فرآیند و کارکرد گیاهی، جلد ۱۳، شماره ۶۳، آذر و دی‌ماه ۱۴۰۳ صفحه: ۷۱-۹۱
https://doi.org/10.22034/13.63.71

مقاله پژوهشی

اثر تلقیح قارچ مایکوریزا در کاهش خسارات ناشی از شوری در بنفشه ایرانی

مهرداد رسولی[1*]، علیرضا نوروزی شرف[1و2]

[1]گروه علوم و مهندسی باغبانی و فضای سبز، دانشگاه سیدجمال الدین اسدآبادی، اسدآباد، ایران

[2]گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه بوعلی سینا، همدان، ایران

(تاریخ دریافت: ۱۴۰۲/۱۱/۲۵، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۳/۰۳/۲۲)

چکیده

شوری خاک اغلب مانع از بهره‌وری گیاهان در محیط‌های طبیعی و کشاورزی می‌شود. همزیستی قارچ مایکوریزا آربسکولار به‌عنوان یک کود بیولوژیک می‌تواند باعث تحمل به شوری گیاهان گردد. این مطالعه به منظور بررسی تأثیر تلقیح قارچ مایکوریزا بر کاهش اثرات نامطلوب تنش شوری در بنفشه ایرانی اجرا گردید. ارزیابی اثر متقابل همزیستی قارچ مایکوریزا در سه سطح (بدون همزیستی، *Glomus mosseae* و *Glomus intraradices*) و تیمار تنش شوری در چهار سطح (شاهد، ۵۰، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار) بر پاسخ‌های رشدی و فیزیولوژیکی بنفشه ایرانی به صورت آزمایش فاکتوریل بر پایه طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار انجام شد. در مقایسه با گیاهان غیرمایکوریزایی، گیاهان مایکوریزایی در حضور سطوح مختلف شوری دارای زیست‌توده اندام هوایی و ریشه، کاروتنوئید و کلونیزاسیون بالاتری بودند. بیشترین میزان کلروفیل کل (۱/۷۰ میلی‌گرم بر گرم وزن تر)، فعالیت آنتی‌اکسیدانی (۶۶/۵۶ میلی‌گرم در گرم وزن تر)، فلاونوئید (۲۴۴/۰۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تر)، فنل (۲۸/۴۶ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) و آنزیم آسکوربات پراکسیداز (۱۰۳/۱۶ واحد) از تیمار تلقیح‌شده با قارچ گونه *G. mosseae* در غلظت شوری ۲۰۰ میلی‌مولار حاصل شد. کمترین میزان نشت یونی در تیمار با قارچ گونه *G. mosseae* در شرایط بدون شوری (۱۸/۰۴ درصد) بدست آمد. نتایج پژوهش نشان داد تلقیح گیاهان میزبان با قارچ‌های میکوریزا به ویژه گونه *G. mosseae* بر رشد و فیزیولوژی گیاه تأثیرگذار بود و اثر مثبت تلقیح گیاهان با قارچ، در شرایط تنش شوری گیاهان قابل‌توجه بود.

کلمات کلیدی: آنتی‌اکسیدان، رنگیزه‌های فتوسنتزی، نشت الکترولیت، همزیستی

مقدمه

شوری یکی از مهم‌ترین تنش‌های غیرزیستی موجود در خاک و یا آب است که در زمین‌های خشک و نیمه‌خشک به‌طور جدی باعث محدودشدن رشدونمو گیاهان در آن اراضی می‌شود (Yaish and Kumar, 2015). استفاده از آب شور برای آبیاری و تأثیر تغییرات اقلیمی مسئله جدی‌تر و حائز اهمیتی است (Roy *et al.*, 2014) که موجب افزایش شوری خاک و برهم زدن فعالیت‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی مانند تعادل یون، جوانه‌زنی بذر، تنظیم اسمزی، فتوسنتز، تنفس و متابولیسم نیتروژن می‌شود (Porcel *et al.*, 2012). تنش شوری به ویژه در غلظت‌های بالاتر از آستانه تحمل، باعث آسیب به سلول‌ها از طریق تغییر در شرایط اسمزی، سمیت یونی و به دنبال آن تولید گونه‌های واکنشگر اکسیژن از قبیل پراکسید هیدروژن، رادیکال‌های سوپراکسید و هیدروکسیل می‌شود (Garcia-Caparros *et al.*, 2019). برای غلبه بر آثار اکسیداتیو القاشده از شوری، گیاهان از یک سازوکار پیچیده آنتی‌اکسیدانی

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: rasouli@sjau.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

استفاده می‌کنند که شامل آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی مانند کاروتنوئیدها و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی مانند سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، آسکوربات پراکسیداز (AXP)، گلوتاتیون ردوکتاز (GR)، کاتالاز (CAT) و غیره هستند. در پاسخ گیاه آویشن باغی (*Thymus vulgaris* L.) به افزایش تنش شوری مشاهده شد که همبستگی مثبت بین آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و پرولین با صفات رشدی شامل طول ریشه، طول ساقه و وزن خشک وجود داشت که می‌توان بیان کرد افزایش فعالیت آنزیم‌های SOD و POD سبب جلوگیری از کاهش وزن خشک و افزایش طول ریشه و طول ساقه در این گیاه شده است (Noroozisharaf and Rasouli, 2021). طبق نتایج بدست آمده در گیاه گل راعی (*Hypericum perforatum* L.)، با افزایش شوری، میزان کلروفیل کل کاهش و میزان آنتی‌اکسیدان کل و پراکسید هیدروژن افزایش یافت (Rasouli and Noroozisharaf, 2022). اعمال تنش شوری در گیاه دارویی مرزه (*Satureja hortensis* L.) باعث کاهش قند نامحلول ریشه، افزایش قند محلول و پرولین در جهت کاهش اثرات سوء تنش شد (Nikee *et al.*, 2014). تحقیقات نشان داد در شرایط تنش شوری، محتوای نسبی آب و رشد اندام هوایی گیاهان کاهش می‌یابد. همچنین در شرایط تنش شوری، عواملی که موجب تجمع میزان پتاسیم در برگ گیاهان می‌گردد نقش مهمی در تنظیم اسمزی در طی توسعه سلولی و فعالیت‌های روزنه‌ای گیاه دارد و باعث افزایش مقاومت گیاه در برابر تنش می‌شود (Asrar and Elhindi, 2011; Rasouli *et al.*, 2018).

در حال حاضر با افزایش وسعت زمین‌های در معرض تنش شوری و خشکی در ایران و جهان و با در نظر گرفتن روند روبه رشد جمعیت، همراه با کاهش و تخریب منابع آب و خاک، پژوهش در زمینه گیاهان مقاوم به شرایط نامساعد محیطی اهمیت دارد (Fallahi *et al.*, 2009). گیاه بنفشه با نام علمی *Viola odorata* L. متعلق به تیره ویولاسه (Violaceae) از گل‌های زینتی ایران است و تا کنون خواص دارویی زیادی از جمله اثرات ضدالتهابی، ضدمیکروبی، آنتی‌اکسیدانی، ادرار آوری و خواب‌آوری، تسکین‌دهنده، ضدمسمومیت و ضدویروس نقص ایمنی انسان (HIV) برای این گیاه گزارش شده است (Drozdova and Bubenchikov, 2004; Vukics *et al.*, 2008). یکی از مشکلات تولید گیاهان جوانه‌زنی و استقرار گیاهچه‌های آنها است، که این مسئله در تولید گیاهان دارویی از اهمیت بیشتری برخوردار است. روش‌های زیستی مبتنی بر استفاده از ظرفیت ریزجانداران مفید خاکزی در برقراری روابط همزیستی با گیاهان، راهکار مؤثری در افزایش تحمل گیاهان به تنش‌های محیطی بیان شده است (Porter *et al.*, 2020). همزیستی گیاه با قارچ‌های مایکوریزا باعث جذب آب، جذب مواد غذایی و رشد تحت شرایط تنش محیطی می‌شود (Zhang *et al.*, 2019). همزیستی گیاه و قارچ‌های همزیست خاکزی مانند مایکوریزا، راهکار مفیدی در جهت افزایش مواد آلی خاک، تقویت جوامع میکروبی، افزایش کارآیی مصرف نهاده‌های کشاورزی به ویژه آب آبیاری و در نهایت بهبود عملکرد کمی و کیفی گیاهان محسوب می‌شود (Asghari, 2022). استفاده از قارچ مایکوریزا، سرعت رشد گیاه را افزایش داده و بر تخصیص و انتقال مواد بین ریشه و ساقه اثر می‌گذارد، به‌طوریکه از طریق افزایش جذب عناصر غذایی و انتقال آنها، افزایش وزن خشک اندام‌های هوایی را موجب می‌شود. کاربرد قارچ مایکوریزا، به احتمال زیاد میزان جذب نیتروژن را در گیاه افزایش داده است. این افزایش نیتروژن در گیاه سبب افزایش رشد، نمو و مقدار سبزینگی برگ‌ها و متعاقب آن افزایش میزان فتوسنتز می‌گردد که در نهایت، افزایش عملکرد گیاه را به همراه دارد (Sohrabi *et al.*, 2019; Xie *et al.*, 2022). در گیاه همیشه‌بهار (*Calendula officinalis* L.) و گل استکانی (*Campanula rotundifolia* L.) نیز تلقیح با قارچ مایکوریزا منجر به افزایش کلروفیل کل، فلاونوئید کل و رنگیزه‌های گیاه شد (Bennett and Meek, 2020). در این راستا نتایج تحقیقی نشان داد که گیاهان جعفری (*Tagetes erecta* L.) مایکوریزی شده با قارچ (*Glomus constrictum* Trappe) بهتر از گیاهان شاهد توانستند خشکی را تحمل کنند، همزیستی باعث افزایش در میزان رشد، رنگیزه‌ها و جذب فسفر و بهبود کیفیت گل در شرایط تنش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

شوری شد (Asrar and Elhindi, 2011). بنابراین پژوهش حاضر با هدف تعیین گونه مطلوب و بررسی تأثیر همزیستی گونه‌های قارچ *G. intraradices* و *G. mosseae* بر صفات مورفولوژیک و فیزیولوژیک گیاه بنفشه ایرانی در معرض تنش شوری انجام شد.

مواد و روش‌ها

این آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در دانشکده کشاورزی دانشگاه سیدجمال‌الدین اسدآبادی طی سال‌های ۱۴۰۱-۱۴۰۲ انجام پذیرفت. تیمارها شامل چهار سطح شوری (شاهد، ۵۰، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار)، قارچ مایکوریزا (*Glomus mosseae*، *G.intraradices* و شاهد) که از کلینیک گیاهپزشکی ارگانیک واقع در شهر همدان به ترتیب با کد شناسه BEG 25 و DAOM197198 FR750067_R تهیه شد. در این آزمایش گلدان‌هایی که بدون تلقیح قارچ مایکوریزا و شوری صفر میلی‌مولار بودند، به عنوان شاهد در نظر گرفته شدند.

بذور گیاه بنفشه ایرانی که از شرکت پاکان بذر اصفهان تهیه شد در داخل پتری‌دیش‌های حاوی کاغذ صافی در دمای اتاق و نور روزانه کشت شدند. برای تلقیح قارچ مایکوریزا با بذور ابتدا یک محلول ۲۰٪ ساکارز تهیه و روی بذور اسپری شد. سپس بذور با قارچ‌ها به روش بذر مال آغشته شد (Majidi and Rejali, 2023). برخی ویژگی‌های خاک مورد استفاده در جدول ۱ آورده شده است. تمام خاک مورد استفاده با حرارت ۸۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۳۰ دقیقه ضدعفونی شد. نشاهای یک هفته‌ای به داخل گلدان‌های با قطر ۷ سانتی‌متر و ارتفاع ۱۷ سانتی‌متر حاوی خاک اتوکلاوشده انتقال داده و در هر گلدان هشت گیاه کشت شد. از زمان کشت گیاهان با آب شهری (۰/۶۴ دسی‌زیمنس بر متر) تا زمان رسیدن گیاهان به مرحله شش تا هشت برگی آبیاری گردیدند. جهت اعمال تنش شوری از کلرید سدیم استفاده شد. برای این منظور pH توسط pHمتر (۷/۱) و هدایت الکتریکی توسط ECمتر (شاهد، ۱/۶۲، ۹۳ /۲ و ۵/۴۹ دسی‌زیمنس بر مترمربع) اندازه‌گیری شد. گلدان‌ها در شرایط دمای ۲±۲۱ و روشنایی ۲۸۰ µmol PAR photons $m^{-2}s^{-1}$ در ۱۲/۱۲ ساعت شبانه/روز نگهداری شدند. گلدان‌ها به‌صورت هفتگی با میزان ۲۰۰ میلی‌لیتر آبیاری و سپس ویژگی‌های رشدی و بیوشیمیایی مورد اندازه-گیری قرار گرفت.

اندازه‌گیری شاخص‌های رشدی اندام هوایی: جهت اندازه‌گیری وزن تر اندام هوایی، بافت‌های تازه بلافاصله پس از برداشت وزن شدند. وزن خشک اندام هوایی بعد از ۴۸ ساعت خشک‌شدن در آون ۷۵ درجه سانتی‌گراد محاسبه شد. طول اندام هوایی یا ارتفاع کانوپی قبل از برداشت نهایی محاسبه شد. جهت این کار یک طرف خط‌کش را با سطح خاک مماس کرده و میزان رشد برگ از میانگین ده نقطه تصادفی از فاصله بین سطح خاک تا سطح مماس بر نوک اندام هوایی با استفاده از خط‌کش میلی‌متری به‌دست آمد.

اندازه‌گیری صفات ریشه: بعد از برداشت اندام هوایی گیاه، ریشه‌ها نیز به آرامی از خاک درون نایلون‌ها واقع در گلدان‌ها خارج شدند و پس از شستشو میزان طول ریشه به روش اندازه‌گیری مستقیم با دقت یک میلی‌متر محاسبه شد. همچنین پس از اتمام آزمایش ریشه‌ها جدا و شستشو داده شد و به مدت ۴۸ ساعت در دمای ۷۵ درجه سانتی‌گراد خشک و وزن خشک آنها محاسبه گردید.

اندازه گیری میزان کلونیزاسیون قارچ: برای این منظور از ریشه‌های نمونه‌برداری شده میزان دو گرم ریشه با آب شسته شد و در محلول اتانول ۵۰٪ نگهداری شد. سپس به منظور رنگ‌گیری، ریشه‌ها در محلول ۱۰٪ هیدروکسید پتاسیم (KOH) به مدت سه ساعت در دمای ۶۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. پس از آن ریشه‌ها در محلول اسید کلریدریک (HCL) ۰/۱ مولار قرار گرفت. برای رنگ‌آمیزی، ریشه‌ها به مدت ۱۲۰ ساعت در محلول تریپان بلو (۰/۰۱ درصد) در دمای آزمایشگاه نگهداری شدند (Phillips and Hayman, 1970). سپس مجموع طول ریشه و درصد کلونیزاسیون ریشه با استفاده از میکروسکوپ تشریحی (binocular loupe) و روش تقاطع با خطوط شبکه طبق روش Tennant (۱۹۷۵) تعیین شد.

اندازه‌گیری کلروفیل و کاروتنوئید: برای اندازه‌گیری

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

جدول ۱- برخی از ویژگی‌های شیمیایی و فیزیکی خاک مورد استفاده در پژوهش

بافت خاک	pH	ECe	پتاسیم	فسفر	منیزیم	روی	آهن	مس	منگنز
شنی لومی		(dSm^{-1})				($mg\ kg^{-1}$ soil)			
	۶/۸	۰/۶۴	۴۷۰	۱۱	۲۱۰/۱۱	۱/۵۶	۱۱/۵۸	۱/۰۴	۴۱/۷

کلروفیل مقدار ۰/۰۵ گرم از بافت تازه برگ گیاه با یک میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد مخلوط شد. مخلوط به‌دست آمده به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۶۰۰۰ rpm سانتریفیوژ و در نهایت عصاره استونی شفاف را جدا کرده و پس از نیم ساعت تاریکی کلروفیل با استفاده از روش اسپکتروفتومتری توسط دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل Itd T80 + UV/VIS; PG Instruments, Leicestershire، انگلستان) و در طول‌موج‌های ۶۶۳ و ۶۴۵ و ۴۷۰ نانومتر انجام گرفت. برای تعیین مقدار کلروفیل‌های a و b و کلروفیل کل و کاروتنوئید از روابط زیر (۱، ۲، ۳ و ۴) استفاده شد (Strain and Svec, 1966).

$$Chl\ a = 12.25A_{663} - 2.79A_{645} \quad (۱)$$

$$Chl\ b = 21.50A_{645} - 5.10A_{663} \quad (۲)$$

$$Chl\ a+b = 7.15A_{663} + 18.71A_{645} \quad (۳)$$

$$Car = (1000A_{470} - 1.8Chl_a - 85.02Chl_b)/198 \quad (۴)$$

در روابط بالا $A_{۶۴۵}$ و $A_{۶۶۳}$ و $A_{۴۷۰}$ به ترتیب جذب نور در طول‌موج‌های ۶۴۵، ۶۶۳ و ۴۷۰ هستند. Chl: کلروفیل نمونه و واحد آن بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر برگ محاسبه شد.

اندازه‌گیری فلاونوئید کل: از روش رنگ‌سنجی کلرید آلومینیوم برای تعیین مقدار فلاونوئیدها استفاده شد (Chang *et al.*, 2002). جهت تهیه عصاره متانولی از یک گرم بافت تر فریزشده برگ برای هر نمونه استفاده شد. نیم میلی‌لیتر از هر کدام از عصاره‌های متانولی گیاهی، به صورت جداگانه با ۱/۵ میلی‌لیتر متانول، ۰/۱ میلی‌لیتر کلرید آلومینیوم (۱۰٪ متانولی)، ۰/۱ میلی‌لیتر استات پتاسیم (۱ مولار) و ۲/۸ میلی‌لیتر آب‌مقطر ترکیب شدند. سپس محلول‌ها در دمای اتاق به‌مدت ۳۰ دقیقه قرار داده شدند. جذب هر ترکیب واکنشی در ۴۱۵ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری شد و مقدار فلاونوئید کل برای هر یک از عصاره‌ها به‌صورت میلی‌گرم کوئرستین بر گرم وزن تر محاسبه شد. منحنی استاندارد با محلول‌های کوئرستین متانولی در غلظت‌های $\mu g.\ ml^{-1}$ ۱۰۰۰-۲۵۰ تهیه شد و منحنی با نرم‌افزار اکسل (نسخه ۲۰۱۰) رسم شد. سپس معادله خط y=bx+a بدست آمد. جذب‌های خوانده‌شده از نمونه‌ها به جای y قرار داده شد و x یا همان غلظت بدست آمد.

اندازه‌گیری فنل کل: برای اندازه‌گیری فنل کل ابتدا نیم گرم از بافت تر برگ در چهار میلی‌لیتر متانول سائیده شد تا محلول همگنی به‌دست آید. پس از ۲۰ دقیقه سانتریفیوژ با ۶۰۰۰ دور بر دقیقه، ۳۰ میکرولیتر از عصاره متانولی شفاف رویی با ۱۰۰۰ میکرولیتر محلول ۱۰ درصد معرف فولین ترکیب شد و پس از پنج دقیقه مقدار ۱۰۰۰ میکرولیتر کربنات سدیم هفت درصد به آن اضافه شد. محلول به مدت پنج دقیقه در محلی تاریک قرار گرفت و سپس میزان جذب نمونه‌ها با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول‌موج ۷۶۵ نانومتر خوانده شد. مقدار فنل کل با استفاده از نمودار استاندارد گالیک اسید بر حسب میلی‌گرم گالیک اسید بر وزن تر به‌دست آمد (Velioglu *et al.*, 1998).

اندازه‌گیری فعالیت آنتی‌اکسیدانی (DPPH) (1,1-Diphenyl-2-picrylhydrazyl): ظرفیت آنتی اکسیدانی برگ‌ها از طریق خاصیت خنثی‌کنندگی (Scavenging effect) رادیکال آزاد DPPH تعیین شد (Sanchez-Moreno *et al.*, 1998). برای این اندازه‌گیری نیم گرم از بافت در داخل هاون چینی توسط ازت مایع خرد شده و به آن ۳ میلی‌لیتر متانول ۸۵٪ اضافه و به خوبی ساییده شد. محلول به دست آمده داخل بشرهای کوچک از صافی کاغذی عبور داده و ۵۰۰ میکرولیتر از عصاره به‌دست آمده همراه ۵۰۰ میکرولیتر آب‌مقطر درون میکروتیوب ریخته و درب آن محکم شد سپس به مدت پنج دقیقه با سانتریفوژ ۱۰۰۰۰ دور سانتریفوژ گردید. ۱۰۰

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

میکرولیتر از مایع رویی برداشته و با ۲۹۰۰ میکرولیتر محلول DPPH آماده‌شده درون شیشه آزمایش به سرعت به هم زده شد و به مدت ۳۰ دقیقه روی شیکر با دور ۱۲۰ دور بر دقیقه در محیط کاملاً تاریک در دمای اتاق تا رسیدن محلول به حالت یکنواخت نگهداری شد. کاهش میزان جذب در طول‌موج ۵۱۵ نانومتر تعیین شد. سپس ظرفیت آنتی‌اکسیدانی عصاره‌ها به صورت درصد بازدارندگی DPPH از طریق رابطه (۵) زیر محاسبه گردید.

$$\%DPPHsc = (Acont _ Asamp) \times 100/Acont \quad (۵)$$

%DPPHsc= درصد بازدارندگی، Asamp = میزان جذب (نمونه + DPPH) و Acont = میزان جذب DPPH.

تمامی آزمایش‌ها در دمای معمولی اتاق صورت گرفت.

اندازه‌گیری فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز (APX): جهت استخراج پروتئین کل، نیم گرم از بافت تازه برگ در یک میلی‌لیتر بافر پتاسیم فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH برابر ۷ که حاوی پلی‌وینیل پیرولیدین (Polyvinylpyrrolidone) یک درصد و EDTA (Ethylenediaminetetraacetic acid) یک میلی‌مولار بود در هاون با ازت مایع ساییده شد. تمامی مراحل استخراج روی یخ انجام پذیرفت. سپس مواد عصاره‌ای فوق به مدت ۱۵ دقیقه با ۱۴۰۰۰ دور در دقیقه در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شدند. در نهایت محلول شفاف رویی برای اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌ها مورد استفاده قرار گرفت. سنجش فعالیت آنزیم از طریق اندازه‌گیری اکسیدشدن آسکوربات، توسط اسپکتروفتومتر در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر برای مدت زمان یک دقیقه انجام شد. بلانک با حجم ۵۰۰ میکرولیتر حاوی ۴۹۰ میکرولیتر از بافر APX و ۱۰ میکرولیتر بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار، و نمونه با حجم ۵۰۰ میکرولیتر حاوی ۴۹۰ میکرولیتر از بافر APX و ۱۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود. پس از بهم زدن (یعنی با گذاشتن پارافیلم روی کوت، یک‌بار کوت سر و ته شد) سرعت واکنش آنزیمی به صورت تغییرات جذب بر زمان (OD/min) در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر برای یک دقیقه ثبت شد. سپس تغییرات جذب بر زمان (OD/min) به ثابت ۲/۸ $mM^{-1}cm^{-1}$ تقسیم و فعالیت آنزیمی محاسبه شد (Nakano and Asada, 1981).

اندازه‌گیری فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز (SOD): فعالیت این آنزیم بر مبنای قابلیت آن در بازدارندگی واکنش احیایی فتوشیمیایی نیتروبلوتترازولیوم (NBT) در طول‌موج ۵۶۰ نانومتر اندازه‌گیری شد. محلول واکنش شامل EDTA ۰/۱ میلی‌مولار، بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار (pH=۷) و متیونین ۱۹۵ میلی‌مولار و نیتروبلوتترازولیوم ۱۱/۲۵ میلی‌مولار و ریبوفلاوین ۶۰ میلی‌مولار بود. محلول واکنش به مدت ۱۵ دقیقه در محفظه نوری با لامپ فلوئورسنت قرار گرفت و جذب آن با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول‌موج ۵۶۰ نانومتر خوانده شد. یک واحد از آنزیم SOD به آنزیمی گفته می‌شود که سبب مهار ۵۰ درصد NBT به فورمازان شود و واحد آن به ازای هر میلی‌گرم پروتئین ($Unit^{-1}mg$) محاسبه می‌شود (Giannopolitis and Ries, 1977).

اندازه‌گیری نشت یونی برگ‌ها (EL) (Electrolyte leakage): نمونه‌های برگی سه بار با آب دیونیزه شستشو و سپس قطعات نیم سانتی‌متری جدا شده و داخل لوله آزمایش با ۲۰ میلی‌لیتر آب‌مقطر روی شیکر در دمای اتاق قرار داده و هدایت الکتریکی اولیه (Ci) اندازه‌گیری شد. لوله آزمایش در دمای ۱۲۱ درجه سانتی‌گراد به مدت ۳۰ دقیقه قرار گرفت و مجدداً هدایت الکتریکی سلول‌های مرده [C_{max}] اندازه‌گیری شد (Blum, 1988). میزان نشت یونی از فرمول زیر (۶) محاسبه شد.

$$EL(\%) = (Ci / C_{max}) \times 100 \quad (۶)$$

جهت تجزیه و تحلیل داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار آماری SAS (نسخه ۹/۲) و رسم نمودارها با بهره‌گیری از نرم‌افزار Excell انجام شد. برای مقایسه میانگین‌ها از آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح احتمال پنج درصد استفاده شد.

نتایج و بحث

طبق جدول تجزیه واریانس اثر متقابل شوری و کاربرد قارچ بر وزن خشک اندام هوایی، آنتی‌اکسیدان کل، فلاونوئید و آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در سطح پنج درصد و برای وزن

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

جدول ۲- تجزیه واریانس تأثیر تلقیح قارچ و تنش شوری بر خصوصیات رشدی و فیزیولوژیکی بنفشه ایرانی

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات						
		وزن تر اندام هوایی	وزن خشک اندام هوایی	ارتفاع گیاه	طول ریشه	وزن خشک ریشه	کلونیزاسیون	کلروفیل کل
قارچ	۲	۱/۶۲**	۰/۰۲۴*	۱۰/۰۳*	۶۴/۸۹**	۰/۰۰۴**	۷۰۰۰/۶۷**	۰/۱۸**
شوری	۳	۱/۷۷**	۰/۰۱۵^{ns}	۷/۲۱*	۱۵/۹۹**	۰/۰۰۱**	۲۴۸/۶۴**	۰/۰۵*
قارچ × شوری	۶	۰/۴۴**	۰/۰۱۷*	۱۴/۲۶**	۳/۹۸*	۰/۰۰۱**	۴۲/۶۴**	۰/۰۷**
خطا	۲۴	۰/۰۵	۰/۰۰۵	۲/۰۹	۱/۱۵	۰/۰۰۰۱	۹/۳۵	۰/۰۱
ضریب تغییرات (٪)	-	۱۲/۴۷	۱۴/۸۰	۱۲/۲۰	۸/۵۵	۹/۱۹	۱۰/۳۴	۹/۲۶

**، * و ^{ns}: اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ۱ درصد، ۵ درصد و بدون اختلاف معنی‌دار

ادامه جدول ۲-

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات						
		کاروتنوئید	فلاونوئید	فنل کل	آنتی‌اکسیدان کل	آسکوربات پراکسیداز	سوپراکسید دیسموتاز	نشت یونی
قارچ	۲	۰/۰۰۵**	۲۴۳۹/۳۲**	۱۵۳/۶۵**	۲۴۴/۳۱**	۲۶۲/۶۶*	۸۴۲۸/۴۶**	۱۵۰/۹۵**
شوری	۳	۰/۰۰۴*	۳۲۲۱/۹۷**	۴۷/۳۵/**	۱۱۸/۶۱**	۲۳۱/۸۵*	۱۱۵۴۵/۰۴**	۳۳۲/۷۰**
قارچ × شوری	۶	۰/۰۰۱^{ns}	۵۷۰/۱۴*	۲۲/۰۶**	۶۴/۶۰*	۱۸۵/۸۸*	۱۴۳۳/۰۹*	۱۳/۵۹**
خطا	۲۴	۰/۰۰۰۱	۲۲۴/۴۷	۵/۸۹	۲۱/۵	۶۵/۸۰	۳۹۴/۷۸	۳/۳۱
ضریب تغییرات (٪)	-	۱۱/۹۳	۷/۱۹	۱۲/۸۹	۸/۶۸	۹/۸۶	۹/۴۹	۶/۹۱

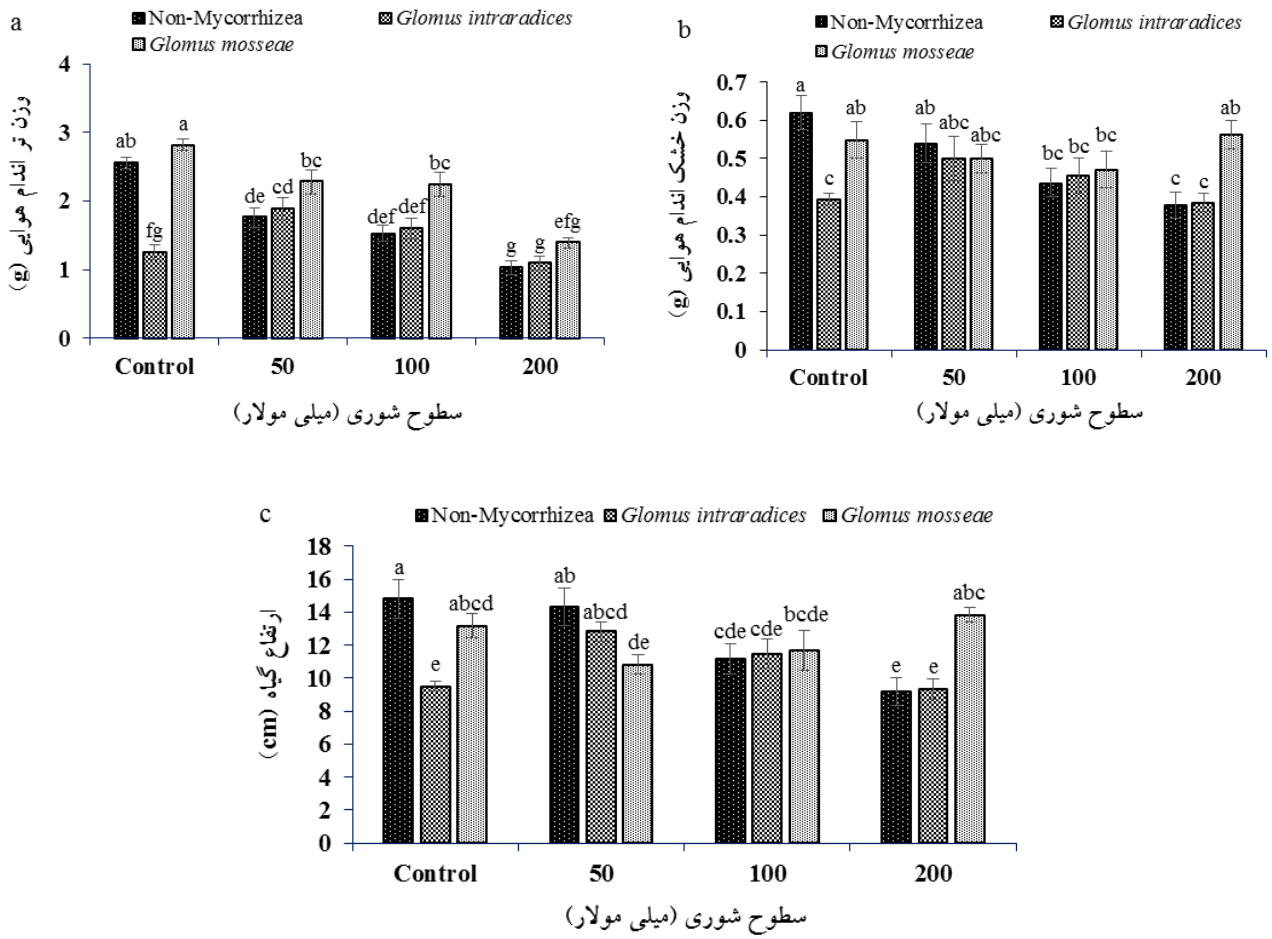
**، * و ^{ns}: اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ۱ درصد، ۵ درصد و بدون اختلاف معنی‌دار

تر اندام هوایی، ارتفاع گیاه، طول ریشه، وزن خشک ریشه، کلونیزاسیون، کلروفیل کل، فنل کل، آنزیم آسکوربات پراکسیداز و نشت یونی در سطح یک درصد معنی‌دار شد. اثر ساده شوری بر کاروتنوئید در سطح یک درصد معنی‌دار بود. اثر ساده کاربرد قارچ بر کاروتنوئید در سطح پنج درصد معنی‌دار بود (جدول ۲).

شاخص‌های رشدی اندام هوایی: بر اساس نتایج مقایسه میانگین، با افزایش سطوح شوری میزان وزن تر اندام هوایی کاهش یافت ولی اثرات همزیستی قارچ مایکوریزا تا حدودی باعث بهبود وضعیت وزن تر اندام هوایی شد و بیشترین درصد وزن تر در اندام هوایی (۲/۸۱ گرم) در سطح بدون تنش شوری و قارچ مایکوریزا گونه *G. mosseae* مشاهده شد. در تمامی تیمارهای شوری و شاهد کاربرد قارچ مایکوریزا گونه *G. mosseae* باعث بهبود وزن تر اندام هوایی شد و حتی در بیشترین سطح شوری (۲۰۰ میلی‌مولار) به میزان ۲۶/۰۴ درصد وزن تر گیاه را نسبت به تیمار بدون تلقیح قارچ بهبود بخشید که البته تفاوت معنی‌داری در این تیمار مشاهده نشد (شکل a ۱). بررسی مقایسه میانگین‌ها نشان داد که میزان وزن خشک اندام هوایی تیمار اثر متقابل بدون تلقیح قارچ با تیمار بدون شوری ۰/۶۲ گرم بود و همچنین در تیمار عدم کاربرد قارچ با شوری ۲۰۰ میلی‌مولار میزان وزن خشک اندام هوایی ۰/۳۸ گرم بود که تفاوتی ۳۹/۱۸ درصدی را نشان می‌دهد. میزان بهبود شرایط رشد در شاخص وزن خشک اندام هوایی در بیشترین سطح شوری بین تیمار بدون تلقیح قارچ و تلقیح

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]



شکل ۱- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر شاخص‌های رشدی اندام هوایی در بنفشه ایرانی

قارچ با گونه *G. mosseae* ۳۲/۸۱ درصد بود که نشان‌دهنده تأثیر مثبت این گونه قارچی در شرایط تنش شوری است (شکل b ۱). میزان ارتفاع رشد ۹/۱۷ سانتی‌متر و ۱۴/۸۳ سانتی‌متر به‌ترتیب از تیمار بدون کاربرد قارچ در غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار شوری و تیمار بدون تلقیح قارچ در غلظت شوری شاهد به دست آمد. تیمار تلقیح قارچ گونه *G. mosseae* در غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار شوری تفاوت معنی‌داری با تیمار بدون تلقیح قارچ و تلقیح قارچ با گونه *G. intraradices* نشان داد و بهبود ارتفاع رشد ۳۳/۷۳ درصدی را نسبت به عدم تلقیح قارچ نشان داد (شکل c ۱). در تمامی سطوح شوری هر دو گونه قارچ باعث بهبود رشد اندام هوایی شد ولی در شرایط تیمار بدون شوری واکنش گونه‌های قارچ متفاوت بود و گونه *G. intraradices* اثر منفی بر شاخص‌های رشدی اندام هوایی داشت و به ترتیب ۵۱/۱۱، ۳۶/۴۹ و ۳۵/۹۵ درصد وزن تر، وزن خشک و ارتفاع گیاه را کاهش داد.

قارچ‌های مایکوریزا حتی زمانی که میزان همزیستی آنها مشابه باشد از نظر فیزیولوژیکی در توانایی آنها از نظر جذب عناصر غذایی و بهبود رشد گیاهان با همدیگر تفاوت دارند. قارچ‌های مایکوریزا از طریق افزایش هورمون آبسیزیک اسید روی فعالیت روزنه‌ها اثرگذار است و باعث بسته‌شدن روزنه‌ها می‌شوند (Shahabivand *et al.*, 2012). احتمالاً کاهش معنی‌دار در عملکرد زیست‌توده در تلقیح قارچ با گونه *G. intraradices* به‌علت رفتارهای متفاوت گیاهان به تلقیح گونه‌های مختلف قارچ مایکوریزا باشد، چرا که بسته‌بودن روزنه‌ها باعث کاهش فتوسنتز جاری گیاه می‌گردد و یا از طریق افزایش مقدار اتیلن، باعث تحریک پیری و افزایش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

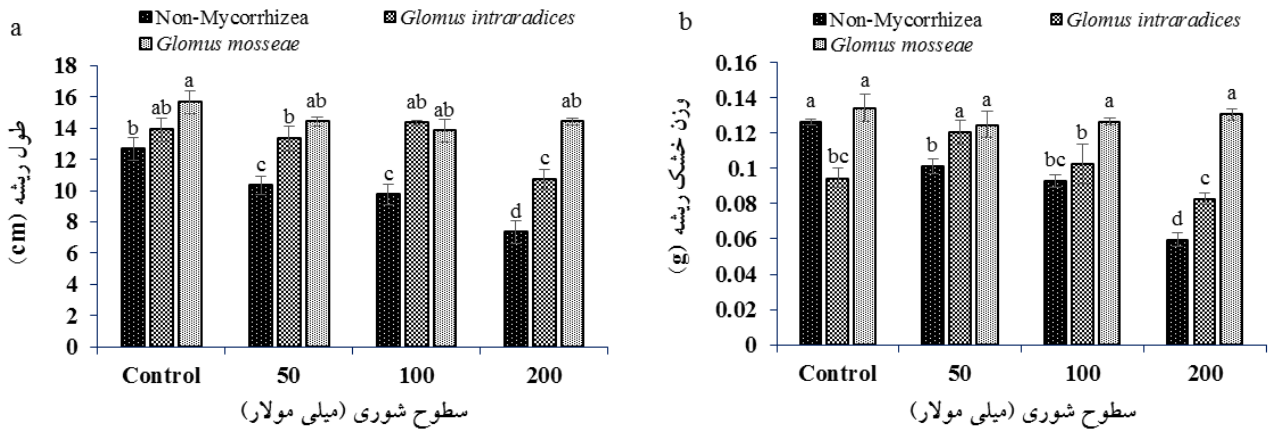
حساسیت گیاه به این تنظیم‌کننده‌های رشد می‌گردد (Sabagh *et al.*, 2021). با تلقیح ریشه گیاهان توسط قارچ، جذب آب و مواد غذایی به‌علت افزایش سطح ریشه افزایش می‌یابد که در نتیجه منجر به افزایش وزن تر و خشک گیاه می‌گردد. تنش شوری به نوعی باعث ایجاد تنش خشکی در گیاه می‌گردد که این به‌علت جلوگیری از جذب آب توسط گیاه است، به‌همین دلیل پتانسیل آب جهت آماس سلول‌ها کاهش می‌یابد و در نتیجه وزن گیاه کم می‌شود. علت کاهش وزن و کندی رشد گیاهان را در غلظت‌های بالای نمک می‌توان به مسمومیت گیاه توسط یون‌های سدیم و کلر نسبت داد که فعالیت فتوسنتزی گیاه را مختل کرده و بدین ترتیب، مواد غذایی لازم برای رشد و نمو سلول‌ها فراهم نمی‌گردد (Safdar *et al.*, 2019). محققان با بررسی روی گیاه همیشه‌بهار نیز نشان دادند با افزایش سطح شوری وزن تر و خشک به‌طور معنی‌داری کاهش یافت ولی کاربرد قارچ مایکوریزا بر ویژگی‌های مورفولوژیک گیاه اثرات مثبتی داشت که با نتایج پژوهش حاضر مطابقت دارد (Mbadi *et al.*, 2015). دلیل کاهش وزن اندام هوایی را در شرایط شوری را کاهش فتوسنتز در اثر کاهش سطح برگ، کاهش هدایت روزنه‌ای، تجمع کلر و سدیم در اندام‌ها و یا تخریب ساختمان کلروپلاست گزارش کرده‌اند. گیاهان تلقیح‌شده با قارچ مایکوریزا در شرایط تنش شوری، جذب یون پتاسیم بیشتری دارند که این امر منجر به جلوگیری از انتقال یون سدیم به بافت‌های ساقه می‌شود. همچنین پتاسیم نقش مهمی در سازوکار گیاهان از جمله فعال‌شدن برخی آنزیم‌ها، حرکات روزنه‌ای و ساخت پروتئین‌ها دارد (Evelin *et al.*, 2009). استفاده از قارچ مایکوریزا توانست اثر سوء تنش شوری را کاهش دهد، هر چند تأثیر مساعدت قارچ مایکوریزا در سطوح بالای شوری به‌طور معنی‌داری بیشتر از سطح پایین شوری بود همچنین نوع قارچ دارای اهمیت است به‌طوریکه وزن خشک اندام هوایی در تلقیح با قارچ *G. mosseae* در مقایسه با *G. intraradices* بیشتر و از برتری نسبی بالاتری نیز برخوردار بود (شکل b ۱). شوری از طریق افزایش فشار اسمزی محلول خاک منجر به کاهش جذب آب و در نتیجه کاهش تقسیم، طویل‌شدن و تمایز سلولی شده و در نتیجه کوتاه‌تر شدن طول ساقه می‌گردد (Kumar *et al.*, 2003). محققان گزارش نمودند که قارچ‌های مایکوریزایی با تغییرات هورمونی و ترشح فاکتورهای محرک رشد و افزایش جذب عناصر غذایی می‌توانند ارتفاع و رشد گیاهان را در شرایط تنش شوری افزایش دهد (Copetta *et al.*, 2006).

شاخص‌های رشدی ریشه: نتایج مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد افزایش سطوح شوری باعث کاهش طول ریشه گردید. کمترین میزان طول ریشه (۷/۳۳ سانتی‌متر) در تیمار بدون کاربرد قارچ در غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار شوری به دست آمد. در بالاترین سطح شوری، تیمار تلقیح قارچ *G. mosseae* و *G. intraradices* به ترتیب ۴۹/۱۳ و ۳۱/۷۸ درصد طول ریشه را نسبت به شاهد افزایش داد و باعث بهبود رشد طول ریشه در شرایط تنش شد (شکل a ۲). مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد. کمترین میزان وزن خشک ریشه (۰/۰۶ گرم) در تیمار سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار در شرایط بدون تلقیح قارچ به دست آمد. با افزایش سطوح شوری میزان وزن خشک ریشه کاهش معناداری پیدا کرد ولی تلقیح گیاهان با هر دو گونه قارچ باعث بهبود معناداری در ریشه گردید و در تیمار قارچ *G. mosseae* در مقایسه با شرایط بدون تلقیح و بالاترین شوری توانست ۵۴/۵۰ درصد این صفت را افزایش دهد (شکل b ۲). یکی از راهکارهایی که گیاهان برای اجتناب از شرایط نامساعد خاک مانند کمبود آب و مواد غذایی به‌کار می‌برند، افزایش سطح تماس ریشه توسط مایکوریزا است (Turk *et al.*, 2006). در مطالعه‌ای که روی گیاه همیشه‌بهار تحت شرایط تنش خشکی انجام شد مشاهده شد که تلقیح گیاه با مایکوریزا در شرایط اعمال تنش، باعث افزایش میزان وزن خشک گیاه در مقایسه با گیاهان بدون تلقیح مایکوریزایی گردید که با نتایج پژوهش حاضر مطابقت دارد (Asrar and Elhindi, 2011).

میزان کلونیزاسیون قارچ: مقایسه میانگین اثر شوری بر درصد کلونیزاسیون ریشه گیاه بنفشه ایرانی نشان داد با افزایش سطح شوری در ۵۰ میلی‌مولار، درصد کلونیزاسیون در هر دو گونه قارچ افزایش یافت و تفاوت معنی‌داری با تیمار شاهد

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

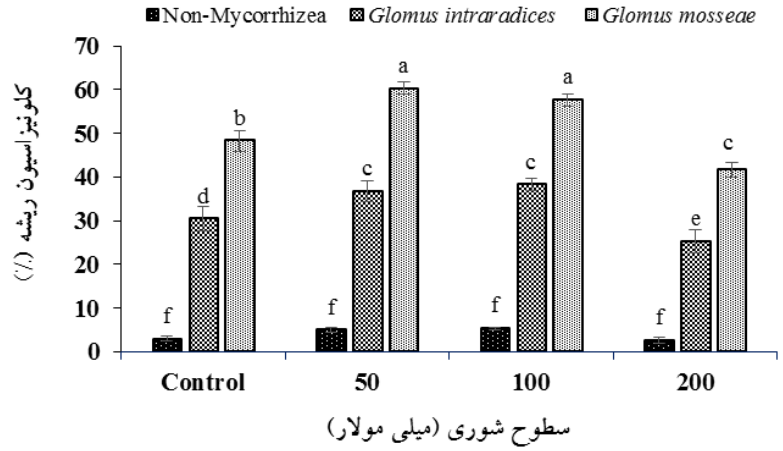


شکل ۲- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر شاخص‌های رشدی ریشه در بنفشه ایرانی

داشت. در تیمار شوری ۲۰۰ میلی‌مولار به‌طور معنی‌داری کاهش درصد کلونیزاسیون نسبت به تیمار شاهد مشاهده شد. بیشترین درصد کلونیزاسیون ریشه در تیمار با شوری غلظت ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار در کاربرد قارچ گونه *G. mosseae* (۶۰/۳۳ و ۵۷/۶۷ درصد) و کمترین درصد کلونیزاسیون ریشه در تیمار با سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار در کاربرد قارچ گونه *G. intraradices* (۲۵/۳۳ درصد) به‌دست آمد (شکل ۳). مطالعات مختلف نشان می‌دهند که تلقیح گونه‌های مختلف مرکبات با قارچ‌های مایکوریزایی مختلف می‌تواند درصد کلونیزاسیون ریشه گیاه را افزایش دهد (Pixao *et al.*, 2007; Wang *et al.*, 2008). گزارش شده است که قارچ مایکوریزا خود نیز تحت تأثیر تنش شوری قرار می‌گیرد و در این شرایط میزان کلونیزاسیون مایکوریزایی گیاه کم شده و قارچ تمایل بیشتری به اسپورزایی دارد. احتمالاً کاهش درصد کلونیزاسیون در اثر افزایش شوری، باعث کاهش تأثیر قارچ در تنش شوری نیز می‌گردد. قارچ‌های مایکوریزا با انجام فرایندهای مختلف آنزیمی، هورمونی و بیوشیمیایی قادر است مؤلفه‌های رشدی، فیزیولوژیکی و تغذیه‌ای گیاه میزبان را بهبود بخشد. شوری بسیاری از فرایندهای حیاتی گیاه مانند فتوسنتز، سنتز پروتئین، فعالیت آنزیمی، هدایت آبی و فرایندهای جذبی گیاه را مختل می‌سازد (Karami *et al.*, 2018). برقراری روابط همزیستی گیاه و قارچ مایکوریزا قادر است به میزان قابل توجهی بسیاری از این اختلالات را در گیاه میزبان کاهش دهد.

تلقیح گیاه با قارچ مایکوریزا موجب بهبود وضعیت تغذیه‌ای، از جمله افزایش غلظت پتاسیم و فسفر در بافت برگ می‌شود (Sheng *et al.*, 2008). بهبود تغذیه فسفری گیاه (تأثیر غیرمستقیم قارچ در کاهش تنش شوری) نیز منجر به بهبود مؤلفه‌های رشد و عملکردی گیاه میزبان، تحمل بیشتر به تنش شوری می‌شود (Nadian *et al.*, 2013). همچنین همزیستی قارچ مایکوریزا با ریشه سبب افزایش فتوسنتز شده که در نتیجه آن تولید فرآورده بیشتر در گیاه می‌گردد (Farahani *et al.*, 2009). تنش شوری با کاهش جذب آب به دلیل افزایش فشار اسمزی خاک و تأثیر مستقیم بر تقسیم سلولی و رشد سلول‌ها موجب کاهش وزن خشک گیاه می‌شود و استفاده از قارچ مایکوریزا با داشتن شبکه هیفی گسترده و افزایش سطح و سرعت جذب ریشه، کارآیی گیاهان را در جذب آب و عناصر غذایی نظیر منیزیم، مس، روی و نیتروژن را افزایش می‌دهد (Smith and Read, 2010). که این امر توانسته است تا حدودی این کاهش وزن خشک را جبران نماید که با نتایج پژوهش‌های دیگر در گیاه سورگوم تطابق دارد (Netondo *et al.*, 2004). بر همین اساس در محیط شور وابستگی مایکوریزایی گیاهان افزایش می‌یابد. بنابراین، گیاهان تلقیح‌شده با مایکوریزا دارای وزن تر و خشک بیشتر و یا مقاومت بیشتری در شرایط شوری هستند. همچنین طبق مطالعات محققین از آنجایی‌که آغشتگی مایکوریزایی با میزان جذب فسفر همبستگی مثبتی دارد، منطقی به‌نظر می‌رسد که با افزایش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]



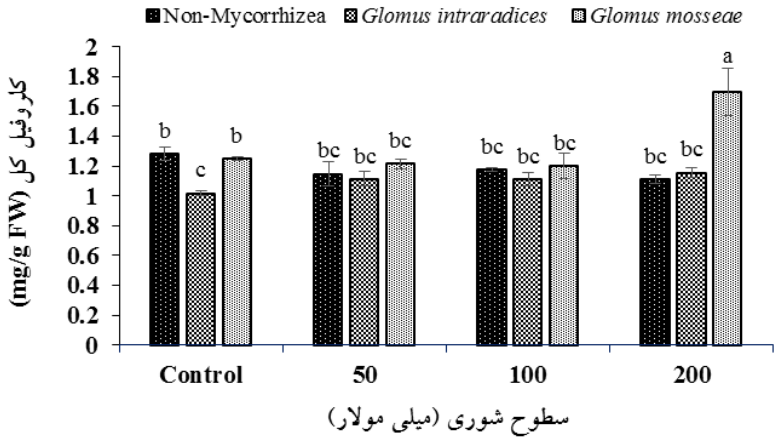
شکل ۳- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر کلونیزاسیون در بنفشه ایرانی

آغشتگی مایکوریزا ریشه گیاه و تأمین فسفر مناسب، رشد ریشه افزایش یابد.

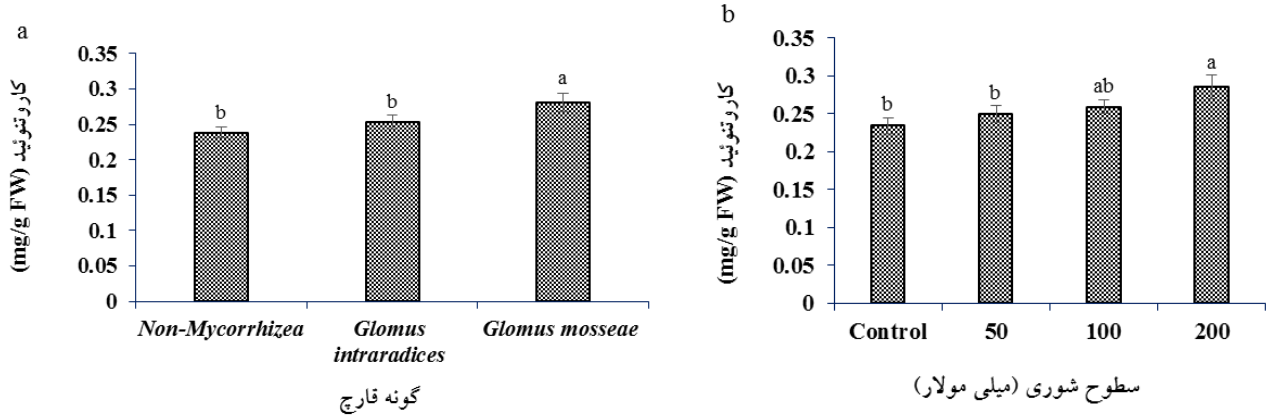
اساس تحمل بالاتر گیاهان مایکوریزایی نسبت به گیاهان غیرمایکوریزایی در شرایط شوری را می‌توان به جلوگیری از جذب سدیم از خاک یا ذخیره سدیم در هیف‌های درون سلولی قارچ در ریشه نسبت داد (Hammer *et al.*, 2011). همچنین قارچ‌های مایکوریزا با کاهش جذب سدیم و کلر با انتقال کمتر آنها به اندام‌های هوایی همانند یک بهبوددهنده زیستی در خاک‌های شور عمل می‌کنند. محققین بیان کردند به احتمال زیاد همبستگی طول ریشه با ارتفاع بوته، به جذب بالاتر عناصر از خاک مرتبط است که به‌علت وجود شبکه هیفی ظریف و گسترده قارچ‌های مایکوریزایی است. این شبکه باعث اتصال ذرات خاک به هم شده و خاکدانه‌های پایدار را ایجاد می‌کنند و به این طریق گسترش ریشه را به اعماق خاک افزایش می‌دهد (Podila, 2007).

میزان کلروفیل و کاروتنوئید: نتایج حاصل از مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد بیشترین میزان کلروفیل کل (۱/۷۰ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) از تیمار تلقیح‌شده با قارچ گونه *G. mosseae* در غلظت شوری ۲۰۰ میلی‌مولار حاصل شد که بهبود ۳۴/۶۴ درصدی را نسبت به تیمار عدم تلفیح قارچ در همین سطح شوری نشان داد. کمترین درصد میزان کلروفیل کل (۱/۰۲ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) از تیمار کاربرد قارچ گونه *G. intraradices* در سطح شوری شاهد به‌دست آمد (شکل ۴). بیشترین میزان کاروتنوئید مربوط به تیمار قارچ گونه *G. mosseae* (۰/۲۸ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) بود و کمترین میزان کاروتنوئید مربوط به تیمار عدم کاربرد قارچ بود که با تیمار گونه *G. intraradices* تفاوت معنی‌داری نداشت (شکل a ۵). با افزایش غلظت شوری میزان کاروتنوئید افزایش پیدا کرد و کمترین درصد میزان کاروتنوئید (۰/۲۳ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) در سطح شوری شاهد مشاهده شد که نسبت به تیمار سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار افزایش ۱۷/۶۲ درصدی را نشان داد و تفاوت معنی‌داری با سطوح شوری دیگر نداشت (شکل b ۵). تنش‌های محیطی باعث کاهش پتانسیل آب برگ، افزایش مقدار برخی از هورمون‌ها نظیر اتیلن و اسید آبسیزیک، همچنین افزایش گونه‌های فعال اکسیژن و یون‌های سمی از جمله یون سدیم می‌گردد (Pessarakli, 2019). به واسطه تجمع یون‌های سمی در بافت برگ، فعالیت کلروفیلاز به‌طور ناگهانی زیاد شده و موجب تخریب کلروفیل و رنگدانه‌های فتوسنتزی می‌شود (Loggini *et al.*, 1999). در چنین شرایطی کاربرد قارچ مایکوریزا به دلیل ممانعت از تجمع سدیم در برگ نسبت به سایر تیمارها و به تعویق انداختن اثرات منفی غیرروزنه‌ای در نتیجه افزایش غلظت سدیم که موجب تخریب کلروفیل می‌گردد، می‌تواند در ایجاد تحمل به شوری نقش داشته باشد (Parvin *et al.*, 2020). از طرفی، طی تنش شوری

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]



شکل ۴- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر کلروفیل کل در بنفشه ایرانی



شکل ۵- مقایسه میانگین اثر کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر کاروتنوئید در بنفشه ایرانی

و خشکی، تولید رادیکال‌های اکسیژن افزایش می‌یابد و این رادیکال‌های آزاد باعث پراکسیداسیون و در نتیجه تجزیه این رنگیزه‌ها می‌گردد. محققان نشان دادند که تلقیح با قارچ مایکوریزا گونه *G. fasciculatum* با ریشه نعناع، از طریق افزایش جذب آب و عناصر غذایی موجب افزایش فتوسنتز و بهبود عملکرد شد (Gupta *et al.*, 2002). هموستازی یونی در محیط‌های تحت تنش شوری، دلیل افزایش سدیم و کلر به عنوان یون‌های سمیت‌زا و حلالیت شدید آنها در آب، جذب سریع و انتقال آنها با جریان تعرق است که باعث بازدارندگی از رشد، فتوسنتز و سایر فرایندهای گیاهی می‌شود. همچنین، می‌توان کاهش کلروفیل و به‌طور کلی فتوسنتز را به کمبود یون پتاسیم در سلول‌های برگ فتوسنتزکننده در اثر تنش شوری نسبت داد. کلروپلاست نقش اساسی در اعمال بیوشیمیایی مانند تولید آمینواسیدها، اسیدهای چرب و نشاسته و نیز نقش اساسی در پاسخ به تنش شوری ایفا می‌کند (Bonales-Alatorre *et al.*, 2013). بررسی‌ها نشان دادند که افزایش تنش شوری موجب کاهش محتوای کلروفیل در نعناع فلفلی (Vatankhah *et al.*, 2017) و گل‌راعی (Rasouli and Noroozisharaf, 2022) نیز شده است که با نتایج این پژوهش مطابقت داشت. بالاتربودن میزان کلروفیل در بیشترین سطح شوری و قارچ گونه *G. mosseae* را می‌توان به افزایش میزان فتوسنتز و تثبیت کربن بیشتر در این تیمار نسبت داد. بنا به دلایل عنوان‌شده در همین تیمار میزان وزن خشک اندام هوایی و ریشه و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی به‌طور معنی‌داری از تیمار شاهد و دیگر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

گونه قارچ بالاتر بود که تأثیر مثبت کاربرد گونه *G. mosseae* بر خصوصیات بیوشیمیایی و مورفوفیزیولوژیک بنفشه ایرانی در شرایط تنش شوری را نشان داد. همچنین می‌توان بیان کرد برهمکنش تنش شوری و کاربرد قارچ *G. mosseae* احتمالاً موجب تحریک یکسری پروتئین‌های درگیر در فرایند فتوسنتز، اسمولیت‌ها و تنظیم‌کننده‌های رشد گیاهی شده که موجب بهبود عملکرد گیاه و نیز افزایش میزان کلروفیل کل در بنفشه ایرانی شده است (Sagar *et al.*, 2021).

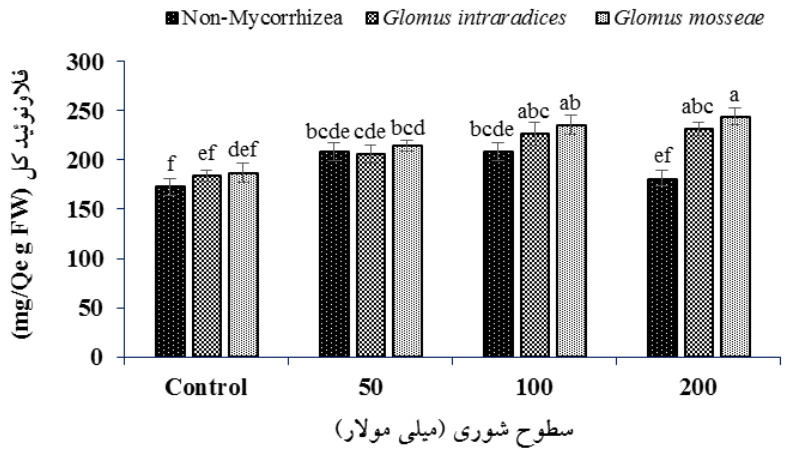
علاوه بر اینکه کاروتنوئیدها یک رنگیزه کمکی در فتوسنتز محسوب می‌شوند، به‌عنوان آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی نیز شناخته می‌شوند. افزایش میزان کاروتنوئیدها در شرایط تنش می‌تواند نشان‌دهنده افزایش تولید این رنگیزه در شرایط تنش باشد. کاروتنوئیدها با استفاده از سازوکاری که چرخه گزانتوفیل نامیده می‌شود باعث مصرف اکسیژن و حفاظت از کلروفیل در برابر اکسیداسیون می‌گردند. در پژوهش حاضر افزایش میزان کاروتنوئید نقش حفاظتی آنرا در کاهش خسارات اکسیداتیو ناشی از تنش و افزایش مقاومت گیاه نشان می‌دهد. قارچ‌های مایکوریزا با بهبود تغذیه گیاه، تأثیر زیادی بر مسیرهای تولیدی متابولیت‌های ثانویه در گیاه گذاشته و افزایش رشد و سطح برگ آن و در نتیجه در افزایش رنگیزه‌های فتوسنتزی مانند کاروتنوئیدها نقش اساسی داشته است. بررسی محققین نشان داد، کاربرد گونه‌های مختلف قارچ مایکوریزا در گیاه همیشه‌بهار باعث افزایش میزان کاروتنوئید گردید و همچنین بیشترین میزان آن در گیاهان تلقیح‌شده با گونه *G. mosseae* به دست آمد که با نتایج پژوهش حاضر مطابقت دارد (Keiri *et al.*, 2020). همچنین محققین با بررسی گیاه پروانش گزارش کردند، در شرایط تنش شوری میزان کاروتنوئید کاهش می‌یابد که با نتایج پژوهش حاضر مغایرت دارد (Abdolmohammadi and Omidi, 2017).

فلاونوئید، فنل و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی (DPPH): مقایسه میانگین‌ها نشان داد با افزایش سطوح شوری میزان فلاونوئید، فنل کل و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی در این گیاه افزایش یافت. کاربرد قارچ گونه *G. mosseae* در شوری ۲۰۰ میلی‌مولار میزان فلاونوئید کل را به ۲۴۴/۰۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تر رساند که باعث بهبودی ۲۵/۷۷ درصدی این شاخص نسبت به تیمار بدون تلقیح قارچ در همین سطح شوری شد. در تیمار عدم کاربرد قارچ و در شرایط عدم اعمال شوری، میزان این شاخص ۱۷۲/۹۲ میلی‌گرم بر گرم وزن تر بود که تفاوت معنی‌داری با تلقیح گونه‌های قارچ و شوری شاهد نداشت. بالاترین درصد فنل (۲۸/۴۶ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) از کاربرد قارچ گونه *G. mosseae* در تیمار شوری ۲۰۰ میلی‌مولار به دست آمد. با این حال، میزان درصد بهبودی در تیمار فوق نسبت به عدم تلقیح قارچ و سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار ۵۱/۱۰ درصد بود. سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار در همزیستی با قارچ گونه *G. mosseae* بالاترین درصد ظرفیت آنتی‌اکسیدانی با فعالیت ۶۶/۵۶ میلی‌گرم در گرم وزن تر و بهبودی ۳۳/۳۲ درصد از این صفت را نشان داد. با افزایش سطوح شوری در تیمارهای بدون همزیستی تفاوت معنی‌داری با سطح شاهد مشاهده نشد. در مجموع کاربرد هر دو گونه قارچ اثر مثبتی بر میزان فنل و فعالیت آنتی‌اکسیدانی کل در این گیاه داشت (شکل ۶، ۷ و ۸).

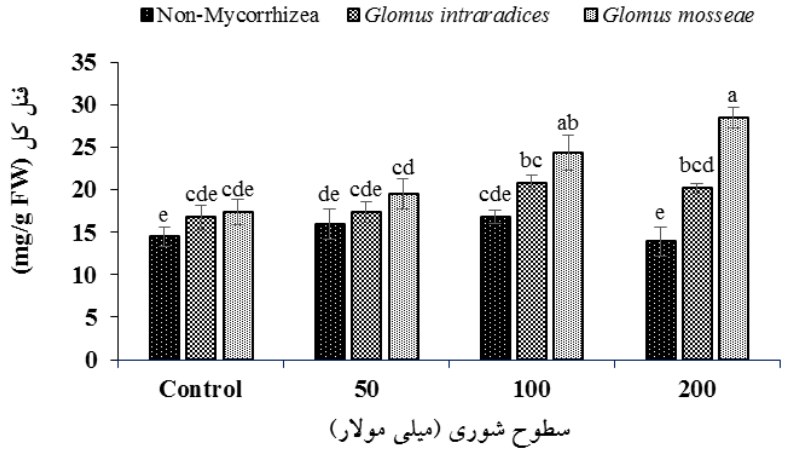
در پژوهش اخیر مقدار فلاونوئیدهای برگ‌های گیاه در شرایط شوری افزایش یافت که بیانگر پاسخ آن به سطوح شوری است. فلاونوئید به کمک پراکسیداز در جهت سم‌زدایی پراکسید هیدروژن در شرایط تنش سلول عمل می‌کند (Yamasaki *et al.*, 1997). در این پژوهش، در تیمار شوری ۲۰۰ میلی‌مولار مقدار فلاونوئید گیاهان مایکوریزایی روندی افزایشی نسبت به گیاهان غیرمایکوریزایی نشان داد و از نظر آماری تفاوت معنی‌داری با تیمار شاهد داشتند. بنابراین، افزایش میزان فلاونوئیدها توسط مایکوریزا موجب افزایش توان آنتی‌اکسیدان گیاه شده و امکان تحمل گیاه در شرایط تنش را افزایش می‌دهد. افزایش میزان فلاونوئیدهای گیاه توسط قارچ‌های مایکوریزا احتمالاً از طریق تغییرات کیفی و کمی فلاونوئیدها و نیز از طریق اثر قوی بر متابولیسم ترکیبات فلاونوئیدی انجام می‌پذیرد (Ponce *et al.*, 2004). در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

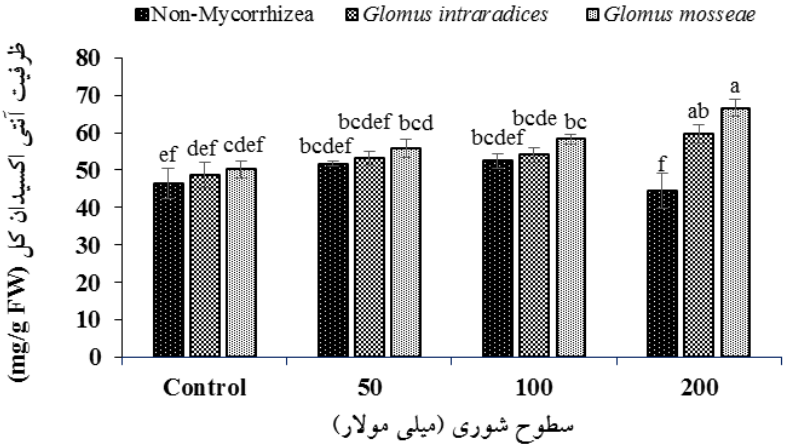
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]



شکل ۶- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر فلاونوئید کل در بنفشه ایرانی



شکل ۷- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر فنل کل در بنفشه ایرانی



شکل ۸- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل در بنفشه ایرانی

بررسی‌های انجام‌شده بر تأثیر شوری بر میزان فلاونوئیدها در گیاه رزماری نیز با افزایش غلظت شوری از ۵۰ به ۱۵۰

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

میلی‌مولار، محتوای فلاونوئیدها بیشتر شد که با نتایج پژوهش حاضر مطابقت دارد (Kh *et al.*, 2010). افزایش شوری سبب افزایش ترکیبات فنلی در نعناع فلفلی (*Mentha piperita* L.) تحت تنش شوری گردید که با نتایج این تحقیق مطابقت دارد. ترکیبات فنلی از اجزای دفاعی سلول گیاه است که تجزیه رادیکال‌های آزاد اکسیژن و پراکسیدها را بر عهده دارد و به عنوان یک ترکیب آنتی‌اکسیدانی عمل می‌کند (Mohammadi *et al.*, 2019). خاصیت آنتی‌اکسیدانی از گیاه در برابر گونه‌های فعال اکسیژن حفاظت می‌کند. مهار رادیکال آزاد DPPH به عنوان یک روش متداول برای اندازه‌گیری میزان فعالیت آنتی‌اکسیدانی در گیاهان استفاده می‌شود و توانایی گیاهان را برای مقابله با تنش نشان می‌دهد (Miljus-Djukic *et al.*, 2013). در بررسی‌های پژوهشگران دیگر مشاهده گردید تنش شوری باعث القاء فعالیت مهار رادیکال DPPH در آلوئه‌ورا و اسطوخودوس شد، با این حال همزیستی قارچی اثر مثبت بر میزان ظرفیت آنتی‌اکسیدانی در شرایط شوری داشته است که با نتایج پژوهش حاضر مطابقت دارد (Cardarelli *et al.*, 2013; Mohammadzadeh and Pirzad, 2021).

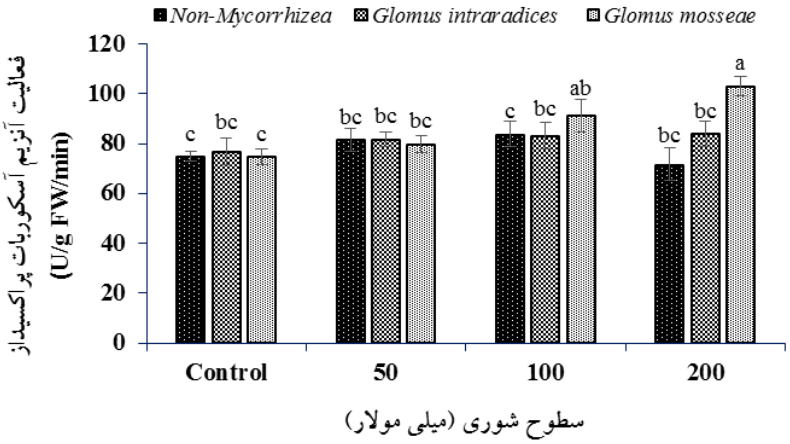
فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز: نتایج بدست آمده نشان داد، فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز با افزایش غلظت نمک روندی افزایشی داشت. با توجه به نتایج مشخص گردید که بیشترین میزان فعالیت این آنزیم (۱۰۳/۱۶ واحد) مربوط به گیاهان تیمارشده با تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار و کاربرد قارچ گونه *G. mosseae* بود و نسبت به تیمار بدون قارچ و شوری ۲۰۰ میلی‌مولار ۳۰/۵۰ درصد بهبود فعالیت آنزیم نشان داد. همچنین تفاوت معنی‌داری بین تیمار تلقیح *G. intraradices* در سطوح شوری و شاهد با تیمار بدون قارچ مشاهده نشد که بیانگر عدم تأثیر این گونه در سطوح مختلف شوری بر فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز بود. از نظر آماری در میزان آنزیم برگ بنفشه ایرانی بین اثرات متقابل کاربرد قارچ و تیمارهای شاهد و ۵۰ میلی‌مولار تفاوت معنی‌داری وجود نداشت (شکل ۹). سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه بر اثر همزیستی با قارچ، فعال می‌شود (Varma *et al.*, 2012). در همین راستا محققین گزارش دادند تیمار گیاه خردل هندی با گونه‌های قارچ مایکوریزا علاوه بر افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در این گیاه موجب افزایش رشد گیاه نیز گردید که این افزایش رشد احتمالاً به‌دلیل تولید تنظیم‌کننده‌های رشد گیاهی به‌وسیله قارچ همزیست باشد (Sarwat *et al.*, 2016). همچنین پاسخ‌های دفاعی گیاهان علیه گونه‌های فعال اکسیژن تولیدشده می‌تواند به علت تحریک آنزیم‌های درگیر واکنش‌های آنتی‌اکسیداتیو باشد که باعث ایجاد محیط مساعد برای همزیستی قارچ نیز می‌گردد. در نتیجه، افزایش فعالیت آنزیم‌ها نشان‌دهنده نقش قارچ مایکوریزا در افزایش مقاومت به تنش‌های زیستی و غیرزیستی است (Prasad *et al.*, 2013).

فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز: نتایج بدست آمده نشان داد بیشترین میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در تیمار تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار و کاربرد قارچ گونه *G. mosseae* (۲۸۹/۴۹ واحد) به‌دست آمد و کمترین میزان در تیمار بدون مایکوریزا با شوری شاهد (۱۳۴/۸۴ واحد) بود (شکل ۱۰). تیمار تلقیح با قارچ *G. mosseae* نسبت به تیمار تلقیح *G. intraradices* برتری داشت و در تیمار تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار به میزان ۱۹/۷۷ درصد فعالیت آنزیم را افزایش داد. مقایسه نمودارهای ۹ و ۱۰ نشان می‌دهد که میزان فعالیت آنزیم‌ها با افزایش سطوح شوری و کاربرد قارچ در مقایسه با شاهد افزایش یافته است که این امر منجر به تحمل شرایط تنش و پراکسیداسیون کمتر لیپیدها در بنفشه ایرانی شده است. در نتیجه کاهش صدمات ناشی از فعالیت گونه‌های فعال اکسیژن را به همراه داشته است و با حفظ مقادیر بالاتر محتوای نسبی آب، کلروفیل و ثبات سلولی به نوعی سعی در کاهش خسارات ناشی از رادیکال‌های آزاد اکسیژن و جلوگیری از کاهش شدت فتوسنتز داشته است. بررسی‌های محققین نشان داد قارچ مایکوریزا با تحریک گیاهان میزبان به بیان بیش از حد ایزوآنزیم‌های SOD باعث افزایش فعالیت این آنزیم در گیاه شده و میزان تجمع رادیکال‌های آزاد را در شرایط تنش کاهش می‌دهد (He *et al.*, 2020).

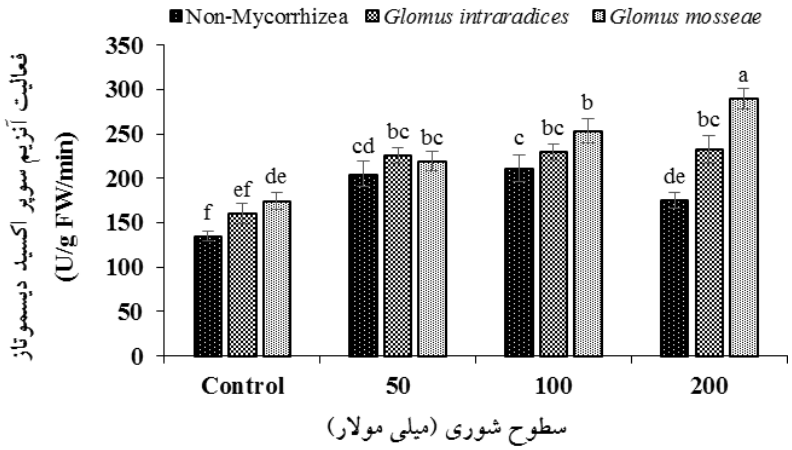
قارچ مایکوریزا از دو طریق مجزا آسیب‌های اکسیداتیو

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]



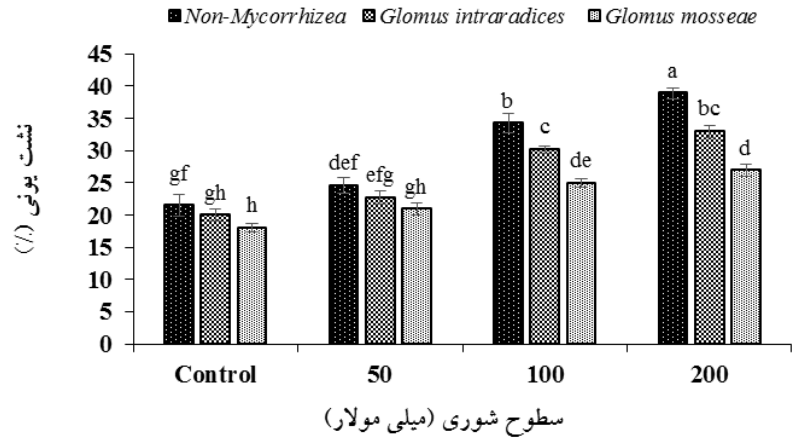
شکل ۹- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در بنفشه ایرانی



شکل ۱۰- مقایسه میانگین اثر متقابل کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در بنفشه ایرانی

ایجادشده توسط تنش را کاهش می‌دهد. سازوکار اول افزایش جذب آب از طریق هیف‌ها و انتقال آن به میزبان است که این فرایند باعث افزایش محتوای آب و کاهش تولید ROS می‌گردد. سازوکار دوم شامل افزایش تولید آنتی‌اکسیدان‌های گوناگون از طریق این همزیستی است (Das and Sarkar, 2024). قارچ مایکوریزا با فعال‌کردن متابولیسم آنتی‌اکسیدان و در نتیجه تجمع ترکیباتی مانند آسکوربات تحمل گیاه به تنش و کمبود عناصر غذایی را افزایش می‌دهد. قارچ مایکوریزا تولید ROS را از طریق به تأخیر انداختن اسیدهای چرب اشباع نشده غشای پلاسمای لیپیدی، محدود می‌کند که این امر منجر به افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدانی می‌شود (Cheema and Garg, 2024). دلیل افزایش آنتی‌اکسیدان‌ها در تیمار مایکوریزا و شوری و بهبود خنثی‌سازی رادیکال‌های آزاد را می‌توان به ساختمان شیمیایی ایزوآنزیم‌های فلزی مس، روی و منگنز نسبت داد، همچنین محققین نشان دادند فاکتورهای هورمونی که در گیاه برای ساخت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان تولید می‌شوند حاوی عناصر روی و کلسیم است (Siddiqui *et al.*, 2010). منگنز در واکنش‌های انتقال الکترون در گیاه مشارکت دارد در نتیجه در تولید کلروفیل نقش مؤثری دارد، این افزایش محتوای کلروفیل در شرایط شوری که باعث تغییرات مفیدی در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]



شکل ۱۱- مقایسه میانگین اثر کاربرد قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر نشت یونی در بنفشه ایرانی

کلروپلاست می‌شود اهمیت دو چندانی پیدا می‌کند. یون کلسیم نیز اثرات مخرب شوری را در گیاه بهبود می‌بخشد. قارچ مایکوریزا با افزایش جذب عناصر غذایی موجب ارسال بیش از پیش فاکتورهای هورمونی و افزایش فعالیت آنزیم‌ها می‌شوند که همگی در افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و ایجاد شرایط بهینه فعالیت گیاه مؤثر است (Asadi *et al.*, 2022).

نشت یونی برگ‌ها: بر اساس نتایج مقایسه میانگین داده‌ها بیشترین نشت یونی (۳۸/۹۴ درصد) در تیمار بدون کاربرد قارچ در شوری ۲۰۰ میلی‌مولار مشاهده شد که در همین سطح شوری، تلقیح با گونه *G. mosseae* ۳۰/۷۷ درصد بهبود در ثبات غشاء سلولی را نشان داد. تیمار با قارچ گونه *G. mosseae* در شرایط بدون شوری کمترین درصد میزان نشت یونی (۱۸/۰۴ درصد) را داشت. در مجموع با افزایش میزان شوری میزان نشت افزایش یافته است. کاربرد قارچ مایکوریزا در گیاه بنفشه ایرانی سبب کاهش نشت الکترولیت در گیاه میزبان نسبت به شاهد گردید که این تغییرات بسته به گونه قارچ، با افزایش سطح شوری به‌طور معنی‌داری بیشتر بود. بر اساس نتایج اثر متقابل قارچ و شوری، افزایش معنی‌دار نشت یونی در تیمارهای قارچی به‌خصوص در تنش شوری بالا مشهود بود که نشان‌دهنده آسیب شدید ناشی از تنش شوری است (شکل ۱۱). با این وجود، گیاهانی که با قارچ همزیست شده بودند کاهش قابل توجهی در میزان نشت یونی داشته‌اند، به‌طوریکه میزان اختلاف آن در سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار در همزیستی با قارچ گونه *G. mosseae* و عدم همزیستی (۱۱/۹۸ درصد) و در سطح شوری ۱۰۰ میلی‌مولار در همزیستی با قارچ گونه *G. intraradices* و عدم همزیستی (۹/۳۰ درصد) قابل توجه بود. افزایش نشت الکترولیتی غشاء ناشی از رادیکال‌های اکسیژن فعال تولیدشده در تنش اکسیداتیو است که بر لیپیدهای موجود در غشای سلول و اندامک‌های درون سلولی تأثیر گذاشته و موجب اختلال در کارکرد و ساختار غشای سلولی شده و میزان نشت مواد سیتوپلاسمی و هدایت الکتریکی سلولی را افزایش می‌دهد. شاخص پایداری غشا که به‌عنوان نشت الکترولیتی تخمین زده می‌شود تحت تنش شوری کاهش می‌یابد و به هم ریختگی غشاء در پاسخ به افزایش شوری به‌صورت افزایش در نشت یونی توسط پژوهشگران دیگر نیز گزارش شده است (Shi *et al.*, 2006; Zhu *et al.*, 2011). به احتمال زیاد کاهش میزان نشت یونی در تیمار با قارچ‌های مورد مطالعه می‌تواند ناشی از آسیب کمتر به پلاسمالما بر اثر تنش شوری باشد که بیانگر عملکرد خوب سازوکارهای دفاعی فعال در سیتوسول است (Gostincar *et al.*, 2011).

نتیجه‌گیری

در پژوهش حاضر استفاده از قارچ میکوریزا به‌دلیل توسعه و گسترش بیشتر سطح ریشه‌ای، بهبود وضعیت فیزیولوژیک و آنتی‌اکسیدانی گیاه، ساخت متابولیت‌های ثانویه و بهره‌گیری از

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]
[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

کاروتنوئیدها و فلاونوئیدها به منظور کاهش خسارت اکسیداسیون، مقاومت بنفشه ایرانی به‌طور قابل توجهی در شرایط شوری افزایش یافت. همزیستی قارچ *G. mosseae* راهکار مناسبی برای افزایش مقاومت به شوری در گیاه بنفشه ایرانی بود. همچنین کاربرد قارچ گونه *G. intraradices* نیز توانست اثرات خسارت ناشی از تنش شوری در این گیاه را بهبود بخشد که البته کمتر از دیگر گونه قارچ بود. با توجه به بررسی‌های صورت گرفته در زمینه اصلاح و بهبود کاربرد اراضی شور در دنیا، یافتن راهکارهای نوین و استفاده اصولی و صحیح از بخش‌های متنوع در کاهش شوری و بهره‌وری بالاتر از اقلیم‌های شور امری ضروری است. کاربرد قارچ‌های مایکوریزا با توجه به استفاده روزافزون از منابع گیاهی، یکی از بهترین گزینه‌های اصلاح و بهبود وضعیت رشد گیاهان در جهت رفع نیازهای بشر در رابطه با شوری است. گیاهانی که با قارچ‌های مایکوریزایی همزیستی می‌کنند به‌علت جذب بیشتر آب و مواد غذایی رشد بهتری را تجربه می‌کنند و با افزایش توانایی در مقابل انواع تنش‌های محیطی بهره‌وری مطلوب‌تری خواهند داشت. در بین سطوح مورد ارزیابی، برهمکنش شوری با تیمار شوری ۲۰۰ میلی‌مولار و تلقیح با گونه قارچ *G. mosseae* با افزایش فعالیت آنزیم‌ها و ثبات سلولی، منجر به افزایش رشد رویشی و افزایش مقاومت به تنش شوری در بنفشه ایرانی شد.

تشکر و قدردانی

از مسئول آزمایشگاه کشاورزی دانشگاه سیدجمال الدین اسدآبادی کمال تشکر و قدردانی به‌عمل می‌آید.

منابع

Abdolmohammadi, S. & Omidi, J. (2017). The effect of salicylic acid on some morphological and physiological traits under salinity stress (*Catharanthus roseus*). *Journal of Research in Agriculture, 9*(3), 28-39.

Asadi, M., Rasouli, F., Amini, T., Hassanpouraghdam, M. B., Souri, S., Skrovankova, S., & Ercisli, S. (2022). Improvement of photosynthetic pigment characteristics, mineral content, and antioxidant activity of lettuce (*Lactuca sativa* L.) by arbuscular mycorrhizal fungus and seaweed extract foliar application. *Agronomy*, *12*(8), 1943. https://doi.org/10.3390/agronomy12081943

Asghari, M. T. (2022). Effect of mycorrhizal fungi symbiosis and foliar application of amino acids on some growth traits and pot marigold oil (*Calendula officinallis* L.). *Iranian Journal of Field Crops Research*, *20*(1).

Asrar, A. W. A. & Elhindi, K. M. (2011). Alleviation of drought stress of marigold (*Tagetes erecta*) plants by using arbuscular mycorrhizal fungi. *Saudi Journal of Biological Sciences*, *18*(1), 93-98. https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2010.06.007

Bennett, A. E. & Meek, H. C. (2020). The influence of arbuscular mycorrhizal fungi on plant reproduction. *Journal of Chemical Ecology*, *46*, 707-721. https://doi.org/10.1007/s10886-020-01192-4

Blum, A. (1988). Plant Breeding for Stress Environments. CRC Press, Inc.

Bonales-Alatorre, E., Shabala, S., Chen, Z. H., & Pottosin, I. (2013). Reduced tonoplast fast-activating and slow-activating channel activity is essential for conferring salinity tolerance in a facultative halophyte, quinoa. *Plant Physiology*, *162*(2), 940-952. https://doi.org/10.1104/pp.113.216572

Cardarelli, M., Rouphael, Y., Rea, E., Lucini, L., Pellizzoni, M., & Colla, G. (2013). Effects of fertilization, arbuscular mycorrhiza, and salinity on growth, yield, and bioactive compounds of two Aloe species. *HortScience*, *48*(5), 568-575. https://doi.org/10.21273/HORTSCI.48.5.568

Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, *10*(3). https://doi.org/10.38212/2224-6614.2748

Cheema, A. & Garg, N. (2024). Arbuscular mycorrhizae reduced arsenic induced oxidative stress by coordinating nutrient uptake and proline-glutathione levels in *Cicer arietinum* L.(chickpea). *Ecotoxicology*, 1-21.

Copetta, A., Lingua, G., & Berta, G. (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. https://doi.org/10.1007/s00572-006-0065-6

Das, S. & Sarkar, S. (2024). Arbuscular mycorrhizal fungal contribution towards plant resilience to drought conditions. *Frontiers in Fungal Biology*, *5*, 1355999. https://doi.org/10.3389/ffunb.2024.1355999

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

Drozdova, I. & Bubenchikov, R. (2004). Antioxidant activity of *Viola odorata* L. and *Fragaria vesca* L. polyphenolic complexes. *Rastite Res*, *40*, 92-96.

Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. *Annals of Botany*, *104*(7), 1263-1280.

Fallahi, J., Ebadi, M. T., & Ghorbani, R. (2009). The effects of salinity and drought stresses on germination and seedling growth of clary (*Salvia sclarea*). *Environmental Stresses in Crop Sciences*, *1*(1), 57-67. https://doi.org/10.22077/escs.2009.7

Farahani, H. A., Valadabadi, S. A., & Khalvati, M. A. (2009). Interactive effects of P supply and drought on root growth of the mycorrhizal coriander (*Coriandrum sativum* L.). *Journal of Plant Breeding and Crop Science*, *1*(5), 217-222.

Garcia-Caparros, P., Hasanuzzaman, M., & Lao, M. T. (2019). Oxidative stress and antioxidant defense in plants under salinity. *Reactive Oxygen, Nitrogen and Sulfur Species in Plants: Production, Metabolism, Signaling and Defense Mechanisms*, 291-309. https://doi.org/10.1002/9781119468677.ch12

Giannopolitis, C. N. & Ries, S. K. (1977). Superoxide dismutases: II. Purification and quantitative relationship with water-soluble protein in seedlings. *Plant Physiology*, *59*(2), 315-318. https://doi.org/10.1104/pp.59.2.315

Laskin, A., Sariaslani, S., & Gadd, G. (2011). Fungal adaptation to extremely high salt concentrations. In: Advances in Applied Microbiology (Gostincar, C., Lenassi, M., Gunde-Cimerman, N., & Plemenitas, A.). Pp. 71-96. Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-387044-5.00003-0

Gupta, M., Prasad, A., Ram, M., & Kumar, S. (2002). Effect of the vesicular–arbuscular mycorrhizal (VAM) fungus *Glomus fasciculatum* 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*(1), 77-79. https://doi.org/10.1016/S0960-8524(01)00109-2

Hammer, E. C., Nasr, H., Pallon, J., Olsson, P. A., & Wallander, H. (2011). Elemental composition of arbuscular mycorrhizal fungi at high salinity. *Mycorrhiza*, *21*, 117-129. https://doi.org/10.1007/s00572-010-0316-4

He, J. D., Zou, Y. N., Wu, Q. S., & Kuca, K. (2020). Mycorrhizas enhance drought tolerance of trifoliate orange by enhancing activities and gene expression of antioxidant enzymes. *Scientia Horticulturae*, *262*, 108745. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108745

Karami, E., Ghorbani Dashtaki, S., & Khalilimoghadam, B. (2018). Effects of land management on soil erodibility-A case study in part of Zayandeh-Rood watershed. *Journal of Agricultural Engineering Soil Science and Agricultural Mechanization,(Scientific Journal of Agriculture)*, *40*(2), 105-119. https://doi.org/10.22055/agen.2018.18172.1281

Keiri, Z., Moghaddam, M., & Moradi, M. (2020). Study the effect of different mycorrhizal fungi on some growth indices ,photosynthetic pigments, flavonoids and carotenoid content of pot marigold flower. *Horticultural Plants Nutrition*, *3*(1), 37-50. 10.22070/hpn.2020.5007.1061

Kh, K., Mohseni, R., & Saboora, A. (2010). Biochemical changes of *Rosmarinus officinalis* under salt stress. *Journal of Stress Physiology & Biochemistry*, *6*(3), 114-122.

Kumar, S. G., Reddy, A. M., & Sudhakar, C. (2003). NaCl effects on proline metabolism in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) with contrasting salt tolerance. *Plant Science*, *165*(6), 1245-1251. https://doi.org/10.1016/S0168-9452(03)00332-7

Loggini, B., Scartazza, A., Brugnoli, E., & Navari-Izzo, F. (1999). Antioxidative defense system, pigment composition, and photosynthetic efficiency in two wheat cultivars subjected to drought. *Plant Physiology*, *119*(3), 1091-1100. https://doi.org/10.1104/pp.119.3.1091

Majidi, A. & Rejali, F. (2023). Mycorrhizal symbiosis and glycine betaine effect foliar application on some agronomic traits of rainfed wheat in calcareous soils. *Iranian Journal of Soil and Water Research*, *54*(2), 281-297. 10.22059/ijswr.2023.352937.669423

Mbadi, S., Alipour, Z., Asghari, H., & Kashefi, B. (2015). Effect of the salinity stress and arbuscular mycorhizal fungi (AMF) on the growth and nutrition of the Marigold (*Calendula officinalis*). *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences (JBES)*, *6*(4), 215-219.

Miljus-Djukic, J., Stanisavljevic, N., Radovic, S., Jovanovic, Z., Mikic, A., & Maksimovic, V. (2013). Differential response of three contrasting pea (*'Pisum arvense*, *P. sativum*'and *P.'fulvum'*) species to salt stress: Assessment of variation in antioxidative defence and miRNA expression. *Australian Journal of Crop Science*, *7*(13), 2145-2153.

Mohammadi, S., Boroomand, N., & Moghbeli, E. (2019). Effect of different mycorrhizal species inoculation on concentration of nutrient elements, yield per plant and antioxidant activity in Peppermint (*Mentha piperita*) under salt stress. *Journal of Soil Management and Sustainable Production*, *8*(4), 127-142. 10.22069/ejsms.2019.12936.1734

Mohammadzadeh, S. & Pirzad, A. (2021). Biochemical responses of mycorrhizal-inoculated Lamiaceae (Lavender, Rosemary and Thyme) plants to drought: A field study. *Soil Science and Plant Nutrition*, *67*(1), 41-49. https://doi.org/10.1080/00380768.2020.1851144

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

Nadian, H., Heidari, M., Gharineh, M., & Daneshvar, M. (2013). The effects of different levels of sodium chloride and mycorrhizal colonization on growth, P, K and Na uptake by saffron (*Crocus sativus* L.). *Plant Productions*, *36*(2), 49-59.

Nakano, Y. & Asada, K. (1981). Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. *Plant and Cell Physiology*, *22*(5), 867-880.

Netondo, G. W., Onyango, J. C., & Beck, E. (2004). Sorghum and salinity: I. Response of growth, water relations, and ion accumulation to NaCl salinity. *Crop Science*, *44*(3), 797-805. https://doi.org/10.2135/cropsci2004.7970

Nikee, E., Pazoki, A., & Zahedi, H. (2014). Influences of ascorbic acid and gibberellin on alleviation of salt stress in summer savory (*Satureja hortensis* L.). *International Journal of Biosciences*, *5*(4), 245-255. http://dx.doi.org/10.12692/ijb/5.4.245-248

Noroozisharaf, A. & Rasouli, M. (2021). Effect of brasinosteroid on morphological and physiological traits of garden thyme (*Thymus vulgaris*) in salinity stress. *Iranian Journal of Seed Sciences and Research*, 8(1), 63-76. 10.22124/jms.2021.5203

Parvin, S., Van Geel, M., Yeasmin, T., Verbruggen, E., & Honnay, O. (2020). Effects of single and multiple species inocula of arbuscular mycorrhizal fungi on the salinity tolerance of a Bangladeshi rice (*Oryza sativa* L.) cultivar. *Mycorrhiza*, *30*, 431-444.

Pessarakli, M. (2019). Handbook of Plant and Crop Stress. CRc Press.

Phillips, J. & Hayman, D. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British mycological Society*, *55*(1), 158-IN118.

Pixao, C., Oliveira, A., & Amoria, R. (2007). Arbuscular mycorrhizal fungi effect on growth and nutrition of citrus rootstock. *Magistra*, *19*, 47-59.

Podila, G. K. (2007). Basic Research and Applications of Mycorrhizae. IK International Pvt Ltd .

Ponce, M. A., Scervino, J. M., Erra-Balsells, R., Ocampo, J. A., & Godeas, A. M. (2004). Flavonoids from shoots and roots of *Trifolium repens* (white clover) grown in presence or absence of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *Phytochemistry*, *65*(13), 1925-1930. https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2004.06.005

Porcel, R., Aroca, R., & Ruiz-Lozano, J. M. (2012). Salinity stress alleviation using arbuscular mycorrhizal fungi. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, *32*(1), 181-200. https://doi.org/10.1007/s13593-011-0029-x

Porter, S. S., Bantay, R., Friel, C. A., Garoutte, A., Gdanetz, K., Ibarreta, K., & Friesen, M. L. (2020). Beneficial microbes ameliorate abiotic and biotic sources of stress on plants. *Functional Ecology*, *34*(10), 2075-2086. https://doi.org/10.1111/1365-2435.13499

Prasad, R., Kamal, S., Sharma, P. K., Oelmuller, R., & Varma, A. (2013). Root endophyte *Piriformospora indica* DSM 11827 alters plant morphology, enhances biomass and antioxidant activity of medicinal plant *Bacopa monniera*. *Journal of Basic Microbiology*, *53*(12), 1016-1024. https://doi.org/10.1002/jobm.201200367

Rasouli, M., Hatamzadeh, A., Ghasemnezhad, M., & Lahiji, H. (2018). Growth responses and ion regulation of *Agrostis stolonifera* L. to trinexapac-ethyl under salinity stress. *Iranian Journal of Horticultural Science*, *49*(2). 10.22059/ijhs.2017.224415.1163

Rasouli, M. & Noroozisharaf, A. (2022). Effects of humic acid and salinity stress on some germination and morpho-physiological indices of Iranian St Johns Wort in in vitro conditions. *Journal of Crops Improvement*, *24*(4), 1293-1310. https://doi.org/10.22059/jci.2022.328340.2593

Roy, S. J., Negrao, S., & Tester, M. (2014). Salt resistant crop plants. *Current Opinion in Biotechnology*, *26*, 115-124. https://doi.org/10.1016/j.copbio.2013.12.004

Sabagh, A. E., Mbarki, S., Hossain, A., Iqbal, M. A., Islam, M. S., Raza, A., & Mahboob, W. (2021). Potential role of plant growth regulators in administering crucial processes against abiotic stresses. *Frontiers in Agronomy*, *3*, 648694. https://doi.org/10.3389/fagro.2021.648694

Safdar, H., Amin, A., Shafiq, Y., Ali, A., Yasin, R., Shoukat, A., & Sarwar, M. I. (2019). A review: Impact of salinity on plant growth. *Natural Sciences*, *1*, 34-40. doi:10.7537/marsnsj170119.06

Sagar, A., Rathore, P., Ramteke, P. W., Ramakrishna, W., Reddy, M. S., & Pecoraro, L. (2021). Plant growth promoting rhizobacteria, arbuscular mycorrhizal fungi and their synergistic interactions to counteract the negative effects of saline soil on agriculture: Key macromolecules and mechanisms. Microorganisms, 9(7), 1491. https://doi.org/10.3390/microorganisms9071491

Sanchez-Moreno, C., Larrauri, J. A., & Saura-Calixto, F. (1998). A procedure to measure the antiradical efficiency of polyphenols. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *76*(2), 270-276. https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199802)76:2<270::AID-JSFA945>3.0.CO;2-9

Sarwat, M., Hashem, A., Ahanger, M. A., Abd_Allah, E. F., Alqarawi, A., Alyemeni, M. N., & Gucel, S. (2016). Mitigation of NaCl stress by arbuscular mycorrhizal fungi through the modulation of osmolytes, antioxidants and secondary metabolites in mustard (*Brassica juncea* L.) plants. *Frontiers in Plant Scienc*e, *7*. doi: 10.3389/fpls.2016.00869

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

Shahabivand, S., Maivan, H. Z., Goltapeh, E. M., Sharifi, M., & Aliloo, A. A. (2012). The effects of root endophyte and arbuscular mycorrhizal fungi on growth and cadmium accumulation in wheat under cadmium toxicity. *Plant Physiology and Biochemistry*, *60*, 53-58. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.07.018

Sheng, M., Tang, M., Chen, H., Yang, B., Zhang, F., & Huang, Y. (2008). Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza*, *18*, 287-296. https://doi.org/10.1007/s00572-008-0180-7

Shi, Q., Bao, Z., Zhu, Z., Ying, Q., & Qian, Q. (2006). Effects of different treatments of salicylic acid on heat tolerance, chlorophyll fluorescence, and antioxidant enzyme activity in seedlings of *Cucumis sativa* L. *Plant Growth Regulation*, *48*, 127-135. https://doi.org/10.1007/s10725-005-5482-6

Siddiqui, M. H., Mohammad, F., Khan, M. N., Al-Whaibi, M. H., & Bahkali, A. H. (2010). Nitrogen in relation to photosynthetic capacity and accumulation of osmoprotectant and nutrients in Brassica genotypes grown under salt stress. *Agricultural Sciences in China*, *9*(5), 671-680. https://doi.org/10.1016/S1671-2927(09)60142-5

Smith, S. E. & Read, D. J. (2010). *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press.

Sohrabi, Y., Weisany, W., Heidari, G., Mohammadi, K., & Ghasemi Golezani, K. (2019). Effects of mycorrhiza fungi species application on growth and yield of chickpea (*Cicer arietinum* L.) under drought stress. *Environmental Stresses in Crop Sciences*, *12*(2), 507-524. https://doi.org/10.22077/escs.2018.1378.1295

Strain, H. H. & Svec, W. A. (1966). Extraction, separation, estimation and isolation of the chlorophylls. *The Chlorophylls*, *1*, 22-66. https://doi.org/10.1016/B978-1-4832-3289-8.50008-4

Tennant, D. (1975). A test of a modified line intersect method of estimating root length. *The Journal of Ecology*, 995-1001. https://doi.org/10.2307/2258617

Turk, M., Assaf, T., Hameed, K., & Al-Tawaha, A. (2006). Significance of mycorrhizae. *World Journal of Agricultural Sciences*, *2*(1), 16-20.

Varma, A., Sherameti, I., Tripathi, S., Prasad, R., Das, A., Sharma, M., & Arora, M. (2012). 13 the symbiotic fungus Piriformospora indica. *Fungal Associations*, 231-254.

Vatankhah, E., Kalantari, B., & Andalibi, B. (2017). Effects of methyl jasmonate and salt stress on physiological and phytochemical characteristics of peppermint (*Mentha piperita* L.). *Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants Research*, *33*(3), 449-465. https://doi.org/10.22092/ijmapr.2017.107594.1848

Velioglu, Y., Mazza, G., Gao, L., & Oomah, B. (1998). Antioxidant activity and total phenolics in selected fruits, vegetables, and grain products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *46*(10), 4113-4117. https://doi.org/10.1021/jf9801973

Vukics, V., Kery, A., Bonn, G. K., & Guttman, A. (2008). Major flavonoid components of heartsease (*Viola tricolor* L.) and their antioxidant activities. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, *390*(7), 1917-1925. https://doi.org/10.1007/s00216-008-1885-3

Wang, M., Christie, P., Xiao, Z., Qin, C., Wang, P., Liu, J., & Xia, R. (2008). Arbuscular mycorrhizal enhancement of iron concentration by *Poncirus trifoliata* L. Raf and *Citrus reticulata* Blanco grown on sand medium under different pH. *Biology and Fertility of Soils*, *45*, 65-72. https://doi.org/10.1007/s00374-008-0290-6

Xie, K., Ren, Y., Chen, A., Yang, C., Zheng, Q., Chen, J., & Xu, G. (2022). Plant nitrogen nutrition: The roles of arbuscular mycorrhizal fungi. *Journal of Plant Physiology*, *269*, 153591. https://doi.org/10.1016/j.jplph.2021.153591

Yaish, M. W. & Kumar, P. P. (2015). Salt tolerance research in date palm tree (*Phoenix dactylifera* L.), past, present, and future perspectives. *Frontiers in Plant Science*, *6*, 348. https://doi.org/10.3389/fpls.2015.00348

Yamasaki, H., Sakihama, Y., & Ikehara, N. (1997). Flavonoid-peroxidase reaction as a detoxification mechanism of plant cells against H_2O_2. *Plant Physiology*, *115*(4), 1405-1412. https://doi.org/10.1104/pp.115.4.1405

Zhang, X. F., Hu, Z. H., Yan, T. X., Lu, R. R., Peng, C. L., Li, S. S., & Jing, Y. X. (2019). Arbuscular mycorrhizal fungi alleviate Cd phytotoxicity by altering Cd subcellular distribution and chemical forms in *Zea mays*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *171*, 352-360. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2018.12.097

Zhu, X., Song, F., & Liu, S. (2011). Arbuscular mycorrhiza impacts on drought stress of maize plants by lipid peroxidation, proline content and activity of antioxidant system. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *9*(2), 583-587.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]

Effect of inoculation of mycorrhizal fungi on reducing damage caused by salinity in Iranian violet

Mehrdad Rasouli[*1], Alireza Noroozisharaf [1, 2]

[1]Department of Horticultural Science, Sayyed Jamaleddin Asadabadi University, Asadabad, Iran
[2]Department of Horticultural Science, Faculty of Agriculture, Bu-Ali Sina University, Hamedan, Iran
(Received: 2024/02/14, Accepted: 2024/06/11)

Abstract

Soil salinity often hinders the productivity of plants in natural and agricultural environments. The symbiosis of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) as a biological fertilizer can increase the salinity tolerance of plants. This study was conducted in order to investigate the effect of inoculation with mycorrhizal fungi on reducing the adverse effects of salinity stress in Iranian violets. Evaluation of the interaction effect of AMF symbiosis at three levels (without symbiosis, *Glomus mosseae* and *Glomus intraradices*) and salinity stress treatment at four levels (control, 50, 100 and 200 mM) on the growth and physiological responses of Iranian violets as a factorial layout based on a complete randomized design with three repetitions were performed. Inoculation plants had higher shoot and root biomass, carotenoid and colonization in the presence of different salinity levels. The highest amounts of total chlorophyll (1.70 mg/g fresh weight), antioxidant activity (66.56 mg/g fresh weight), flavonoid (244.05 mg/g fresh weight), phenol (28.46 mg/g of fresh weight), and ascorbate peroxidase activity (103.16 units) were observed in the treatment inoculated with *G. mosseae* fungus at 200 mM salinity concentration. The lowest amount of electrolyte leakage was obtained in the treatment with *G. mosseae* fungus in the condition without salt (18.04%). The results of the research showed that the inoculation of host plants with mycorrhizal fungi, especially *G. mosseae* species, had an effect on plant growth and physiology, and the positive effect of inoculating plants with fungi was significant in the conditions of plant salinity stress.

Keywords: Antioxidants, Electrolyte leakage, Inoculation, Photosynthetic pigments

Corresponding author, Email: rasouli@sjau.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-01-02]

[DOI: DOI: 10.22034/13.63.71]