	۲۱/۲۰۶**	۷/۰۸۴ns	۰/۱۳۸**	۰/۰۲**	۱۶/۱۰۳ns
خطا	۲	۱/۶۵۶	۰/۴۴۹	۳/۲۲۴	۰/۰۱۷	۰/۰۰۲	۵/۸۶۱

* و **: به ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد و پنج درصد، ns: عدم معنی‌دار.

با اسپری برگی براسینولیدی سطح برگ ۸/۶ درصد افزایش و میزان نشت غشا ۲۶ درصد کاهش معنی‌دار نسبت به شرایط شوری نشان دادند. همچنین در شرایط کاربرد براسینولید، میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز برگی (۱/۲۷ برابر)، مقدار آنتوسیانین برگی (۱/۱ برابر)، مقدار گلیسین بتائین (۱/۲۸ برابر) و ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد DPPH (۱۰ درصد) نسبت به شرایط تنش شوری افزایش معنی‌دار در سطح ($P<۰/۰۵$) نشان دادند. در گیاهان میکوریزه تیمار شده با آب شور، سطح برگ ۱۸/۱۲ درصد نسبت به شرایط شور افزایش معنی‌دار نشان داد. در حالی‌که میزان نشت غشاء به میزان ۱۰ درصد کاهش پیدا کرد. به‌طور مشابهی فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز (۱/۸ برابر)، مقدار آنتوسیانین برگی (۱/۵ برابر)، مقدار گلیسین بتائین برگی (۲/۵ برابر) و ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد DPPH (۱۳/۷۵ درصد) در گیاهان تلقیح شده باگلوموس موسهآ و آبیاری شده با $dS\ m^{-1}$ ۱۵ آب شور طبیعی، نسبت به شرایط شور، افزایش‌معنی‌دار نشان دادند. در تیمارهای برهمکنش قارچ گلوموس موسهآ و براسینولید تحت تیمار شوری، سطح برگ نسبت به تیمارهای جداگانه شوری (۲۹/۲۳ درصد)، میکوریزی (۳/۸۶ درصد) و براسینولیدی (۱۲/۹۷ درصد) افزایش معنی‌دار نشان داد، درحالی‌که کاهش میزان نشت غشاء با وجود کاهش معنی‌دار نسبت به شرایط شوری (۲۵ درصد)، در مقایسه با دو تیمار جداگانه میکوریزی و براسینولیدی معنی‌دار نبود. به‌علاوه، تمام تیمارهای بیوشیمیایی شامل فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز (۱/۹۸ برابر)، مقدار آنتوسیانین (۱/۸ برابر)، مقدار گلیسین بتائین (۳/۲ برابر) و ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد DPPH (۲۱/۶۸ درصد) در مقایسه با تیمار شوری و نیز تیمارهای جداگانه اثر هم افزایشی معنی‌دار مشاهده شد.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

جدول ۲: مقایسه میانگین میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز، محتوای گلیسین بتائین برگی، محتوای آنتوسیانین برگی و درصد ظرفیت مهار رادیکال آزاد DPPH گیاه گندم در کاربرد جداگانه و برهمکنش تیمارهای مورد مطالعه

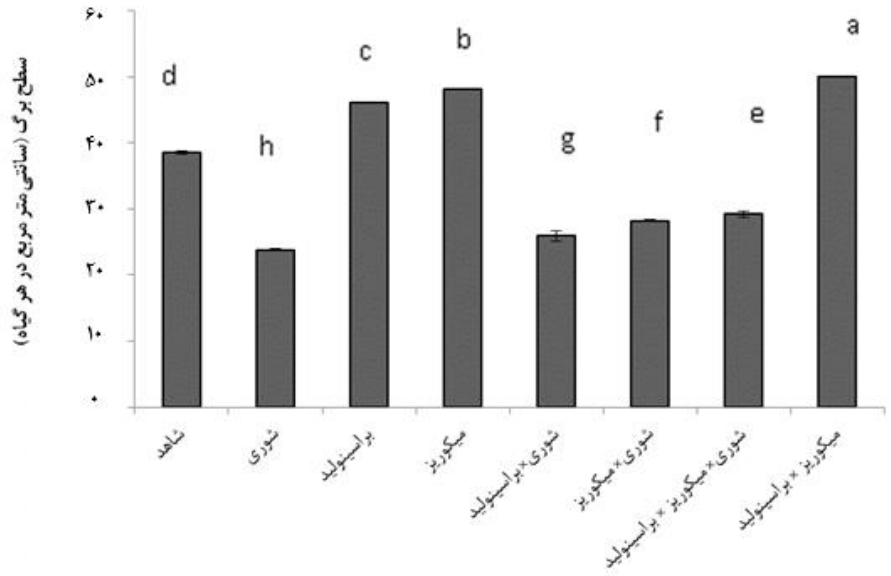
تیمارها	میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز (واحد در میلی‌گرم پروتئین)	محتوای گلیسین بتائین برگی (میلی‌گرم در وزن خشک)	محتوای آنتوسیانین برگی (میلی گرم در گرم وزن تر)	ظرفیت مهار رادیکال آزاد DPPH (درصد)
شاهد	۵ ±۰/۰۴۸g	۰/۵ ± ۰/۰۴۳ f	۰/۳۵ ± ۰/۰۱۶g	۶۷ ± ۱/۷۳e
شوری	۱۹/۶ ± ۰/۹۳ d	۱/۱۵ ± ۰/۰۲۶d	۱/۰۵ ± ۰/۰۲۵ d	۸۰± ۰/۵۷c
براسینولید	۸ ± ۰/۴۰۸ f	۰/۴۱ ± ۰/۰۳۳ f	۰/۴ ± ۰/۰۱۴ fg	۷۲ ± ۱/۷۷d
قارچ میکوریز	۱۴ ± ۱/۲۹ e	۰/۸۵ ± ۰/۰۴e	۰/۴۵± ۰/۰۱ ef	۷۴ ± ۰/۹۱ d
براسینولید× شوری	۲۴/۸۹ ± ۱/۳۱ c	۱/۴۷ ± ۰/۰۳۱ c	۱/۱۵۵± ۰/۰۱۱c	۸۸ ± ۱/۰۸ b
قارچ میکوریز× شوری	۳۲/۲۸ ± ۰/۴۹ b	۲/۸۷۵ ± ۰/۱۰۶ b	۱/۵۷۵ ± ۰/۰۳۹b	۹۱ ± ۱/۳۵ b
شوری× براسینولید× قارچ میکوریز	۳۸/۸۰۸ ± ۰/۳۴ a	۳/۶۸ ± ۰/۱۲ a	۱/۹ ±۰/۰۴ a	۹۷/۳۲۵ ± ۰/۲۳ a
قارچ میکوریز× براسینولید	۱۵ ± ۱/۲۲ e	۰/۸ ± ۰/۰۳۲e	۰/۴۸ ± ۰/۰۱۴e	۷۵ ± ۱/۱۵d

حروف غیر مشابه نشان دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد با آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد در چهار تکرار می‌باشد.

تنش شوری موجب کاهش سطح برگ گیاه و افزایش نشت غشاء برگ شد. غلظت بالای نمک در محیط ریزوسفر، با القاء تنش اسمزی موجب کاهش پتانسیل آب سلول، کاهش طویل شدن و تقسیم سلولی و نیز عدم تعادل یونی سلول و در نتیجه کاهش رشد گیاه می‌گردد (Grattan and Grieve, 1999) . همچنین تنش شوری با ایجاد اثر بازدارندگی بر جذب عناصر غذایی به‌ویژه نیتروژن و فسفر، موجب کاهش آسیمیلاسیون نیتروژن، سنتز اسیدهای آمینه و پروتئین و کاهش متعاقب رشد گردد. به‌علاوه، تنش شوری با القا تنش ثانویه اکسیداتیو و افزایش انواع اکسیژن فعّال (ROS) موجب تخریب بیشتر ماکرومولکول‌ها و آسیب به غشاءهای سلولی و دستگاه فتوسنتزی می‌شود (Hasegawa *et al.*, 2000). ضمن اینکه افزایش غظت یون‌های موجود در آب‌های شور طبیعی مانند سدیم، کلر و منیزیوم موجب کاهش یون‌هایی مانند پتاسیم و کلسیم و ایجاد کمبود این عناصر می‌گردد (Ding *et al.*, 2006). افزایش سطح برگی و کاهش نشت غشاء در تیمار براسینولیدی تحت تنش شوری را می‌توان به افزایش طویل شدن و تقسیم سلولی، حفظ پایداری غشاءها، بالا رفتن کارایی فتوسنتزی و در نتیجه بهبود رشد نسبت داد (Krishna, 2003). نتایج مشابه نشان دهندهٔ اثر بهبوددهنده براسینواستروئیدها بر رشد گیاه و کاهش نشت غشاء با افزایش فتوسنتز، پایداری غشاءها و حفظ آب سلول در شرایط تنش شوری می‌باشد (Zhang *et al.*, 2007; Alyemeni *et al.*, 2013). به‌علاوه، افزایش سطح برگی در شرایط کاربرد قارچ میکوریز آربوسکولار تحت تنش شوری می‌توانند به‌دلیل بهبود دسترسی به آب و جذب انتخابی عناصر معدنی به‌ویژه نیتروژن و فسفر و نیز افزایش فعالیت آنزیم احیاکنندهٔ نیترات یعنی نیترات ردوکتاز و سنتز پروتئینی باشد (Hirrel and Gerdemann, 1980; Giri *et al.*, 2003). مطالعات متعدد تأکید کنندهٔ نقش مثبت این همزیستی در بهبود رشد و نیز کاهش نشت غشاء و حفظ پایداری غشاءهای سلولی بوده است (Evelin *et al.*, 2009).

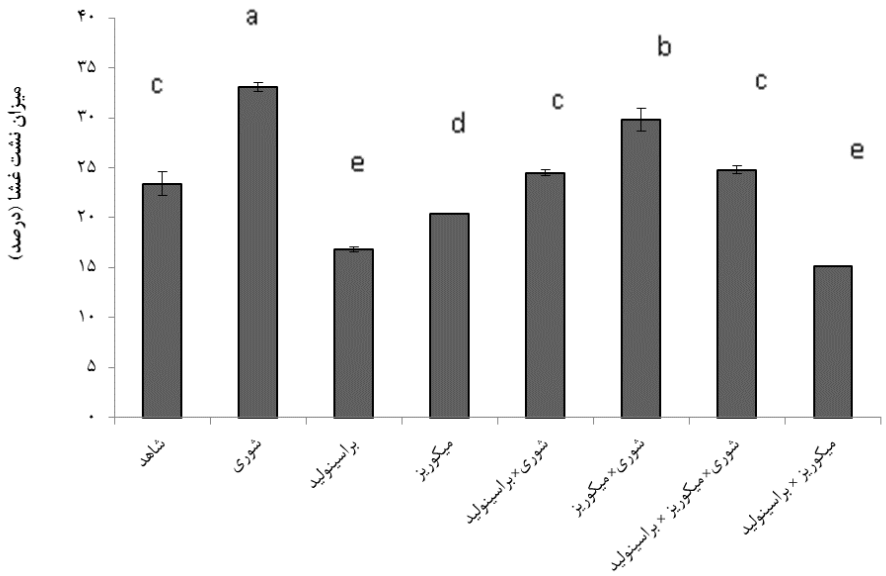
[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]



شکل ۱: کاربرد جداگانه و برهمکنش براسینولید و قارچ میکوریز تحت تنش شوری آب شور دریاچه ارومیه بر سطح برگی در گندم

حروف غیر مشابه نشان دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد با آزمون دانکن در چهار تکرار می‌باشد.



شکل ۲: کاربرد جداگانه و برهمکنش براسینولید و قارچ میکوریز تحت تنش شوری آب شور دریاچه ارومیه بر درصد نشت غشا برگی در گندم

حروف غیر مشابه نشان دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد با آزمون دانکن در چهار تکرار می‌باشد.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

هم‌راستا با نتایج به‌دست آمده در این تحقیق، Beltrano و Ronco (۲۰۰۸) با بررسی اثر قارچ آربوسکولار گلوموس کلارودیوم[۵]در بهبود تحمل گیاه گندم به تنش کم‌آبی دریافتند که همزیستی میکوریزی به تراوایی و بهبود انسجام غشاء-های سلولی کمک می‌کند. Naghashzadeh (۲۰۱۴) نیز اثر بهبود دهنده گلوموس اینترارادیکس[۶] بر پایداری غشاء سلولی وحفظ محتوای آب نسبی در گیاه ذرت تحت تنش خشکی را نشان داد. Kaya و همکاران (۲۰۰۹) کاهش ۲۶/۸۷ و ۳۰/۹۸ برابری کاهش نشت غشاء در برگ‌های میکوریزه شده گیاه کاسپیوم آنوم [۷] تیمار شده با غلظت‌های ۵۰ و ۱۰۰ میلی مولار کلرید سدیم را آشکارکردند. این پایداری می‌تواند به‌دلیل افزایش محتوای آب سلول، جذب فسفر و یا فعّالیت افزایش یافتهٔ آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی باشد که با نتایج به‌دست آمده در این تحقیق همخوانی داشت (Feng *et al.*, 2002) به‌طور مشابهی، Kanwal و همکاران (۲۰۱۵) افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی از جمله سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز و آسکوربات‌پراکسیداز در گیاهان گندم میکوریزه تحت تنش‌های محیطی را گزارش کردند. مطالعه‌های Torabi و Faramarzi Sepehr (۲۰۱۵) نیز نشان‌دهنده افزایش فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز، کاتالاز و پلی فنل اکسیداز در گیاهان جو[۸] میکوریزه شده با گلوموس فاسیکولاتوم[۹] نسبت به گیاهان غیر میکوریزه تحت تیمار شوری بود. فعالیت بالاتر آنزیم پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز در گیاهان میکوریزه زیزی‌فوس[۱۰]مشاهده شد (Mathur and Alguacil, 1996). و همکاران (۲۰۰۳) نیز فعالیت شدّت یافتهٔ کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز را در گیاهان اولئا یوروپئا[۱۱] نشان دادند. به‌علاوه، کاهش نشت غشاء مشاهده شده در شرایط کاربرد ۲۴- اپی براسینولید و تحت تنش شوری را نیز می‌توان به کاهش ROSهای تولید شده طی تنش و افزایش فعالیت سیستم آنتی-اکسیدانی مشاهده شده، شامل فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز، مقدار آنتوسیانین و ظرفیت مهار رادیکال آزاد DPPH نسبت داد (Xu *et al.*, 2004). براسینواستروئیدها دارای پتانسیلی قوی در تعدیل تنش با تنظیم سیستم در سطح بیوشیمیایی می‌باشند (Cao *et al.*, 2005). افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها توسط براسینواستروئیدها، یک پدیدهٔ تنظیم شدهٔ ژنی می‌باشد و القاء بیان برخی ژن‌ها مانند ATP2 و ATP24a که کدکنندهٔ پراکسیدازی در گیاه آرابیدوپسیس[۱۲] هستند به‌عنوان شناخته شده‌ترین آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی شرکت کننده در پاسخ‌های دفاعی گیاهان درنظر گرفته می-

[5] *Glomus claroideum*
[6] *Glomus intraradices*
[7] *Caspium annum*
[8] *Hordeum vulgar*
[9] *Glomus fasciculatum*
[10] *Ziziphus*
[11] *Olea europea*
[12] *Arabidopsis*

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]
[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

شوند (Goda *et al.*, 2002). بدین‌ترتیب براسینواستروئیدها با کاهش اثر منفی رادیکال‌های آزاد موجب بهبود ساختارهای سلولی می‌گردند. علاوه بر این، براسینواستروئیدها می‌توانند از برخی ROS ها مانند H_2O_2 به‌عنوان واسطه‌ای برای القا نسخه برداری از ژن‌های آنتی‌اکسیدانی نیز استفاده کنند (Kang and Guo, 2011). به‌همین ترتیب افزایش مقدار آنتوسیانین‌ها در گیاهان تحت تنش شوری و براسینولیدی و میکوریزی را می‌توان به افزایش فعالیت سیستم آنتی‌اکسیدانی به منظور کاهش رادیکال‌های آزاد و نیز القاء بیان ژن‌های مسیر بیوسنتزی فلاوونوئیدی نسبت داد. به‌علاوه، ایجاد تحمل بالاتر در گیاه می‌تواند با تداخل هورمون‌های داخلی از جمله اکسین‌ها نیز مرتبط باشد (Peng *et al.*, 2011). به‌طور مشابهی مطالعه‌های مختلف نشان دهندۀ تقویت سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه به‌هنگام همزیستی میکوریزی و کاهش اثر شوری بر گیاه بوده‌اند (Alguacil *et al.*, 2003; Zhong Qun *et al.*, 2007). ضمن اینکه این افزایش می‌تواند با افزایش جذب عناصر کم مصرف و افزایش فعالیت متالوآنزیم‌هایی مانند آسکوربات پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز نیز مرتبط باشد.

از سوی دیگر، طبق نتایج به‌دست آمده افزایش مقدار گلیسین بتائین برگی هم در شرایط اسپری برگی و هم کولونیزاسیون میکوریزی در شرایط شوری محیط می‌تواند به‌دلیل افزایش سنتز این اسمولیت و یا کاهش آنزیم‌های تجزیه کنندۀ آن باشد. به‌طور کلی، تجمع اسمولیت‌های سازگار مانند پرولین و گلیسین بتائین به‌عنوان شاخصی مهم از تنش شوری و اسمزی در نظر گرفته می‌شوند که می‌توانند موجب پایداری غشاءها، ساختار و فعالیت آنزیم‌ها و کمپلکس‌های پروتئینی در مقابل رادیکال‌های آزاد شده در شرایط شوری محیط و درنهایت حفظ انسجام غشاء شوند (Gorham, 1995)، به‌ویژه، اسمولیت گلیسین بتائین (از ترکیبات کواترنری آمونیوم) با حفظ شیب پتانسیل آب و حفاظت آنزیم‌ها و به‌ویژه غشاءهای تیلاکوئیدی موجب بهبود تحمل گیاه به اثر مخرب شوری می‌گردد (Duke *et al.*, 1986; Ashraf and Harris, 2004). همچنین، نتایج Sairam (۱۹۹۴) نشان دهنده اثر مثبت هومو براسینولیدها در افزایش پایداری غشاءها در گیاهان گندم تحت تنش اسمزی بود. همچنین، از سنتز متابولیت‌ها و القاء آنتی‌اکسیدان‌ها در گیاهان مختلف، آشکار می‌شود که براسینواستروئیدها مسیرهای چندگانه‌ای از حفاظت در مقابل آسیب اکسیداتیو را القاء می‌نمایند. بنابراین، افزایش در تیمار برهمکنش گلوموس موسهآ و ۲۴- اپی براسینولید نسبت به کاربرد جداگانه این دو تیمار در شرایط آبیاری با آب شور می‌تواند به‌دلیل اثر بهبوددهندۀ جداگانه هر تیمار در گیاه و یا اثر هم‌افزایی آن‌ها با دخالت احتمالی بین هورمون‌ها مانند جاسمونیک اسید باشد که طبق گزارش Nair و همکاران (۲۰۱۵) غلظت بالاتر آن در گیاهان میکوریزه گزارش شده است.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

نتیجه‌گیری

به‌طور کلی، طبق یافته‌های به‌دست آمده از اثر قارچ گلوموس موسه‌آو تنظیم‌کننده رشد ۲۴- اپی براسینولید به‌طور جداگانه و نیز به‌طور برهمکنش نقشی مؤثّر در کاهش اثر شوری طبیعی با افزایش سطح برگ، افزایش فعالیت سیستم آنتی‌اکسیدانی شامل میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز، مقدار آنتوسیانین برگی و ظرفیت مهار رادیکال آزاد DPPH داشتند. هرچند، میزان پایداری غشاء در تیمارهای جداگانه بهبود پیدا کرد، ولی افزایش مشاهده شده در تیمار برهمکنش معنی‌دار نبود. این پاسخ می‌تواند با توجه به غلظت براسینولید به‌کار رفته، نحوه به‌کارگیری آن و یا گونه قارچ به‌کاررفته متفاوت باشد. اثر افزایشی معنی‌دار در برهمکنش قارچ و براسینولید نسبت به کاربرد جداگانه دوتیمار براسینولیدی و قارچی در شرایط تنش شوری می‌تواند به‌دلیل اثر جداگانه هر کدام یا اثر برهمکنش آن‌ها با القا برخی هورمون‌های درونی و درنتیجه همچنین افزایش تحمل گیاه همراه باشد. انجام مطالعات بیشتر در این زمینه و بررسی پاسخ‌های در سطح مولکولی گیاهان زراعی و افزایش تحمل به شوری آن‌ها به منظور استفاده بهینه از خاک‌های شور طبیعی و مدیریت و اصلاح این زمین‌ها مورد نیاز می‌باشد.

منابع

نادرصف، م. ح. ۱۳۹۰. ویژگی های ژئومورفولوژی دریاچه ارومیه و تأثیر آن در اکوسیستم این منطقه. مجله دانشنامهٔ جغرافیا. ۸۲: ۳۲-۲۳.

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

Alyemeni, M.N., Shamsul Hayat, S., Wijaya, L. and Abdullah Anaji, A. 2013. Foliar application of 28-homobrassinolide mitigates salinity stress by increasing the efficiency of photosynthesis in Brassica juncea. Acta Botanica Brasilica, 27: 502-505.

Arora, N., Bhradwaj, R., Sharma, P. and Kumar, H. 2008. Effects of 28-homobrassinolide on growth, lipid peroxdation and antioxidative enzyme activities in seedlings of Zea mays L. under salinity stress. Acta Physiologiae Plantarum, 30: 833-839.

Ashraf, M., and Harris. P. J. C. 2004. Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. Plant Science, 166: 3-6.

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

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

Bücking, H. and Kafle, A. 2015. Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in the Nitrogen Uptake of Plants: Current Knowledge and Research Gaps. Agronomy, 5: 587-612.

Cao, S., Xu, Q., Cao, Y., Qian, K., An, K., Zhu, Y., Binzeng, H., Zhao, H. and Kuai. B. 2005. Loss of function mutation in Det2 gene lead to an enhanced resistance to oxidative stress in Arabidopsis. Physiologia Plantarum, 123: 57-66.

Caverzan, A., Casassola, A. and Brammer, S.P. 2016. Antioxidant responses of wheat plants under stress.Genetics and Molecular Biology. 39:1-6.

Diaz, C., Purdy, S., Christ, A., Morot-Gaudry, J.F., Wingler, A. and Masclaux-Daubresse, C. 2006. Characterization of markers to determine the extent and variability of leaf senescence in Arabidopsis.A metabolic profiling approach. Plant Physiology, 138: 898–908.

Ding, Y., Luo, W. and Xu, G. 2006. Characterisation of magnesium nutrition and interaction of magnesium and potassium in rice. Annals of Applied Biology, 149: 111-123.

Dionisio-Sese, M.L. and Tobita, S. 1998. Antioxidant responses of rice seedlings to salinity stress. Plant Science. 135: 1-9.

Duke, E.R., Johnson, C.R. and Koch, K.E. 1986. Accumulation of phosphorus, dry matter and betaine during NaCl stress of split-root citrus seedlings colonized with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on zero, one or two halves. New Phytologist, 104: 583–590.

Evelin, H., Kapoor, R. and Giri, B. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. Annals of Botany.104: 1263–1280.

Feng, G., Zhang, F.S., Li, X.I., Tian, C.Y., Tang, C. and Rengel, Z. 2002. Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhizal is related to higher accumulation of soluble sugars in roots. Mycorrhiza, 12: 185-190.

Giannopolitis, C. N. and Ries. S. K. 1977. Superoxide dismutase I. Occurrence in higher plants. Plant Physiology, 59: 309-314.

Giri, B., **KapoorR. and Mukerji, K. G. 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

Goda, H., Shimada, Y., Asami T., Fujioka, S. and Yoshida, S. 2002. Microarray analysis of brassinosteroid-regulated genes in Arabidopsis.Plant Physiology, 130: 1319-1334.

Gorham, J. 1995. Betaines in higher plants-biosynthesis and role in stress metabolism. In: R.M.Wallgrove (Ed.) Amino acids and their derivatives in higher plants. Cambridge University Press. pp 171-203.

Grattan, S. R. and Grieve, C.M. 1999. Salinity-mineral nutrient relations in horticultural crops. Scientia Horticulturae, 78: 127-157.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

Grieve, C. M. and Grattan, S. R. 1983. Rapid assay for the determination of water soluble quaternary ammonium compounds. Plant and Soil, 70:303–307.

Hasegawa, P. M., Bressan, R. A. Zhu, J. K. and Bohnert, H. J. 2000. Plant cellular and molecular resposes to high salinity. Annual Review of Plant Phyiology and Plant Molecular Biology, 51: 463-499.

Hashem, A., Abd Allah, E. F., Alqarawi, A. A., Alwhibi Mona S., Alenazi, M. M., Egamberdieva, D. and Ahmad, P. 2015. Arbuscular mycorrhizal fungi mitigates NaCl induced adverse effects on *Solanum lycopersicum* L. Pakistan Journal of Botany, 47:327–340.

Hirrel, M. C. and Gerdemann, J. W. 1980. Improved growth of onion and bell pepper in saline soils by two vesicular arbuscular mycorrhizal fungi.Soil Science Society American Journal, 44: 654-655.

Kang, Y.Y. and Guo, S. R. 2011: Role of brassinosteroids on horticultural crops. In: Hayat S., Ahmad, A. (eds). Brassinosteroids: a class of phytohormone. Springer, Dordrech, pp 269-287.

Kanwal, S., Bano, A. and Malik, R. N . 2015. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on wheat growth, physiology, nutrition and cadmium uptake under increasing cadmium stress. International Journal of Agronomy and Agricultural Research. 7: 30-42

Kaya, C., Ashraf, M., Sonmez, O., Aydemir, S., Tuna, A.L. and Cullu, M. A. 2009. The influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity.Scientia Horticulturae, 121:1-6.

Krishna, P. 2003. Brassinosteroid- mediated stress responses. Plant Growth Regulation, 22: 353-364.

Lutts, S., Kinet, J. M., and Bouharmont, J. 1996. NaCl-induced senescence in leaves of rice (Oryza sativa L.) cultivars differing in salinity rsistance.Annals of Botany. 78: 389-398.

Mardukhi, B., Rejali, F., Daei, G., Ardakani, M.R., Malakouti, M. J. and Miransari, M. 2011. Arbuscular mycorrhizas enhance nutrient uptake in different wheat genotypes at high salinity levels under field and greenhouse conditions. Communications in Soil Science and Plant Analysis334:564–571.

Mathur, N. and Vyas, A. 1996. Biochemical changes in Zizipus xyloropus by VA mycrrhizae. Botanical Bulletin of Academia Sinica, 37: 209-212.

Naghashzadeh, M. 2014. Response of Relative Water Content and Cell Membrane Stability to Mycorrhizal Biofertilizer in Maize. Electronic Journal of Biology, 10: 68-72

Okoh, S.O., Asekun, O.T., Familoni, O.B. and Afolayan, A. J. 2011. Composition and antioxidant activities of leaf and root volatile oils of Morida lucida. Natural Product Communications, 6: 1537-1541.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]

Nair, A., Kolet, S.P., Thulairam, H.V. and Bhargava, S. 2015. Systematic jasmonic acid modulation in mycorrhizal tomato plants and its role in induced resistance against Alternaria alternate. Plant Biology, 17: 625-631.

Nakamichi, N., Takao, S., Kudo, T., Kiba, T., Wang, Y., Kinoshita, T. and Sakakibara, H. 2016. Improvement of Arabidopsis biomass and cold, drought and salinity stress tolerance by modified circadian clock-associated PSEUDO-RESPONSE REGULATORs. Plant and Cell Physiology, 57: 1085-97.

Peng, Z., Han, C., Yuan, L., Zhang, K., Huang, H. and Ren, C. 2011. Brassinosteroid enhances jasmonate-induced anthocyanin accumulation in Arabidopsis seedlings. Journal of Integrative Plant Biology, 53: 632-640.

Sairam, S. K. 1994. Effects of homobrassinolide application on plant metabolism and grain yield under irrigated and moisture-stress conditions of two wheat varieties. Plant Growth Regulation, 14: 173-181.

Schutzenduble, A. and Polle, A. 2002. Plant responses to abiotic stresses: heavy metal induced oxidative stress and protection by mycorrhization. Journal of Experimental Botany 53: 1352-136.

Shahbaz, M. Ashraf, M. 2007. Influence of exogenous application of Brassinosteroid on growth and mineral nutrients of wheat (*Triticum aestivum* L.) under saline conditions. Pakistan Journal of Botany 39, 513-522.

Torabi , A. and Farzami Sepehr., M. 2015. The effect of salt pretreated Glomus fasciculatumon salinity tolerance induction of barley plants'. Iranian Journal of Plant Physiology5, 1323- 1331.

Wang, W., Vinocur, B., Altman, A. 2003. Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: toward genetic engineering for stress tolerance. Planta, 218: 1-14.

Xu, F., Luan, L. Y., Zhang, Z. W., Huo, S. S., Gao, X., Fang, Y.L. and Xi, Z. M. 2014. Phenolic profiles and antioxidant properties of young wines made from Yan73 (*Vitis vinifera* L.) and Cabernet Sauvignon (Vitis vinifera L.) grapes treated by 24-epibrassinolide. Molecules, 19: 10189- 10207.

Zhang, S., Hu, J., Zhang, Y., Xie, X. J. and Knapp, A. 2007. Seed priming with brassinolide improves lucerne (*Medicago sativa* L.) seed germination and seedling growth in relation to physiological changes under salinity stress. Australian Journal of Agriculture Research, 58: 811-815.

Zhong Qun, H., Chao Xing, H., Zhibin, Z., Zhirong, Z., and Huai Song, W. 2007. Changes in antioxidative enzymes and cell membrane osmosis in tomato colonized by arbuscular mycorrhizae under NaCl stress. Colloids and Surfce B Biointerfaces, 59:128-133.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-11-01]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1395.8.30.1.3]