Iranian Journal of Horticultural Science
Vol 51, No 3, Autumn 2020 (621-632)
DOI: 10.22059/ijhs.2019.275434.1598

علوم باغبانی ایران
دورۀ ۵۱، شمارۀ ۳، پاییز ۱۳۹۹ (ص ۶۳۲-۶۲۱)

اثر قارچ مایکوریزا بر ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیکی *Teucrium chamaedrys* L. در شرایط تنش شوری

بیتا دیانتی[۱]، مسعود ارغوانی[۲*]، عزیزاله خیری[۲] و ستاره امانی‌فر[۲]
۱ و ۲. دانشجوی کارشناسی ارشد و استادیار، دانشکده کشاورزی، دانشگاه زنجان، زنجان، ایران
(تاریخ دریافت: ۱۳۹۷/۱۱/۱۶ - تاریخ پذیرش: ۱۳۹۸/۷/۱۳)

چکیده

Teucrium chamaedrys L. متعلق به تیره نعناع است و علاوه بر اینکه به‌عنوان یک گیاه پوششی زینتی در فضای سبز می‌تواند کاربرد داشته باشد، دارای خاصیت دارویی نیز می‌باشد. این پژوهش گلخانه‌ای به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی به‌منظور بررسی اثر قارچ مایکوریزا (عدم تلقیح، تلقیح با سویه *Funneliformis mosseae* و تلقیح با سویه *Rhizophagus intraradices* بر ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیکی *T. chamaedrys* L. در شرایط تنش شوری (صفر، ٦٠ و ١٢٠ میلی‌مولار کلرید سدیم) با چهار تکرار اجرا شد. در شرایط تنش شوری، کاربرد قارچ مایکوریزا رشد ریشه، میزان کلروفیل، پرولین و میزان فسفر برگ‌ها را افزایش و میزان سدیم و نشت الکترولیت برگ‌ها را کاهش داد. بیشترین میزان وزن خشک ریشه (٤٤/٥٣ گرم) مربوط به شوری ٦٠ میلی‌مولار با کاربرد قارچ *F. mosseae* بود. در تیمار ١٢٠ میلی مولار کلرید سدیم، کاربرد *F. mosseae* وزن خشک برگ‌ها را ١٢/٧ درصد نسبت به گیاهان تلقیح نشده افزایش داد. بیشترین میزان سدیم (١١/٩٧ mg/g) در تنش شوری ١٢٠میلی‌مولار بدون تلقیح قارچ مشاهده شد. گیاهانی که در شرایط بدون تنش با قارچ *F. mosseae* تلقیح شده بودند بیشترین میزان فسفر برگ (٢٣/٩٩ mg/g) را نشان دادند. در تمام سطوح شوری بین دو گونه‌ی *F. mosseae* و *R. intraradices* تفاوت معنی‌داری در صفات کلروفیل، پرولین و نشت الکترولیت مشاهده نشد. نتایج نشان داد استفاده از هر دو گونه قارچ *F. mosseae* و *R. intraradices* سبب بهبود تحمل به شوری *T. chamaedrys* می‌شود و این اثر با کاربرد *F. mosseae* تشدید می‌گردد.

واژه‌های کلیدی: کلرید سدیم، کود زیستی، گیاه پوششی.

Effect of mycorrhizal fungi on morphophysiologycal traits of *Teucrium chamaedrys* L. under salt stress conditions

Bita Dianati[1], Masoud Arghavani[2*], Azizollah Kheiri[2] and Setareh Amanifar[2]
1, 2. M.Sc. Student and Assistant Professor, Faculty of Agriculture, University of Zanjan, Zanjan, Iran
(Received: Feb. 05, 2019 - Accepted: Oct. 05, 2019)

ABSTRACT

Teucrium chamaedrys L. belongs to Lamiaceae family and besides its usage as a ground cover plant in landscape, it has medicinal properties as well. This greenhouse study was carried out in a factorial experiment based on completely randomized design with four replications to evaluate the effects of mycorrhizal fungi (non-inoculated, inoculated with *Funneliformis mosseae*, inoculated with *Rhizophagus intraradices*) on morphophysiological responses of *T. chamaedrys* L. under salinity stress (0, 60 and 120 mM NaCl). Under salinity conditions, application of mycorrhizal fungi increased root growth, chlorophyll, proline and phosphorus content and reduced electrolyte leakage and sodium content. The highest dry weight of root (44.53 g) was observed in 60 mM salinity using *F. mosseae.* In 120 mM salinty treatment, applicatin of *F. mosseae* caused 12.7 percent increas in leaf dry weight compared to non-inoculated plants. The highest sodium content (11.97 mg /g) was detected in 120 mM salinity treatment without inoculation. Non-stressed plants that inoculated with *F. mosseae* showed the maximum amount of phosphorus (23.98 mg /g). There was no significant difference between *F. mosseae* and *R. intraradices* treatments in chlorophyll, proline and ion leakage in all salinity levels. The results clarify that application of both *F. mosseae* and *R. intraradices* were beneficial for *T. chamaedrys* tolerance to salinity stress and this effect was more pronounced with *F. mosseae.*

Keywords: Biofertilizer, ground cover plant, sodium chloride.

* Corresponding author E-mail: arghavani@znu.ac.ir

مقدمه

گیاه *Teucrium chamaedrys* L. که به نام‌های مریم نخودی طناز و مریم نخودی بوته‌ای شناخته می‌شود متعلق به تیره نعناعیان (Lamiaceae) و بومی منطقه مدیترانه است. ارتفاع گیاه ۱۰ تا۵۰ سانتی‌متر با پوشش کرکی متنوع و برگ‌هایی بیضوی شکل است. گل‌ها خوشه‌ای و به رنگ قرمز روشن بوده که در اواسط بهار تا اواسط تابستان در انتهای ساقه ظاهر می‌شود (Mozaffarian, 2015). این گیاه علاوه بر اینکه به‌عنوان یک گیاه پوششی زینتی در فضای سبز می‌تواند کاربرد داشته باشد، دارای خاصیت دارویی نیز می‌باشد. و در طب سنتی برای درمان دیابت، چربی خون، التهاب، اسهال و انواع دیگر بیماری‌ها به‌کار می‌رود (Bruno *et al.*, 2004). از این رو توسعه کشت این گیاه با توجه به مصارف ارزنده ی زینتی و دارویی آن دارای اهمیت است.

گیاهان همیشه تحت تأثیر تنش‌های مختلف محیطی قرار دارند. تنش شوری ازجمله جدی‌ترین عوامل محدودکننده‌ی رشد و تولید محصول در مناطق خشک و نیمه‌خشک می‌باشد، که در اثر فرآیندهای طبیعی یا آبیاری محصول با آب شور در بسیاری از این مناطق رخ می‌دهد (Lauchli & Epstein, 1990). افزایش شوری باعث تأثیرات نامطلوب بر سطح سلول، بافت و اندام گیاهی می‌شود (Munns, 2002). تجمع نمک در اندام‌های هوایی می‌تواند سطح فتوسنتزکننده گیاه را از طریق کاهش در تقسیم سلولی و توسعه سلولی کاهش دهد و همچنین یون سدیم پیری برگ را افزایش می‌دهد و باعث کاهش کارایی فتوسنتز می‌شود (Munns & Termaat, 1986).

ترکیب و استفاده از فاکتورهای زراعی از جمله کودهای زیستی علاوه بر بهبود شرایط خاک، مقاومت گیاه را در برابر تنش‌های محیطی افزایش می‌دهد و به بهبود تولید محصول در شرایط تنش شوری کمک می‌کند (Al-Karaki, 2000). استفاده بهینه از منابع بیولوژیک در کشاورزی به‌دلیل مقرون به‌صرفه‌بودن و کاهش آلودگی‌های محیطی از لحاظ جنبه‌های اقتصادی و زیست‌محیطی دارای اهمیت بوده و می‌تواند جایگزین مناسبی برای فراورده‌ها و کودهای شیمیایی باشد (Dodd, 2000). در سال های اخیر استفاده از قارچ مایکوریزا به‌عنوان کود زیستی توجه بسیاری از محققان را به خود جلب کرده است. قارچ‌های مایکوریزا آربوسکولار با ریشه‌های بیش از ۸۰٪ گونه‌های گیاهی همزیستی دارند (Smith & Read, 2008) و در مورد گیاه *T. chamaedrys* L. درصد همزیستی ۹۰ درصدی گزارش شده است (Zubek *et al.*, 2007). همچنین در مطالعه‌ای که روی ۱۷ گونه از گیاهان خانواده نعناع انجام شد بالاترین درصد کلونیزاسیون (۸۱ درصد) در گیاه کلپوره نمدی (*Teucrium polium*) مشاهده شد (Safari Sinegani & Elyasi Yeganeh, 2017). هیف‌های قارچ مایکوریزا قادر به رشد در مناطقی از خاک بوده که ریشه‌ها و تارهای کشنده قادر به نفوذ در آن نیستند، در نتیجه دسترسی گیاه به عناصر غیر متحرک مانند فسفر که جریان آن به سمت ریشه به‌کندی صورت می‌گیرد، افزایش می‌یابد. همچنین قارچ مایکوریزا به‌دلیل افزایش سطح جذب و توان جذبی بیشتر هیف‌ها نسبت به سیستم ریشه‌ای قادر به جذب آب بیشتری است که با کاهش سمیت یونی باعث مقاومت بیشتر گیاهان در برابر تنش‌های شوری می‌شود (Jindal *et al.*, 1993). مطالعه تأثیر همزیستی قارچ مایکوریزا آربسکولار بر برخی شاخص‌های کیفی و فیزیولوژیکی گل لیزیانتوس گلدانی نشان داد که مایکوریزا باعث افزایش وزن تر و خشک اندام هوایی و ریشه، ارتفاع گیاه، تعداد غنچه، محتوای کلروفیل و نیتروژن برگها شد (Farrokhvand *et al.*, 2020). همچنین در گیاه گاوزبان آلمانی استفاده از مایکوریزا سبب افزایش شاخص سطح برگ، ارتفاع گیاه، وزن هزاردانه، بهبود عملکرد سرشاخه گل‌دار، عملکرد زیستی و درصد موسیلاژ گردید (Shahbazi *et al.*, 2019). امروزه به دلیل افزایش شوری آب و خاک در بسیاری از نقاط کشور امکان کشت و توسعه گیاهان پوششی وجود ندارد و به همین دلیل فضای سبز این مناطق از کیفیت مطلوبی برخوردار نیست. بنابراین نتایج این تحقیق می‌تواند زمینه‌ساز پیش برد کمی و کیفی فضای سبز و همچنین چگونگی مدیریت صحیح پوشش گیاهی با استفاده از کودهای زیستی باشد.

هدف از انجام پژوهش حاضر، بررسی اثر قارچ مایکوریزا بر خصوصیات مورفوفیزیولوژیکی *T. chamaedrys* L. در شرایط تنش شوری بود.

مواد و روش‌ها

این پژوهش به‌منظور بررسی اثر قارچ مایکوریزا بر خصوصیات مورفوفیزیولوژیکی گیاه *T. chamaedrys* L. در شرایط تنش شوری به صورت آزمایش فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در ۴ تکرار در سال ۱۳۹۶ در گلخانه تحقیقاتی گروه علوم باغبانی دانشکده کشاورزی دانشگاه زنجان انجام شد. تیمارهای آزمایش شامل شوری در ۳ سطح (صفر، ۶۰ و ۱۲۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) و فاکتور دوم شامل ۳ سطح استفاده از قارچ مایکوریزا (عدم تلقیح، تلقیح با سویه *Rhizophagus intraradices* و تلقیح با سویه *Funneliformis mosseae*) بود.

ابتدا برای تکثیر مایه تلقیح از کشت گلدانی استفاده شد (Mukerji *et al.*, 2002). مایه تلقیح مورد استفاده از آزمایشگاه بیولوژی خاک دانشگاه شیراز تهیه گردید و از ریشه گیاه سورگوم به‌عنوان گیاه میزبان جهت تکثیر مایه تلقیح قارچی استفاده گردید. جهت تلقیح با گونه‌های قارچ مایکوریزا، مایه تلقیح قارچ شامل اندام‌های قارچی و قطعات ریشه‌های کلونیزه شده و کلونیزه نشده به همراه خاک به میزان ۱۴۰ گرم با پتانسیل حدود ۱۳ اسپور در هر گرم مایه تلقیح به‌ازای هر گلدان به خاک بستر در تیمارهای موردنظر اضافه شد. به منظور یکسان شدن بستر و وزن گلدان‌ها مقدار ۱۴۰ گرم از بستر گلدان‌های شاهد تلقیح نشده با قارچ که در مرحله تکثیر مایه تلقیح نگهداری شده بودند به تیمارهای بدون قارچ در کاشت اصلی اضافه گردید.

بستر کاشت مخلوطی از ماسه و پرلیت (با نسبت حجمی ۱:۱) تهیه و در گلدان‌های پلاستیکی به قطر ۲۱ سانتی‌متر ریخته شد. در شهریورماه ۱۳۹۶ نشای گیاه (ارتفاع ۲۰ سانتی‌متر) از واحد فضای سبز شهرداری زنجان تهیه و پس از شستشوی ریشه‌ها با آب و حذف ریشه‌های آسیب دیده، به گلدان منتقل شدند. همزمان با انتقال نشای گیاهان ۱۴۰ گرم از مایه تلقیح مذکور در عمق ۵ سانتی‌متری و اطراف ریشه قرار داده شد و با بستر کاشت مخلوط شد. هر واحد آزمایشی شامل یک گلدان و در مجموع ۳۶ گلدان استفاده شد. گلدان‌ها به مدت ۴ ماه در گلخانه با میانگین دمای ۲۵°C در روز و ۱۵ °C در شب با نور طبیعی نگهداری شدند. سپس تیمارهای شوری (صفر، ۶۰ و ۱۲۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) با اضافه‌کردن نمک به محلول‌های غذایی اعمال گردید. برای جلوگیری از واردشدن شوک به گیاه، اضافه‌کردن نمک به محلول غذایی به‌تدریج و طی یک هفته صورت گرفت و سپس به مدت ۸ هفته ادامه پیدا کرد. ۲۰ درصد آبشویی برای جلوگیری از انباشت نمک در اطراف ریشه در هر گلدان در نظر گرفته شد، به‌طوری‌که هدایت الکتریکی زه‌آب و آب داده شده به هر تیمار تقریبا یکسان باشد. از ابتدا تا انتهای آزمایش تغذیه گیاهان روزانه و به شکل کودآبیاری با غلظت یک در هزار کود کامل ۲۰-۲۰-۲۰ صورت گرفت. در اسفندماه سال ۹۶ صفات میزان رشد ریشه و برگ، میزان کلروفیل کل، پرولین، نشت یونی، عناصر سدیم، پتاسیم و فسفر برگ‌ها اندازه‌گیری شدند.

برای اندازه‌گیری رشد ریشه و برگ‌ها، در پایان آزمایش پس از خارج کردن گیاهان از گلدان، ریشه‌ها از بخش هوایی جدا شدند و پس از شستشو و جدا شدن ذرات ماسه، در آون به مدت ۴۸ ساعت در دمای ۷۲ درجه سانتی‌گراد خشک شده و وزن خشک آن‌ها محاسبه شد. وزن خشک برگ‌ها در هر گیاه نیز پس از خشک‌کردن آنها محاسبه شد.

جهت اندازه‌گیری میزان کلروفیل کل، مقدار ۰/۱ گرم از ماده تر (برگ) گیاهی جدا کرده و با ۱۰ میلی‌لیتر استون ۸۰٪ در هاون چینی به تدریج ساییده شد. سپس در دستگاه سانتریفیوژ با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه قرار گرفت. میزان جذب عصاره استخراج‌شده در طول موج‌های ۶۴۵ نانومتر و ۶۶۳ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد. سپس با استفاده از رابطه (۱) میزان کلروفیل کل محاسبه شد (Arnon, 1949).

$$\text{mg Chl/g FW} = [(20.2(D_{645nm})+(8.02(D_{663nm})\times V/G\times 1000]\times 1000 \quad (1)$$

که در این رابطه D نشان‌دهنده جذب عصاره، G

وزن تر برگ‌ها به میلی‌گرم و V حجم نهایی عصاره به میلی‌لیتر می‌باشد.

برای اندازه‌گیری میزان پرولین به‌طور خلاصه، ۰/۱ گرم نمونه تازه با استفاده از نیتروژن مایع و با ۱۰ میلی‌لیتر اسیدسولفوسالیسیلیک ۳ درصد در یک هاون چینی کوچک به مدت ۳ دقیقه ساییده و همگن گردید و مخلوط همگن حاصل با استفاده از کاغذ صافی واتمن ۲ صاف گردید. سپس از عصاره حاصل ۲ میلی‌لیتر در لوله آزمایش ریخته و ۲ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین و ۲ میلی‌لیتر اسیداستیک گلاسیال به آن افزوده شد. لوله‌های آزمایش به مدت یک ساعت در حمام آب گرم ۱۰۰ درجه سلسیوس قرار داده شد. پس از خنک شدن ۲ میلی‌لیتر تولوئن اضافه و ۱۵ تا ۲۰ ثانیه به شدت بهم زده شد. تا اینکه دو لایه مجزا از هم تشکیل گردید و پرولین وارد فاز تولوئن شد. جذب مایع رنگی حاوی پرولین در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل Analytikjena Specord 250) اندازه‌گیری شد و میزان پرولین با استفاده از منحنی‌های استاندار پرولین محاسبه شد (Bates, 1973).

برای اندازه‌گیری میزان سدیم، پتاسیم و فسفر موجود در برگ از روش خاکسترگیری خشک استفاده شد. برای این منظور نمونه‌ها پس از شستشو با آب مقطر به‌مدت ۴۸ ساعت در دمای ۷۲ درجه سلسیوس خشک شدند. یک گرم از هر نمونه پودر شده در بوته چینی ریخته شد و در کوره الکتریکی با دمای ۵۵۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۶ ساعت قرار داده شد تا به خاکستر سفید رنگ تبدیل شود. خاکستر حاصله با ۱۰ میلی‌لیتر کلریدریک‌اسید ۲ نرمال به‌صورت محلول درآمده و به ارلن‌مایر منتقل شد و به‌مدت یک ساعت در حمام آب گرم (بن ماری) با دمای ملایم قرار داده شد، سپس حجم عصاره حاصله پس از صاف‌کردن، با آب مقطر به ۱۰۰ میلی‌لیتر رسانده شد و این عصاره جهت اندازه‌گیری عناصر سدیم و پتاسیم، فسفر مورد استفاده قرار گرفت. میزان عناصر سدیم و پتاسیم موجود در عصاره با کمک محلول‌های استاندارد سدیم و پتاسیم و به‌وسیله دستگاه فلیم فتومتر (مدل Jenway PFP7) اندازه‌گیری شد. همچنین برای فسفر از روش رنگ‌سنجی، در طول موج ۴۸۰ نانومتر و با دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل Analytikjena Specord 250) استفاده شد (Chapman & Pratt, 1982).

به منظور محاسبه نشت الکترولیت، ۱ گرم از نمونه‌های برگی همراه با آب مقطر به مدت ۲۴ ساعت روی شیکر قرار داده شدند و هدایت الکتریکی اندازه‌گیری شد (Ec_1). پس از آن نمونه‌ها به مدت ۲۰ دقیقه در اتوکلاو با دمای ۱۲۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند و پس از سردشدن، مجددا هدایت الکتریکی آن‌ها اندازه‌گیری شد (Ec_2). میزان نشت الکترولیت به صورت درصد، از تقسیم هدایت الکتریکی اولیه بر هدایت الکتریکی سلول‌های مرده محاسبه شد (Ben Hamed *et al.*, 2007).

$$\text{درصد نشت الکترولیت} = \frac{Ec_1}{Ec_2} \times 100 \qquad (۲)$$

آنالیز واریانس داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار SAS 9.1.3 انجام شد. برای مقایسه میانگین‌ها از آزمون LSD در سطح احتمال ۰/۰۵ استفاده شد.

نتایج و بحث

وزن خشک ریشه و برگ

برهمکنش تنش شوری و قارچ مایکوریزا، بر وزن خشک ریشه و برگ در سطح احتمال پنج درصد معنی‌دار شد (جدول ۱). افزایش شوری تا غلظت ۶۰ میلی‌مولار روند افزایشی در میزان وزن خشک ریشه داشت ولی در غلظت ۱۲۰ میلی‌مولار نمک این روند کاهش پیدا کرد به‌طوری‌که بیشترین میزان وزن خشک ریشه مربوط به شوری ۶۰ میلی‌مولار با کاربرد قارچ *F. mosseae* (۴۴/۵۳ گرم) بود و کمترین میزان وزن خشک ریشه در شوری ۱۲۰ میلی‌مولار و بدون کاربرد مایکوریزا (۱۶/۶۹ گرم) به‌دست آمد (شکل ۱). در تمام سطوح شوری کاربرد قارچ مایکوریزا موجب افزایش وزن خشک ریشه نسبت به تیمار بدون قارچ شد. در شرایط بدون تنش و تنش شوری ۱۲۰ میلی‌مولار نمک، بین دو گونه قارچ *F. mosseae* و *R. intraradices* از نظر آماری تفاوت معنی‌داری وجود نداشت (شکل ۱).

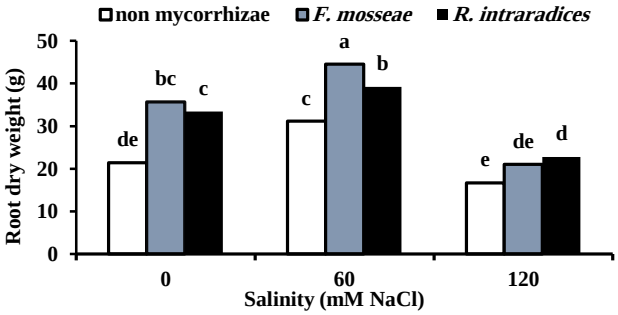
جدول ۱. نتایج تجزیه واریانس اثر تنش شوری و قارچ مایکوریزا بر صفات اندازه گیری شده *T. chamaedrys* L.

Table 1. Results of variance analysis effect of salinity stress and mycorrhizal fungi on the measured traits of *T. chamaedrys*

Source of Variation	df	Mean of Squares							
		Root dry weight	Leaf dry weight	Chlorophyll	Proline	Electrolyte leakage	Sodium	Potassium	Phosphorous
Salinity	2	989.286**	17.476**	44.541**	3935.016**	5813.825**	212.313**	309.368**	716.472**
Mycorrhizal fungi	2	387.865**	0.372**	6.065**	6.668ns	944.933**	22.701**	10.194**	75.454**
Salinity×Mycorrhizal fungi	4	34.791*	0.042 *	1.237*	152.080**	109.785**	4.680**	0.314ns	5.121*
Error	27	10.327	0.014	0.307	24.230	22.066	1.063	0.879	1.868
C. V. (%)		10.875	2.159	8.495	20.823	12.60	18.141	7.764	11.515

ns، * و **: به ترتیب نبود تفاوت معنی‌دار و تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال ۵ و ۱ درصد.

ns, *, **: Non-significantly difference and significantly difference at 5 and 1% of probability levels, respectively.



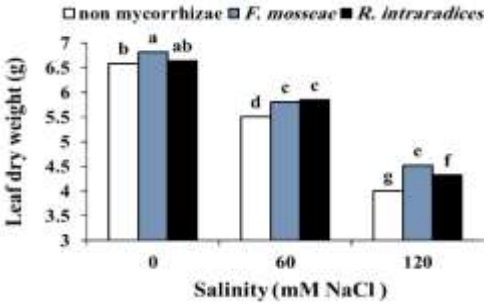
شکل ۱. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش شوری و گونه‌های قارچ مایکوریزا بر وزن خشک ریشه *T. chamaedrys* L.

Figure 1. Mean comparison interaction effect of salinity stress and mycorrhizal fungi species on root dry weight of *T. chamaedrys*.

با افزایش سطح شوری میزان رشد برگ‌ها کاهش یافت. کاربرد قارچ مایکوریزا سبب افزایش وزن خشک برگ‌ها در شرایط تنش شوری شد. در شرایط شوری صفر، بین گیاهان تلقیح‌نشده و تیمار قارچ *R. intraradices* تفاوت معنی‌داری از نظر رشد برگ‌ها وجود نداشت. ولی استفاده از قارچ *F. mosseae* افزایش معنی‌داری در رشد برگ‌ها ایجاد کرد. در شوری ۶۰ میلی‌مولار تفاوت بین دو تیمار قارچ مایکوریزا معنی‌دار نبود ولی در تیمار ۱۲۰ میلی مولار نمک قارچ *F. mosseae* به ترتیب سبب افزایش ۱۲/۷ و ۴/۶ درصدی رشد برگ‌ها نسبت به گیاهان تلقیح نشده و تیمار *F. intraradices* شد (شکل ۲).

بنابر نتایج این تحقیق سطوح کم شوری باعث افزایش میزان رشد ریشه می‌شود، ولی با افزایش غلظت شوری رشد ریشه کاهش می‌یابد که با نتایج تحقیقات انجام شده توسط دیگر محققان همخوانی داشت (Kurban *et al.*, 1999; Khan *et al.*, 1999). دارابودن وزن ریشه بیشتر و به‌دنبال آن جذب آب و مواد غذایی از فضای بیشتری از خاک، یکی از ویژگی‌هایی است که در ایجاد تحمل به تنش شوری مؤثر است (Garratt *et al.*, 2002) و می‌تواند یکی از دلایلی باشد که باعث افرایش وزن خشک ریشه در سطوح پایین شوری می‌شود همچنین جلوگیری از توسعه برگ در شرایط تنش، میزان مصرف کربن و انرژی را در اندام هوایی کاهش می‌دهد و سهم بیشتری از مواد فتوسنتزی گیاه در ریشه توزیع می‌گردد، در نتیجه توانایی جذب آب و مواد معدنی توسط ریشه بیشتر شده و افزایش نسبت ریشه به اندام هوایی حاصل می‌شود (Banwarie *et al.*, 1994). ولی با افزایش غلظت شوری و تجمع سدیم و کلرید در خاک، باعث ایجاد مسمومیت و عدم تعادل تغذیه‌ای در سلول‌ها شده و رشد را کاهش می‌دهد (Havlin *et al.*, 2004)، اما تلقیح با قارچ مایکوریزا در شرایط شوری، اثرات منفی شوری را کاهش می‌دهد. قارچ‌های مایکوریزا با داشتن شبکه‌ی هیفی گسترده و افزایش سطح و سرعت جذب، کارایی گیاهان را در جذب آب و عناصر غذایی نظیر نیتروژن، فسفر، منیزیم، مس و روی از منطقهِ تخلیه عناصر غذایی افزایش داده و

موجب بهبود رشد و وضعیت تغذیه ای و نهایتاً منجر به افزایش سرعت فتوسنتز گیاه و وزن خشک گیاه می‌شود (Smith & Read, 2008). افزایش میزان رشد ریشه و شاخساره در اثر کاربرد مایکوریزا تحت تنش شوری در نتایج تحقیقات دیگر نیز نشان داده شده است (Asghari, 2008; Dolatabadi *et al.*, 2012).

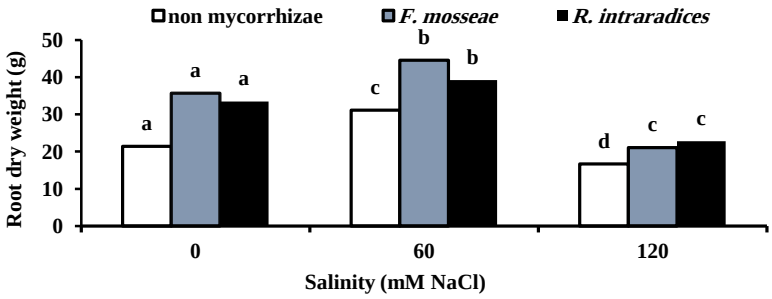


شکل ۲. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش شوری و گونه‌های قارچ مایکوریزا بر وزن خشک برگ *T. chamaedrys* L.

Figure 2. Mean comparison interaction effect of salinity stress and mycorrhizal fungi species on leaf dry weight of *T. chamaedrys*.

کلروفیل کل

تنش شوری و قارچ مایکوریزا بر میزان کلروفیل کل در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار شد (جدول ۱). قارچ مایکوریزا در گیاهان شاهد تاثیر معنی‌داری در میزان کلروفیل نداشت (تقریباً مشابه بوده)، همچنین در تمام سطوح شوری بین دو گونه *F. mosseae* و *R. intraradices* از نظر آماری تفاوت معنی‌داری مشاهده نشد (شکل ۳). در سطوح شوری ۶۰ میلی‌مولار و ۱۲۰ میلی‌مولار کاربرد هر دو گونه‌ی قارچ مایکوریزا موجب افزایش میزان کلروفیل کل نسبت به تیمار بدون مایکوریزا شد (شکل ۳). یکی از اثرات تنش شوری، تأثیر بر میزان رنگدانه‌های فتوسنتزی است. کاهش مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی در شرایط تنش شوری و خشکی می‌تواند عمدتا به دلیل تخریب ساختار کلروپلاست و سیستم فتوسنتزی، فتواکسیداسیون کلروفیل‌ها، واکنش آن‌ها با رادیکال‌های آزاد اکسیژن، تخریب پیش‌ماده‌های سنتز کلروفیل و جلوگیری از بیوسنتز کلروفیل‌های جدید و فعال‌شدن آنزیم‌های تجزیه‌کننده کلروفیل، از جمله کلروفیلاز باشد (Sultana *et al.*, 1999). از سوی دیگر تنش شوری منجر به افزایش غلظت تنظیم‌کننده‌های رشد مانند آبسیزیک‌اسید و اتیلن می‌شود که تحریک‌کننده آنزیم کلروفیلاز هستند و به این ترتیب کلروفیل تحت تاثیر این آنزیم تجزیه می‌شود (Orabi *et al.*, 2010). تیمار قارچی نقش به سزایی در حفاظت رنگدانه‌های فتوسنتزی کلروفیل در شرایط تنش داشته است. قارچ مایکوریزا از طریق افزایش جذب آب و عناصر غذایی دخیل در سنتز کلروفیل نظیر نیتروژن و منیزیم موجب افزایش فعالیت آنزیم‌های مسئول سنتز کلروفیل می‌شود و به دنبال آن غلظت کلروفیل افزایش و میزان فتوسنتز بهبود می‌یابد (Giri *et al.*, 2004). در یک تحقیق گزارش شده است که همزیستی گیاهان با مایکوریزا بر ویژگی‌های فیزیولوژیکی از جمله غلظت کلروفیل کل (افزایش ۱۹ درصدی)، سرعت فتوسنتز در برگ‌ها (۳ برابر)، میزان و سرعت تثبیت کربن در گیاهان تلقیح شده نسبت به گیاه شاهد تأثیر مثبت داشت (Ghollarata & Raiesi, 2007). افزایش کلروفیل برگ در گیاهان مایکوریزایی دیگری مثل *Lotus glaber* و *Jatropha curcas* تحت تنش شوری گزارش شد که با نتایج تحقیق حاضر مطابقت دارد (Sannazzaro *et al.*, 2007; Asghari, 2008).

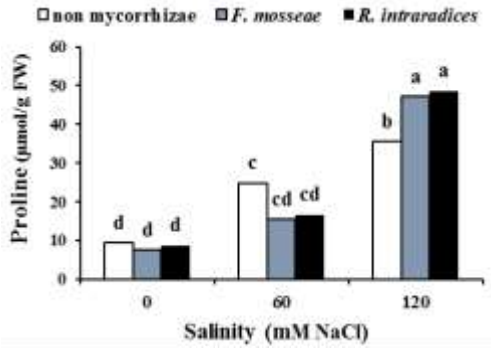


شکل ۳. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش شوری و گونه‌های قارچ مایکوریزا بر میزان کلروفیل کل *T. chamaedrys* L.

Figure 3. Mean comparison interaction effect of salinity stress and mycorrhizal fungi species on total chlorophyll content of *T. chamaedrys*.

پرولین

میزان برهمکنش بین سطوح قارچ مایکوریزا و شوری، اثر معنی‌داری بر میزان پرولین گیاه در سطح احتمال یک درصد داشت (جدول ۱). قارچ مایکوریزا در شرایط بدون تنش تفاوت معنی‌داری بر میزان پرولین نداشت. در شوری ۶۰ میلی‌مولار، بیشترین مقدار پرولین (µmol/g۲۴/۶۲) در تیمار فاقد قارچ مشاهده شد. ولی با افزایش غلظت شوری به ۱۲۰ میلی‌مولار میزان پرولین در تیمارهای تلقیح‌شده با قارچ بیشتر از تیمار بدون قارچ بود. در تمام سطوح شوری، بین گونه‌های قارچ مایکوریزا تفاوت معنی‌داری از نظر آماری مشاهده نشد (شکل ۴).



شکل ۴. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش شوری و گونه‌های قارچ مایکوریزا بر میزان پرولین *T. chamaedrys* L.

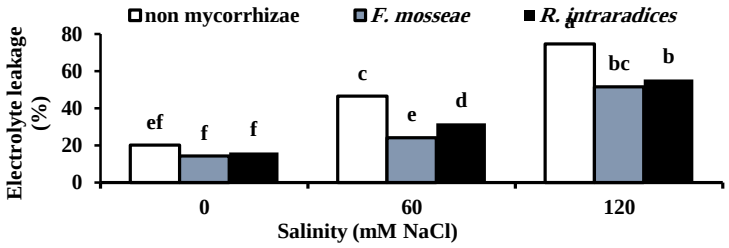
Figure 4. Mean comparison interaction effect of salinity stress and mycorrhizal fungi species on proline content of *T. chamaedrys*.

طی مطالعاتی که روی گیاه *Rosmarinus officinalis* L. انجام شد نشان داد که مقدار محتوای پرولین در این گیاه با افزایش سطح شوری افزایش یافت (Kiarostami *et al.*, 2010). نقش همزیستی مایکوریزی در مقابل شرایط تنش را می‌توان به افزایش هدایت روزنه‌ای و تنفس برگ ضمن افزایش جذب فسفر و پتاسیم ارتباط داد. کاهش پرولین در برگ شاخص مناسبی برای مقاومت به تنش اسمزی در شرایط تنش کم است که به دلیل رقابتی که با مسیر کربوهیدرات ایجاد می‌کند، می‌توان انتظار داشت که پرولین در برگ کاهش و کربوهیدرات افزایش یابد (Ruiz-lozno, 2003). از طرف دیگر به نظر می‌رسد با افزایش سطوح شوری، گیاهان مایکوریزایی برای مقابله با اثر مخرب شوری توانایی تولید پرولین بیشتری را نسبت به گیاهان فاقد مایکوریزا دارند که این باعث حفظ پایداری غشا و آنزیم‌ها و در نهایت افزایش مقاومت گیاه در برابر تنش شوری می‌شود. تحقیقی که روی سیر انجام شده بود، نشان داد که میزان پرولین در حضور قارچ مایکوریزا تحت تنش شوری افزایش می‌یابد (Bord *et al.*, 2010).

نشت الکترولیت (EL)

در بررسی اثر متقابل قارچ مایکوریزا و سطوح مختلف شوری مشاهده شد که بیشترین درصد نشت الکترولیت در تنش ۱۲۰ میلی‌مولار و فاقد قارچ مایکوریزا (۷۵/۵۹ درصد) و کمترین میزان نشت الکترولیت در شرایط بدون تنش با تلقیح قارچ مایکوریزا بود. در تمام سطوح شوری کاربرد مایکوریزا به ویژه گونه *F. mosseae* موجب کاهش نشت الکترولیت شد، اما در تیمار بدون تنش تفاوت معنی‌داری در میزان نشت الکترولیت بین گونه‌های قارچ *F. mosseae* و *R. intraradices* دیده نشد (شکل ۵).

با افزایش شوری دسترسی گیاه به آب کاهش یافته و تنش آب وارده به گیاه افزایش می‌یابد و در نتیجه غشای سلول‌ها به‌شدت آسیب خواهند دید. آسیب غشای سلولی، باعث افزایش نشت محلول‌های سلولی مانند پتاسیم، آمینواسیدها، کربوهیدرات‌ها و در مجموع، الکترولیت‌های مختلف، به خارج از سلول می‌شود (Mandhanis *et al.*, 2006). مطالعات متعدد تأکیدکننده نقش مثبت همزیستی مایکوریزا در کاهش نشت غشا و حفظ پایداری غشاهای سلول بوده است (Evelin *et al.*, 2009). گزارش‌ها نشان می‌دهد پایداری غشا در گیاهان آکاسیای تلقیح‌شده با مایکوریزا در سطوح مختلف شوری نسبت به گیاهان غیرمایکوریزا بیشتر است (Garg & Manchanda, 2008). این پایداری می‌تواند به دلیل افزایش محتوای آب سلول، جذب فسفر و سایر عناصر و یا فعالیت افزایش‌یافته آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیر آنزیمی باشد (Feng *et al.*, 2002).



شکل ۵. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش شوری و گونه‌های قارچ مایکوریزا بر نشت الکترولیت *T. chamaedrys* L.

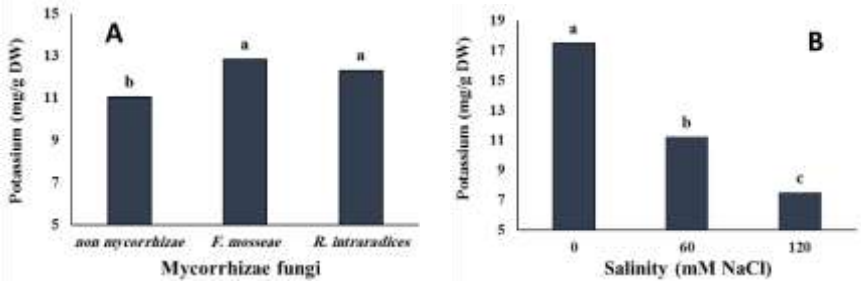
Figure 5. Mean comparison interaction effect of salinity stress and mycorrhizal fungi species on electrolyte leakage of *T. chamaedrys*.

سدیم و پتاسیم

در پژوهش حاضر، افزایش سطوح شوری باعث کاهش پتاسیم شد و بیشترین میزان پتاسیم در شرایط بدون تنش (۱۷/۵۳ میلی‌گرم بر گرم) به‌دست آمد. کاربرد قارچ مایکوریزا بطور معنی‌داری منجر به افزایش یون پتاسیم نسبت به تیمار عدم تلقیح با قارچ شد. ولی بین گونه‌های قارچ *F. mosseae* و *R. intraradices* از نظر آماری تفاوت معنی‌داری مشاهده نشد (شکل ۶). جدول تجزیه واریانس نشان داد که برهمکنش شوری و قارچ مایکوریزا بر میزان سدیم معنی‌دار و بر میزان پتاسیم معنی‌دار نشد (جدول ۱). گونه‌های قارچ مایکوریزا در تمام سطوح شوری باعث کاهش میزان سدیم نسبت به تیمار عدم تلقیح شدند ولی بین دو گونه‌ی قارچ به کاربرده شده تفاوت معنی‌داری از نظر آماری در سطوح شوری مشاهده نشد. بیشترین میزان سدیم در تنش شوری ۱۲۰میلی-مولار بدون تلقیح قارچ (۱۱/۹۷ mg/g) و کمترین میزان سدیم در شرایط بدون تنش (۱/۳۵ mg/g) مشاهده شد (شکل۷). کاهش مقدار پتاسیم و افزایش مقدار سدیم یکی از بارزترین اثرات تنش شوری می‌باشد که در بسیاری از گزارش‌ها به آن اشاره شده است. از جمله تاثیرات مهم افزایش نمک سدیم‌کلراید رقابت آن با عنصر پتاسیم و یون نیترات است. در میان عناصر غذایی گیاه، پتاسیم دومین عنصر پس از نیتروژن است که به مقدار زیادی توسط گیاه جذب می‌شود و باعث خنثی‌کردن بارهای منفی پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک می‌شود و جایگزین شدن آن توسط سدیم می‌تواند موجب آسیب به گیاه شود (Botrini *et al.*, 2000). اساس تحمل بالاتر گیاهان مایکوریزایی نسبت به گیاهان غیر مایکوریز در شرایط شوری را می‌توان به جلوگیری از جذب سدیم از خاک یا ذخیره سدیم در هیف‌های درون سلولی قارچ در ریشه نسبت داد که موجب کاهش ورود سدیم به اندام هوایی می‌شود (Hammer *et al.*, 2011). توانایی قارچ در تنظیم فشار اسمزی گیاه سبب شده که تحمل گیاه در برابر تنش شوری افزایش یابد (Al-Khaliel, 2010). در تحقیقی که بر روی نخود انجام شد نشان داد که قارچ *Glomus mosseae* با تنظیم جذب موادغذایی و ممانعت از تجمع سدیم در برگ، رشد گیاه و جذب عناصر K^+، N، P و Ca^+ را در هر دو شرایط طبیعی و تنش افزایش می‌دهد (Garg & Chandel, 2001).

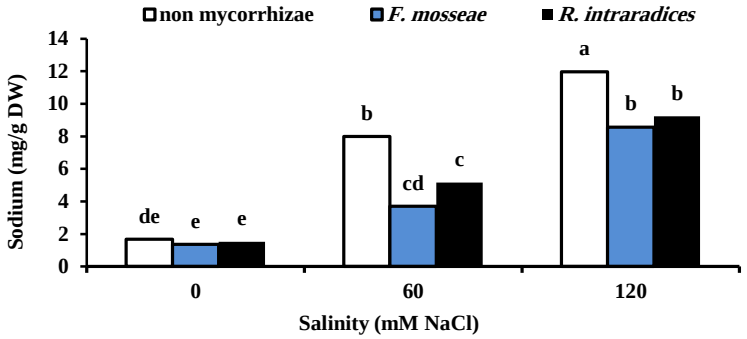
فسفر

نتایج برهمکنش تنش شوری و قارچ مایکوریزا بر میزان فسفر در سطح احتمال پنج درصد معنی‌دار شد (جدول۱). بیشترین میزان فسفر برگ در شرایط بدون تنش با کاربرد قارچ *F. mosseae* (۲۳/۹۹ mg/g) و کمترین میزان فسفر در تنش ۱۲۰ میلی‌مولار بدون تلقیح قارچ (۳/۵۲ mg/g) مشاهده شد. در شوری ۶۰ میلی‌مولار بین دو گونه *F. mosseae* و *R. intraradices* از نظر آماری تفاوت معنی‌داری مشاهده نشد (شکل ۸). در بیشتر گزارش‌ها، شوری منجر به کاهش غلظت فسفر در بافت‌های گیاهی شده است که با نتایج این آزمایش مطابقت دارد، زیرا یون‌های فسفات با یون‌های کلسیم، منیزیم و روی موجود درخاک‌های شور به سرعت رسوب کرده و به صورت غیرمتحرک درمی‌آید و از دسترس گیاهان خارج می‌گردند (Giri *et al.*, 2002; Munns, 1993). همچنین کاهش غلظت فسفر در گیاه می‌تواند نتیجه کاهش جذب بدلیل سازوکارهای جذب رقابتی بین فسفات و کلر باشد. چون افزایش شوری غلظت کلر در محیط را افزایش می‌دهد و در نتیجه بین جذب کلر و فسفات رقابت ایجاد می‌شود (Jindal *et al.*, 1993).



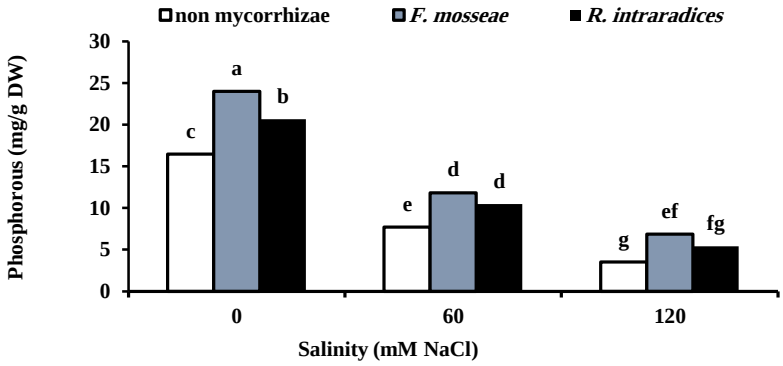
شکل ۶. مقایسه میانگین اثر گونه‌های قارچ مایکوریزا (A) و تنش شوری (B) بر میزان پتاسیم برگ *T. chamaedrys* L.

Figure 6. Mean comparison effect of mycorrhizal fungi species (A) and salnity stress (B) on leaves potassium content of *T. chamaedrys*.



شکل ۷. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش شوری و گونه‌های قارچ مایکوریزا بر میزان سدیم *T. chamaedrys* L.

Figure 7. Mean comparison interaction effect of salinity stress and mycorrhizal fungi species on sodium content of *T. chamaedrys*.



شکل ۸. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش شوری و گونه‌های قارچ مایکوریزا بر میزان فسفر *T. chamaedrys* L.

Figure 8. Mean comparison interaction effect of salinity stress and mycorrhizal fungi species on phosphorous content of *T. chamaedrys*.

محققان عقیده دارند قارچ‌های مایکوریزا باعث افزایش تحرک فسفر در خاک و کمک به جذب این عنصر در گیاه می‌شوند (Al-Karaki *et al.*, 2001). به نظر می‌رسد که افزایش جذب عناصر غذایی مانند فسفر به دلیل انتشار از طریق میسیلیوم‌های مایکوریزایی مرتبط با بافت‌های درونی ریشه و تشکیل یک سیستم جذب اضافی مکمل سیستم ریشه‌ای گیاه باشد که بهره‌برداری از حجم بیشتر خاک را ممکن می‌سازد که ریشه‌های تغذیه‌کننده به آن دسترسی ندارند. همچنین افزایش جذب فسفر در تیمارهای قارچ مایکوریزا به دلیل تأثیر این قارچ‌ها در ترشح اسید فسفاتازها، اگزالات‌ها و تراوش یون پروتون صورت می‌گیرد کاربرد قارچ مایکوریزا سبب تولید آنزیم فسفاتاز می‌شود که این امر می‌تواند فسفر را از منابع آلی، متحرک و قابل جذب کند (Giri &

(Mukerji, 2004). افزایش جذب فسفر در گیاهان مایکوریزایی تحت تنش شوری در نتایج دیگر تحقیقات از جمله پسته (Abbaspour *et al.*, 2005)، آکاسیا (Giri *et al.*, 2007) و پنبه (Tian *et al.*, 2004) نیز گزارش شد.

نتیجه‌گیری کلی

نتایج این تحقیق نشان داد که کاربرد قارچ مایکوریزا موجب افزایش عملکرد و بهبود صفات مورفوفیزیولوژیکی گیاه *T. chamaedrys* L. شد. همچنین کاربرد مایکوریزا توانست تأثیر منفی تنش شوری بر صفات اندازه‌گیری‌شده را تا حد قابل توجهی، کاهش دهد. در واقع درصورت کاشت این گیاه در مناطق با خاک شور همراه با کاربرد مایکوریزا می‌تواند منجر به افزایش مقاومت آن به شوری گشته و میزان رشد را افزایش دهد. بر اساس نتایج حاصل از این تحقیق، استفاده از هر دو گونه قارچ *F. mosseae* و *R. intraradices* نسبت به شاهد (بدون مایکوریزا) مثبت ارزیابی شد، هر چند که گونه *F. mosseae* در ارتباط با گیاه میزبان عملکرد بهتری نشان داد.

REFERENCES

1. Abbaspour, H., Fallahyan, F. & Fahimi, H. (2005). Effect of endomycorrhizal fungi and salt stress on nutrient acquisition and growth of *Pistacia vera* L. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 8, 1006-1010.
2. Al-Karaki, G. N. (2000). Growth of mycorrhizal tomato and mineral acquisition under salt stress. *Mycorrhiza*, 10, 51-54.
3. Al-Karaki, G. N., Hammad, R. & Rusan, M. (2001). Response of two tomato cultivars differing in salt tolerance to inoculation with mycorrhizal fungi under salt stress. *Mycorrhiza*, 11, 43-47.
4. Al-Khaliel, A. S. (2010). Effect of salinity stress on mycorrhizal association and growth response of peanut infected by *Glomus mosseae*. *Plant, Soil and Environment*, 56(7), 318-324.
5. Arnon, D. I. (1949). Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenol oxidases in *Beta vulgaris*. *Plant Physiolog*y, 24, 1-15.
6. Asghari, H. R. (2008). Vesicular arbuscular (VA) mycorrhizae improve salinity tolerance in pre-inoculation subterranean clover (*Trifolium subterraneum*) seedling. *International Journal of Plant Production*, 2, 243-256.
7. Banwarie, L., Kaushik, S. K. & Gautam, R. C. (1994). Effect of soil moisture regime, kaolin spray and phosphorus fertilizer on nodulation, P uptake and water use of lentil (*Lense culinaris*). *Indian Journal of Agronomy*, 39, 241-245.
8. Bates, S. (1973). Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant and Soil*, 39, 205-207.
9. Ben Hamed, K., Castagna, A., Salem, E., Ranieri, A. & Abdelly, C. (2007). Sea fennel (*Crithmum maritimum* L.) under salinity conditions: a comparison of leaf and root antioxidant responses. *Plant Growth Regulation*, 53, 185-194.
10. Bord, M., Dudhane, M. & Jite, P. K. (2010). Arbuscular Mycorrhizal (AM) fungi influences the photosynthetic activity, gowth and antioxidant enzymes in *Allium sativum* L. under salinity condition. *Notulae Scientia Biologica*, 2, 64-71.
11. Botrini, L., Lipucci, M., Paola, D. & Graifenberg, A. G. (2000). Potassium affects sodium content in tomato plants growing in hydroponic cultivation under saline- sodic strcss. *HorScience*, 35, 1220-1222.
12. Bruno, M., Rosselli, S., Maggio, A., Piozzi, F., Scaglioni, L., Arnold, N. & Simmonds, M. S. J. (2004). Neoclerodanes from *Teucrium oriental. Chemical and Pharmaceutical Bulletin*, 52(12), 1497-1500.
13. Chapman, H. D. & Pratt, F. P. (1982). *Determination of minerals by titration method. Methods of Analysis for Soils, Plants and Water* (2th ed.). Agriculture Division, California University.
14. Dodd, J. (2000). The role of arbuscular mycorrhizal fungi in agro-natural ecosystems. *Outlook on Agriculture*, 29(1), 63-70.
15. Dolatabadi, H., Mohammadi Goltapeh, E., Moieni, A. & Varma, A. (2012). Evaluation of different densities of auxin and endophytic fungi (*Piriformospora indica* and *Sebacina vermifera*) on Mentha piperita and *Thymus vulgaris* growth. *Journal of Biotechnology*, 11(7), 1644-1650.
16. Evelin, H., Kapoor, R. & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of Botany*, 104, 1263-1280.
17. Farrokhvand, I., Reezi, S., Barzegar, R. & Fattahi, M. (2020). Effect of symbiosis of several mycorrhiza arbuscular fungi species on some quality and physiological indices of potted lisianthus flower (*Eustoma grandiflorum* ‘Matador Blue). *Iranian Journal of Horticultural Science*, 50 (4), 815-824. (in Farsi)

18. Feng, G., Zhang, F. S., Li, X. I., Tian, C. Y., Tang, C. & 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.
19. Garg, N. & Chandel, S. (2011). Effect of mycorrhizal inoculation on growh, nitrogen fixation and nutrient uptake in *Cicer arietinum* (L.) under salt stress. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 35, 205-214.
20. Garg, N. & Manchanda, G. (2008). Effect of Arbuscular mycorrhizal inoculation of saltinduced nodule senescence in *Cajanus cajan* (pigeonpea). *Journal of Plant Growth Regulators*, 27, 115-124.
21. Garratt, L. C., Janagoudr, B. S., Lowe, K. C., Anthony, P., Power, J. B. & Davey, M. R. (2002). Salinity tolerance and antioxidant status in cotton cultures. *Free Radical Biology and Medicine*, 33(4), 502-511.
22. Ghollarata, M. & Raiesi. F. (2007). The adverse effects of soil salinization on the growth of *Trifolium alexandrinum* L. and associated microbial and biochemical properties. *Soil Biology and Biochemistry*, 39, 1699-1702.
23. Giri, B. & Mukerji, K. G. (2004). Mycorrhizal inculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field conditions: Evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. *Mycorrhiza*, 14, 307-312.
24. Giri, B., Kapoor, R. & Mukerji, K. G. (2002). Vesicular arbuscular (VA) mycorrhizal techniques/VAM technology in establishment of plants under salinity stress condition. In: Mukerji, K. G., Manoracheir, C. & Singh, J. (Eds), *Techniques in mycorrhizal studies.* (pp. 313-327). Kluwer, Dordrecht.
25. Giri, B., Kapoor, R. & Mukerji, K. G. (2007). Improved tolerance of *Acacia nilotica* to salt stress by arbuscular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum* may be partly related to elevated K/Na ratios in root and shoot tissues. *Microbial Ecology*, 54, 753-760.
26. 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.
27. Havlin, J. L., Beaton, J. D., Tisdale, S. L. & Nelson, W. L. (2004). *Soil Fertility and Fertilizers: An Introduction to Nutrient Management*. (7th Ed.). Pearson Prentice Hall.
28. Jindal, V., Atwal, A., Seckhon, B. S. & Singh, R. (1993). Effect of Vesicular-arbuscular mycorrhizae on metabolism of moong plant under NaCl salinity. *Plant Physiology and Biochemistry*, 31, 475-481.
29. Khan, M. A. & Duke, N. C. (2001). Halophytes- A resource for the future. *Wetland Ecology and Management*, 6,455-456.
30. Kiarostami, K., Mohseni, R. & Saboora, A. (2010). Biochemical changes of *Rosmarinus officinalis* under salt stress. *Journal of Stress Physiology and Biochemistry*, 6(3), 114-122.
31. Kurban, H., Saneoka, H., Nehira, K., Adilla, R., Premachandra, G. S. & Fujita, K. (1999). Effect of salinity on growth, photosynthesis and mineral composition in leguminous plant *Alhagi pseudoalhagi* (Bieb.). *Soil Science and Plant Nutrition*, 45, 851-862.
32. Lauchli, A. & Epstein, E. (1990). Plant responses to saline and sodic conditions. In: K. K. Tanji (Ed), *Agricultural Salinity Assessment and Management*. (pp. 113-137). ASCE, New York.
33. Mandhanis, S., Madan, S. & Sawhney, V. (2006). Antioxidant defense mechanism under salt stress in wheat seedlings. *Biologia Plantarum*, 50(2), 227-231.
34. Mozaffarian, V. (2015). *Identification of medicinal and aromatic plants of Iran*. Farhang Moaser Publishers. (in Farsi)
35. Mukerji, K. G., Manoharachary, C. & Chamola, B. P. (2002). *Techniques in mycorrhizal studies.* Kluwer Academic Publisher.
36. Munns, R. (1993). Physiological responses limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. *Plant Cell Environmental*, 16, 15-24.
37. Munns, R. (2002). Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell & Environment*, 25, 239-250.
38. Munns, R., & Termaat, A. (1986). Whole plant response to salinity. *Australian Journal of Plant Physiology*, 13, 143-160.
39. Orabi, S. A., Salman, S. R. & Shalaby, A. F. (2010). Increasing resistance to oxidative damage in cucumber (*Cucumis sativus* L.) plants by exogenous application of salicylic acid and paclobutrazol. *World Journal of Agriculture Science*, 6, 252-259.
40. Ruiz-lozno, J. M. (2003). Arbuscular mycorrhiza symbiosis and alleviation of osmotic stress new perspectives for molecular studies. *Mycorrhiz*,13, 309-317.
41. Safari Sinegani, A. A. & Elyasi Yeganeh, M. (2017). The occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in soil and root of medicinal plants in Bu-Ali Sina garden in Hamadan, Iran. *Biological Journal of Microorganism*, 5, 43-59.
42. Sannazzaro, A. I., Echeverria, M., Alberto, E. O., Ruiz, O. A. & Menendez, A. B. (2007). Modulation of polyamine balance in *Lotus glaber* by salinity and arbuscular mycorrhiza. *Plant Physiology and Biochemistry*, 45(1), 39-46.

43. Shahbazi, Z., Salehi, A., Movahedi Dehnavi, M. & Farajee, H. (2019). The effect of organic fertilizer and mycorrhizal fungus on morphological characteristics, shoot biomass and mucilage of borage (*Borago officinalis*). *Iranian Journal of Horticultural Science,* 50 (3), 561-570. (in Farsi)
44. Smith, S. E. & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis.* (3th ed.). Academic, London, UK.
45. Sultana, N., Ikeda, T. & Itoh, R. (1999). Effect of NaCl salinity on photosynthesis and dry matter accumulation in developing rice grains. *Environmental and Experimental Botany*, 42(3), 211-220.
46. Tian, C.Y., Feng, G., Li, X. L. & Zhang, F. S. (2004). Different effects of arbuscular mycorrhizal fungal isolates from saline or non-saline on salinity tolerance of plants. *Applied Soil Ecology*, 26(3), 143-148.
47. Zubek, S., Blaszkowski, J. & Mleczko, P. (2011). Arbuscular mycorrhizal and dark septate endophyte associations of medicinal plants. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 80(4), 285-292.