Iranian Journal of Horticultural Science
Vol 52, No 3, Autumn 2021 (633-645)
DOI: 10.22059/ijhs.2021.296302.1763

علوم باغبانی ایران
دورهٔ ۵۲، شمارهٔ ۳، پاییز ۱۴۰۰ (ص ۶۴۵-۶۳۳)

نشریه پژوهشی:

تأثیر تلقیح ریشه‌ای قارچ مایکوریزا (*Glomus mosseae*) بر تحمل به خشکی نهال‌های لیلکی ایرانی (*Gleditsia caspica* Desf)

پیام پوریافر[۱]، علیرضا خالقی[۲*]، احمدرضا عباسی‌فر[۲] و مینا تقی‌زاده[۲]
۱ و ۲. دانش‌آموخته کارشناسی ارشد و دانشیار، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه اراک، اراک، ایران
(تاریخ دریافت: ۱۳۹۸/۱۱/۲ - تاریخ پذیرش: ۱۴۰۰/۴/۱۵)

چکیده

خشکی یکی از مهمترین عوامل محیطی محدودکننده کشت گیاهان چوبی می‌باشد. به‌منظور افزایش تحمل نهال‌های لیلکی ایرانی به تنش خشکی از طریق همزیستی با قارچ آربسکولار مایکوریزا، آزمایشی به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سال‌های ۱۳۹۷-۱۳۹۵ اجرا شد. فاکتورهای آزمایش شامل مایکوریزا در دو سطح (تلقیح یا عدم تلقیح با *Glomus moseae*) و تنش خشکی در دو سطح (آبیاری یا عدم آبیاری) بود. تنش خشکی باعث کاهش معنی‌دار صفات رشدی از جمله محتوای آب نسبی، درصد ماده خشک اندام‌های هوایی و ریشه، محتوای کلروفیل کل، محتوای کاروتنوئید کل و شاخص پایداری غشاء سلولی و افزایش معنی‌دار محتوای پرولین شد. تلقیح ریشه نهال‌ها با قارچ مایکوریزا باعث بهبود محتوای آب نسبی (به‌میزان ۱۴ درصد)، محتوای کاروتنوئید کل (به‌میزان ۲۵ درصد)، درصد ماده خشک اندام‌های هوایی (به‌میزان ۴/۵ درصد)، درصد ماده خشک ریشه (به‌میزان ۶/۲ درصد) و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل (به‌میزان ۵۴/۸ درصد) نسبت به نهال‌های تلقیح‌نشده گردید. همچنین شاخص پایداری غشاء سلولی، محتوای کلروفیل کل، محتوای فنل کل و فلاونوئید کل در نهال‌های تلقیح شده نسبت به نهال‌های تلقیح نشده چه در شرایط تنش خشکی و چه در شرایط آبیاری نرمال بیشتر بود. به‌طورکلی، نتایج نشان داد قارچ مایکوریزا باعث بهبود ویژگی‌های رشدی و کاهش اثرات سوء تنش خشکی از طریق افزایش ترکیبات آنتی‌اکسیدانی در نهال‌های لیلکی ایرانی گردید.

واژه‌های کلیدی: آربسکولار مایکوریزا، تنش خشکی، لیلکی ایرانی.

Effect of root inoculation of mycorrhiza fungi (*Glomus mosseae*) on growth and resistance to drought stress in *Gleditsia caspica* seedlings

Payam Puryafar[1], Alireza Khaleghi[2*], Ahmadreza Abbasifar[2] and Mina Taghizadeh[2]
1, 2. M. Sc. Graduate and Associate Professor, Faculty of Agriculture and Natural Resources, Arak University, Arak, Iran
(Received: Jan. 22, 2020- Accepted: July 06, 2021)

ABSTRACT

Drought is one of the most important environmental factors which limit the growth of woody plant. In order to evaluvate the resistance of Caspian locust seedlings to drought stress through inoculation with arbuscular mycorrhiza fungi a factorial experiment was performed in completely randomized design in 2016-2018. The factors were included mycorrhiza at two levels (inoculation and uninoculated with *Glomus moseae*) and drought stress at two levels (Well-watered and withholding water). Drought stress significantly reduced growth traits such as relative water content, percentage of aerial and root dry biomass, content of total chlorophyll, total carotenoid content and cell membrane stability index and significantly increased proline content. Root inoculation of seedlings with mycorrhizal fungi improved relative water content (14%), total carotenoid content (25%), aerial dry biomass percentage (4.5%), root dry biomass percentage (6.2%), and total antioxidant capacity (54.8%) than to uninoculated seedlings. Also, cell membrane stability index, total chlorophyll content, total phenol content and total flavonoid content in inoculated seedlings were higher than non-inoculated seedlings under both drought and normal irrigation conditions. Overall, the results showed that mycorrhizal fungi improved growth characteristics and reduced adverse effects of drought stress by increasing antioxidant compounds in Caspian locust seedlings.

Keywords: Arbuscular mycorrhiza, Caspian locust, drought stress.

* Corresponding author E-mail: a-khaleghi@araku.ac.ir

مقدمه

لیلکی ایرانی (*Gleditsia caspica* Desf) از خانواده Fabaceae بوده و بومی منطقه هیرکانی و یکی از گونه‌های جنگلی ارزشمند ایران است و در ایران از آستارا تا گرگان انتشار یافته است. به‌دلیل ویژگی‌های مطلوب این گونه، از جمله کم توقع، مقاوم و سازگار بودن با شرایط بد محیطی، آن را از سایر گونه‌های جنگلی متمایز کرده است (Noroozi-Raeis-Danaie *et al*., 2009). همچنین، این گونه نسبت به هوای آلوده متحمل است (Huxley *et al.,* 1999) و توانایی همزیستی با برخی از میکروارگانیسم‌های خاکزی را دارد (Bainard *et al.*, 2011). این ویژگی‌ها، آن را به گیاهی ارزشمند جهت کشت در فضاهای سبز شهری تبدیل نموده است (Huxley *et al.,* 1999). با این حال، این گونه گیاهی به فضای سبز شهری ایران معرفی نشده است.

خشکی از مخرب‌ترین تنش‌های محیطی در مناطق خشک و نیمه خشک است که بیش از سایر تنش‌ها باعث کاهش رشد و نمو و در نهایت از بین رفتن گیاه می‌گردد (Khaleghi, 2014). از سویی، نهال‌های جوان بسیار حساس به تنش خشکی هستند و از عوامل اصلی صدمه به نهال‌ها پس از کشت، عدم مقاومت و یا سازگاری به خشکی است (Khaleghi *et al*., 2016). تنش‌های محیطی از جمله تنش خشکی موجب تولید گونه‌های فعال اکسیژن در گیاهان و موجب خسارت به ملکول‌های زیستی مثل لیپیدها، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک می‌شوند (Krasensky & Jonak, 2012; Zakerian *et al*., 2020). لذا، گیاهان برای ایستادگی در مقابل تنش‌های محیطی دارای انواعی از مکانیزم‌های سازگاری یا اجتناب از تنش مثل، توسعه سیستم‌های ریشه‌ای قوی و عمیق، سیستم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدان آنزیمی و غیرآنزیمی و تنظیم اسمزی هستند (Khaleghi, 2019). علاوه بر این، درختان در محیط‌های شهری نسبت به مناطق جنگلی با شرایط محیطی نامطلوبی از جمله خاک فشرده، بیش‌بود یا کمبود عناصر غذایی موجود در خاک، آلودگی‌های محیط مواجه هستند (Joshi & Swami, 2007). در این شرایط بیش از ۵۰ درصد نهال‌های کشت شده از بین می‌روند و درختان باقی مانده ضعیف و حساس به پاتوژن‌ها می‌شوند که به‌طور کلی باعث کاهش طول عمر آنها می‌گردد (Martinova *et al*., 2016). در جنگل‌های طبیعی بیشتر گونه‌های درختی رابطه همزیستی را با قارچ‌های مایکوریزا برقرار می‌کنند. قارچ‌های اکتومایکوریزا به‌طور گسترده‌ای با درختان مناطق معتدله متعلق به خانواده‌های Pinaceae، Fagaeae، Tiliaceae و Betulaceae دارای زندگی همزیست هستند (Martinova *et al*., 2016)، که با افزایش جذب آب و عناصر غذایی به‌ویژه فسفر و نیتروژن و افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی، متابولیت‌های ثانویه، هدایت هیدرولیکی و تبادل گازی ریشه گیاه، باعث القاء مقاومت در گیاهان میزبان می‌شوند (Frosi *et al*., 2016; Otgonsuren *et al*., 2016; Farrokhvand *et al*., 2020). لذا، این همزیستی باعث افزایش مقاومت گیاه به خشکی، تنش شوری، پاتوژن‌ها و حتی فلزات سنگین می‌شود (Martinova *et al*., 2016). بدلیل فواید این همزیستی، قارچ‌های اکتومایکوریزا، ممکن است نقش مهمی در مدیریت درختان شهری از جمله استقرار نهال‌های جوان داشته باشند. برای مثال مایکوریزا باعث بهبود رشد در درختانی همچون *Fagus sylvatica* (Shi *et al*., 2002)، *Pinus radiata* (Ortega *et al*., 2004) و *Macadamia tetraphylla* (Yooyongwech *et al.,* 2013) از طریق بهبود روابط آبی گیاه شد. Timonen & Kauppinen (2008) با مطالعه بر همزیستی قارچ‌های اکتومایکوریزا و ریشه درختان *Tilia cordata* رشد کرده در خیابان، نهالستان و جنگل، دریافتند که درختان دارای همزیستی از شاخص‌های سلامتی بالاتری برخوردار هستند. در بسیاری از گزارشات تایید شده است که جمعیت قارچ‌های اکتومایکوریزا در مناطق شهری کمتر از مناطق روستایی و جنگل‌های طبیعی است (Timonen & Kauppinen, 2008; Martinova *et al*., 2016).

بدلیل کمبود منابع آبی و همچنین از آنجائیکه حساس‌ترین مرحله رشدی درختان، مرحله استقرار نهال‌های جوان به‌ویژه در مناطق خشک است، ارائه راهکار یا راهکارهایی برای کاهش مصرف آب و یا بهبود استقرار گیاهان در شرایط کمبود آب، ضروری می‌باشد.

درخت لیلکی ایرانی پتانسیل بالایی برای کاربرد در فضای سبز از جمله کمربند سبز شهری دارد، اما از آنجائیکه نهال‌های جوان پیش از سازگاری، حساس به تنش خشکی هستند، مطالعه حاضر به‌منظور بررسی اثر همزیستی قارچ آرباسکولار مایکوریزا بر رشد و تحمل به خشکی نهال‌های یک‌ساله لیلکی انجام شد.

مواد و روش‌ها

در این مطالعه، اثر تلقیح ریشه‌ای قارچ آرباسکولار مایکوریزا بر رشد و تحمل به خشکی نهال‌های لیلکی ایرانی طی سالهای ۱۳۹۵ تا ۱۳۹۷ در فضای گلخانه و آزمایشگاه گروه علوم باغبانی دانشکده کشاورزی دانشگاه اراک مورد بررسی قرار گرفت. در ابتدا، بذور لیلکی ایرانی از باغ گیاه‌شناسی ملی ایران واقع در شهرک پیکان‌شهر تهران تهیه شدند. بذرها قبل از کشت با محلول اسید سولفوریک ۹۸٪ به مدت زمان ۶۰ دقیقه خراش‌دهی و پس از شست‌وشو با آب، در سینی نشاء با بستر حاوی کوکوپیت و پرلیت به نسبت ۲ به ۱ کشت گردیدند. پس از جوانه‌زنی، هر گیاه‌چه به گلدان پلاستیکی سایز ۱۰ منتقل شد. پس از گذشت یکسال ، ریشه نهال‌ها با قارچ مایکوریزا تلقیح و در گلدان‌های پلی اتیلن ۱۰ لیتری با قطر دهانه ۲۵ و ارتفاع ۳۰ سانتی‌متر که با بستر کشت حاوی رس، سیلت و شن (جدول ۱) پر شده بودند، کشت و تا زمان آغاز تنش، با محلول غذایی هوگلند تغییر یافته که فاقد فسفر بود تغذیه شدند.

مایه تلقیح قارچ به‌صورت پودر حاوی اندام قارچ مایکوریزا گونه *Glomus mosseae* به میزان ۴۰-۳۵ اسپور در هر گرم ماده تلقیح از شرکت دانش بنیان زیست فناور توران شاهرود تهیه شد. جهت تلقیح، در هنگام انتقال هر نهال‌ها به گلدان، ۱۰۰ گرم از مایه تلقیح به اطراف ریشه میزبان افزوده شد. سپس، جهت استقرار و ایجاد همزیستی قارچ با نهال‌ها ۱۲ ماه زمان داده شد. جهت اعمال تنش خشکی، در روز اول تمامی‌گلدان‌ها تا حد ظرفیت زراعی آبیاری شدند و پس از آن آبیاری به‌طور کامل قطع گردید و در روز نهم، زمانی‌که ۸۰ درصد گیاهان تحت تیمار در سپیده دم علائم پژمردگی (لوله‌ای شدن برگ‌ها) را نشان دادند تنش متوقف و نمونه‌برداری انجام شد. آبیاری در سایر گلدان‌ها به صورت روزانه تا حد ظرفیت زراعی به روش وزنی انجام گرفت. این آزمایش به‌صورت فاکتوریل و بر پایه طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار و سه مشاهده در هر تکرار انجام شد. فاکتور اول، تیمار تلقیح با قارچ مایکوریزا (در دو سطح تلقیح و عدم تلقیح) و فاکتور دوم، تیمار تنش خشکی (در دو سطح آبیاری و عدم آبیاری) بود.

برای تعیین درصد کلونیزاسیون قارچ میکوریزا با ریشه گیاهان مورد بررسی از روش Giovannetti & Mosse (1980) و برای رنگ آمیزی ریشه‌ها از روش Phillips & Hayman (1970) استفاده گردید و در نهایت درصد کلونیزاسیون قارچ با استفاده از رابطه (۱) محاسبه گردید.

$$\text{درصد کلونیزاسیون} = \frac{\text{ریشه‌های آلوده}}{\text{کل ریشه‌ها}} \times ۱۰۰ \quad (۱)$$

برای ارزیابی محتوای نسبی آب برگ (RWC) (Relative water content)، پس از توزین، قطعات برگ به مدت ۲۴ ساعت درون آب مقطر در دمای اتاق و نور کم نگه‌داری شدند و سپس وزن تورگر و وزن خشک نمونه‌ها اندازه‌گیری و میزان محتوای نسبی آب برگ از طریق رابطه (۲) محاسبه شد (Ferrat & Lova, 1999).

(۲)

$$٪RWC = \frac{\text{(وزن خشک- وزن تورژسانس)}}{\text{(وزن خشک- وزن تر)}} \times ۱۰۰$$

به منظور اندازه‌گیری میزان نشت الکترولیت‌ها (EL)، یک گرم از برگ‌های کاملاً توسعه یافته گیاه درون لوله‌های درب‌دار حاوی ۲۰ میلی‌لیتر آب مقطر قرار داده شد و در شرایط دمایی ۲±۱۸ درجه سانتی‌گراد به‌مدت ۸ ساعت روی شیکر با سرعت ۱۰۰ دور در دقیقه قرار گرفتند؛ سپس هدایت الکتریکی محلول (EC_1) اندازه‌گیری شد.

جدول ۱. مشخصات فیزیکی و شیمیایی خاک مورد آزمایش.

Table 1. Physical and chemical properties of experimental of soil.

S.P (%)	EC (ds/m)	pH	T.N.V (%)	O.C (%)	Total N (%)	P a.v.a (ppm)	K a.v.a (ppm)	Sand (%)	Silt (%)	Clay (%)
28.4	5.4	7.2	11.5	1.9	0.19	5	336	55	24	21

پس از آن نمونه‌ها به‌مدت ۹۰ دقیقه در بن‌ماری در دمای ۸۵ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند و مجددا هدایت الکتریکی آنها (EC_2) اندازه‌گیری شد. در نهایت نشت یونی براساس رابطه (۳) محاسبه شد (Karlidag *et al*., 2009).

$$EL\% = \frac{EC1}{EC2} \times 100 \quad (۳)$$

برای ارزیابی محتوای کلروفیل کل و کاروتنوئید برگ از روش Lichtenthaler & Wellburnt (1983) استفاده گردید و با استفاده از روابط (۴)، (۵) و (۶) محتوای کلروفیل کل و کاروتنوئید برگ محاسبه گردید.

$$Chl_a \left(\frac{mg}{gFW}\right) = \frac{12/21A_{663} - 2/81A_{646} \times V}{1000W} \quad (۴)$$

$$Chl_b \left(\frac{mg}{gFW}\right) = \frac{20/13A_{646} - 5/03A_{663} \times V}{1000W} \quad (۵)$$

$$ChlT\ (mg/gFW) = Chl_a + Chl_b \quad (۶)$$

$$Car \left(\frac{mg}{gFW}\right) = \frac{[1000A470 - 3/27\ Chl\ a - 104\ Chl\ b]}{229} \quad (۶)$$

برای اندازه‌گیری ترکیبات فنلی کل از روش رنگ سنجی فولین سیوکالتیو استفاده شد. بدین منظور به ۴۰۰ میکرولیتر از عصاره استخراج شده ۲۰۰۰ میکرولیتر معرف فولین سیوکالتیو (۱:۱۰) و۱۶۰۰ میکرولیتر از محلول ۷/۵ درصد کربنات سدیم اضافه شد و بعد از ۳۰ دقیقه جذب مخلوط حاصل در طول موج ۷۶۵ نانومتر به وسیله دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد (Singleton & Rossi, 1965). برای رسم منحنی استاندارد نیز از اسیدگالیگ استفاده شد. مقدار فنل کل بر اساس میلی گرم ترکیبات فنلی بر حسب اسید گالیک بر گرم وزن خشک بیان گردید.

میزان فلاونوئید کل به روش رنگ‌سنجی کلرید آلومینیوم اندازه‌گیری شد (Djeridane *et al*., 1990). در این روش دو میلی لیتر از عصار استخراج شده با دو میلی لیتر کلرید آلومینیوم دو درصد درون لوله آزمایش تیره مخلوط شد. بعد از ۱۵ دقیقه، جذب نمونه‌ها در ۴۱۵ نانومتر قرائت شد. از کوئرستین برای رسم منحنی استاندارد استفاده شد. مقدار فلاونوئید کل موجود در عصاره بر حسب میلی گرم معادل کوئرستین در گرم وزن خشک بیان شد. ظرفیت آنتی اکسیدانی کل به روش DPPH (Akowuah *et al*., 2005) ارزیابی شد. در نهایت جذب نمونه‌ها در طول موج ۵۱۷ نانومتر خوانده شد. درصد مهار رادیکال آزاد DPPH با استفاده از رابطه (۷) محاسبه گردید.

$$\text{درصد مهار رادیکال‌های آزاد (DPPH)} = \frac{(AC-AS)}{AC} \times 100 \quad (۷)$$

در این فرمول AC جذب شاهد و AS بیانگر جذب عصاره گیاه می‌باشد. برای محاسبه میزان فعالیت آنتی اکسیدانی هر یک از نمونه‌ها از منحنی استاندار اسیدآسکوربیک استفاده شد. در نهایت مقدار آنتی اکسیدان گیاه براساس میلی‌گرم معادل اسیدآسکوربیک در گرم وزن خشک بیان شد. اندازه‌گیری میزان پرولین برگ به روش رنگ سنجی و مطابق با روش Bates *et al*. (1973) صورت گرفت. همچنین درصد ماده خشک ریشه و ساقه با استفاده از رابطه (۸) محاسبه گردید.

$$\text{درصد ماده خشک} = \frac{\text{وزن خشک}}{\text{وزن خشک}} \times ۱۰۰ \quad (۸)$$

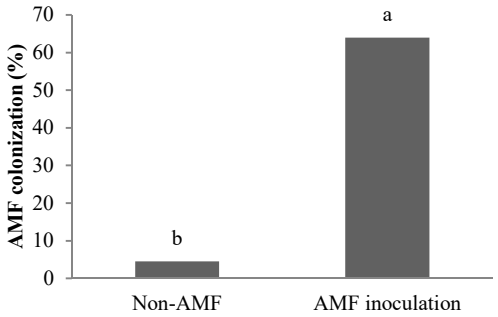
این آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار و در هر تکرار سه مشاهده انجام شد. تجزیه واریانس داده‌ها و مقایسه میانگین‌ها بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد با استفاده از نرم افزار آماری SAS (9.1.3) انجام گردید.

نتایج و بحث

میزان کلونیزاسیون ریشه

پیش از آغاز تنش خشکی، درصد کلونیزاسیون قارچ میکوریزا با ریشه نهال‌ها، مورد بررسی قرار گرفت. به طور میانگین میزان تشکیل کلونی بر روی ریشه نهال‌های لیلکی ایرانی تلقیح شده و تلقیح نشده به‌ترتیب ۶۴ و ۴/۵ درصد بود (شکل ۱). این نتیجه حاکی از آن است که عدم تلقیح ریشه نهال‌ها جهت کشت در فضای سبز شهری منتج به حداقل تشکیل کلونی قارچ مایکوریزا می‌شود. مطابق با این نتایج، گزارش شده است که جمعیت قارچ‌های اکتومایکوریزا بر روی ریشه درختان نمدار (Timonen & Kauppinen, 2008) و بلوط (Martinova *et al*., 2016) کشت شده در مناطق شهری بسیار کمتر از مناطق روستایی و جنگل‌های طبیعی است. عنوان

شده است که به دلیل تفاوت در pH و درنتیجه فسفر محلول در خاک، محتوای نیتروژن کل خاک و مواد آلی، جمعیت قارچ‌های اکتومایکوریزا همزیست با ریشه درختان رشد یافته در پارک‌ها و فضاهای سبز شهری نسبت به درختان رشد یافته در جنگل‌های طبیعی به‌طور معنی‌داری کمتر است (Martinova *et al*., 2016).



شکل ۱. مقایسه میانگین اثر تلقیح قارچ آربسکولار مایکوریزا گونه *G. mosseae* بر درصد کلونیزه شدن ریشه لیلکی ایرانی. AMF وNon-AMF به‌ترتیب بیانگر تلقیح و عدم تلقیح با قارچ آربسکولار مایکوریزا می‌باشد.

Figure 1. Mean comparison effect of inoculation arbuscular mycorrhizal *Gleditsia caspica* on colonization percentage of Caspian locust root. AMF, Non-AMF: inoculated and non-inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi, respectively.

محتوای نسبی آب برگ

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها حاکی از اثر معنی‌دار خشکی و همچنین مایکوریزا بر محتوای نسبی آب برگ در سطح احتمال ۱ درصد است (جدول ۲). محتوای نسبی آب برگ نهال‌های لیلکی تحت تنش خشکی نسبت به گیاهان تحت آبیاری نرمال ۲۰ درصد کاهش یافت. تلقیح ریشه‌های نهال‌های لیلکی با قارچ مایکوریزا باعث بهبود محتوای نسبی آب برگ شد؛ به‌گونه‌ای که در نهال‌های تلقیح شده نسبت به نهال‌های تلقیح نشده، محتوای نسبی آب برگ ۱۴ درصد افزایش یافت (جدول ۳). کاهش محتوای نسبی آب برگ تحت شرایط تنش خشکی در بسیاری از گونه‌های گیاهی از جمله *Maclura pomifera* (Khaleghi *et al*., 2019) و *Populus kangdingensis* (Yang & Miao, 2010) گزارش شده است. پایین آمدن رطوبت نسبی در بافت‌های گیاهی می‌تواند اولین اثر تنش خشکی باشد که رشد سلول و اندازه‌ی آن را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Yang & Miao, 2010). بر اساس نتایج حاضر، کاربرد مایکوریزا، رطوبت نسبی برگ نهال‌های تلقیح شده را بهبود داد؛ که این اثر می‌تواند به دلیل افزایش هدایت هیدرولیکی ریشه و کارآیی مصرف آب باشد (Goss *et al*., 2019). به‌طور مشابه، افزایش محتوای آب برگ در گیاهان تلقیح‌شده *Fagus sylvatica* (Shi *et al*., 2002)، *Pinus radiata* (Ortega *et al*., 2004) و *Macadamia tetraphylla* (Yooyongwech *et al.,* 2013) نیز مشاهده شده است. هیف قارچ از نقطه تلقیح به درون خاک گسترش و استقرار می‌یابد که اصطلاحاً شبکه قارچی می‌نامند. از مهمترین نقش‌های شبکه قارچی، جذب و انتقال آب از خاک به درون ریشه است (Simard *et al*., 2012). این انتقال آب توسط هیف قارچ ممکن است در شرایط خاک خشک نسبت به خاک‌های مرطوب اهمیت بیشتری داشته باشد. هیف قارچ با قطر ۵-۲ µm به منافذی از خاک نفوذ می‌کند که ریشه‌های موئین گیاه قادر به نفوذ در این منافذ نیستند؛ بنابراین، باعث افزایش دسترسی ریشه گیاه به آب قابل دسترس خاک می‌گردد (Wu *et al*., 2013).

نشت الکترولیت‌ها (شاخص پایداری غشای سلولی)

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که اثر ساده تنش خشکی و مایکوریزا و همچنین اثر متقابل این دو فاکتور بر میزان نشت الکترولیت‌ها معنی‌دار است (جدول ۲). کمترین میزان نشت الکترولیت‌ها (۲۹/۵٪) در تیمار آبیاری منظم به‌همراه تلقیح ریشه‌های نهال با قارچ مایکوریزا و بیشترین نشت الکترولیت‌ها (۴۴/۷٪) در تیمار تنش خشکی به‌همراه عدم تلقیح با مایکوریزا مشاهده شد (جدول ۳). بر اساس نتایج، تلقیح قارچ مایکوریزا باعث تقلیل نشت الکترولیت‌ها و افزایش پایداری غشاء سلولی چه در شرایط تنش و چه در شرایط آبیاری گردید. این نتایج مطابق با گزارش‌های قبلی است که کاهش سطح مالون‌دی‌آلدهید و یا نشت یونی را در گیاهان تلقیح شده گزارش کرده بودند (Beltrano & Ronco, 2008; Fouad *et al*., 2014). دلیل اصلی

خسارت به غشای سلولی، افزایش سطح گونه‌های فعال اکسیژن از جمله رادیکال‌های سوپراکسید، پراکسید هیدروژن، هیدروکسیل و اکسیژن یگانه و در نتیجه پراکسیداسیون چربی‌ها می‌باشد. با پراکسیداسیون چربی‌ها، به ویژه اسیدهای چرب غیر اشباع، سیالیت غشاء کاهش یافته و نشت یونی افزایش می‌یابد و موجب صدمات ثانویه به پروتئین‌های غشاء می‌گردد (Gill & Tuteja, 2010). خسارت به غشای سلولی و افزایش نشت الکترولیت‌ها در طی تنش خشکی در بسیاری از گیاهان از جمله توت آمریکایی (Khaleghi *et al*., 2019) گزارش شده است. مایکوریزا با افزایش میزان آنتی‌اکسیدان‌ها و جذب بیشتر عناصری مانند کلسیم و فسفر باعث افزایش استحکام دیواره سلولی می‌شود (Goss *et al*., 2019).

جدول ۲. نتایج تجزیه واریانس اثر تلقیح قارچ *G. moseae* و تنش خشکی بر صفات فیزیولوژیک نهال‌های لیلکی ایرانی (*Gleditsia caspica*).

Table 1. Results of variance analysis effect of inoculation with *G. moseae* and drought stress on physiological traits in seedlings of *Gleditsia caspica*.

Source of variation	df	Mean of squares				
		Relative water content	Elecrolyte leakage	Total chlorophyll	Carotenoid content	Aerial dry biomass
Drought stress	1	485.1**	207.0**	5.46**	2.79**	210.3**
AMF	1	154.8*	45.6**	0.416**	0.23**	61.4**
Drought stress× AMF	1	8.84ns	19.1*	0.044*	0.018ns	10.6ns
Error	6	13.7	3.1	0.008	0.007	4.37
CV%	-	6.59	4.7	4.37	6.65	3.84

**، * و ns: به‌ترتیب تفاوت معنی‌دار در سطح ۱ و ۵ درصد و نبود تفاوت معنی‌دار.

**, * , ns: Significantly difference at 1% and 5% probability level and non-significantly difference, respectively.

ادامه جدول ۲. نتایج تجزیه واریانس اثر تلقیح قارچ *G. moseae* و تنش خشکی بر صفات فیزیولوژیک نهال‌های لیلکی ایرانی (*Gleditsia caspica*).

Table 1. continue. Results of variance analysis effect of inoculation with *G. moseae* and drought stress on physiological traits in seedlings of *Gleditsia caspica*.

Source of variation	df	Mean of squares				
		Root dry biomass	Proline content	Total phenol content	Total flavonoid content	Total antioxidant capacity
Drought stress	1	272.3**	4.64**	0.187**	0.057*	844.3**
AMF	1	115.5**	0.46*	0.836**	0.48**	1712.2**
Drought stress× AMF	1	0.46ns	0.99*	0.035*	0.02*	9.6ns
Error	6	3.32	0.108	0.009	0.005	28.8
CV%	-	4.05	39.35	5.43	7.34	8.97

**، * و ns: به‌ترتیب تفاوت معنی‌دار در سطح ۱ و ۵ درصد و نبود تفاوت معنی‌دار.

**, * , ns: Significantly difference at 1% and 5% probability level and non-significantly difference, respectively.

جدول ۳. مقایسه میانگین اثر تلقیح قارچ *G. moseae* و تنش خشکی و اثر متقابل تلقیح قارچ *G. moseae* و تنش خشکی بر صفات فیزیولوژیک نهال‌های لیلکی ایرانی (*Gleditsia caspica*). AMF + و AMF - به‌ترتیب بیانگر تلقیح و عدم تلقیح با قارچ آربسکولار مایکوریزا می‌باشد.

Table 1. Mean comparison effect of inoculation with *G. moseae* and drought stress and interaction effect of inoculation with *G. moseae* and drought stress on physiological traits in seedlings of *Gleditsia caspica*. +AMF, -AMF: inoculated and non-inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi, respectively.

Treatments	Relative water content (%)	Elecrolyte leakage (%)	Total chlorophyll (mg/g FW)	Carotenoid content (mg/g FW)	Aerial dry biomass (%)
Well watered (WW)	62.6 a	32.7 b	2.77 a	1.74 a	58.6 a
Water stress (WS)	49.8 b	41.0 a	1.43 b	0.78 b	50.2 b
- AMF	52.6 b	38.9 a	1.91 b	1.12 b	52.2 b
+ AMF	59.8 a	34.9 b	2.29 a	1.40 a	56.7 a
WW - AMF	58.1 b	35.9 b	2.65 b	1.64 b	55.4 b
WW + AMF	67.0 a	29.5 c	2.90 a	1.84 a	61.8 a
WS - AMF	47.1 c	41.7 a	1.18 d	0.60 d	48.9 c
WS + AMF	52.6 bc	40.3 a	1.67 c	0.95 c	51.6 bc

ادامه جدول ۳. مقایسه میانگین اثر تلقیح قارچ *G. moseae* و تنش خشکی و اثر متقابل تلقیح قارچ *G. moseae* و تنش خشکی بر صفات فیزیولوژیک نهال‌های لیلکی ایرانی (*Gleditsia caspica*. AMF + و AMF - به‌ترتیب بیانگر تلقیح و عدم تلقیح با قارچ آربسکولار مایکوریزا می‌باشد.

Table 1. continue. Effects of inoculation with *G. moseae* and drought stress and interaction effect of inoculation with *G. moseae* and drought stress on physiological traita in seedlings of *Gleditsia caspica*. +AMF, -AMF: inoculated and non-inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi, respectively.

Treatments	Root dry biomass (%)	Proline content (mM/ g FW)	Total phenol content (mg eqv GAE/ g DW)	Total flavonoid content (mg eqv QUE/ g DW)	Total antioxidant capacity (mg eqv ASC/g DW)
Well watered (WW)	49.7 a	0.21 b	1.62 b	0.95 b	51.4 b
Water stress (WS)	40.2 b	1.46 a	1.87 a	1.09 a	68.2 a
- AMF	41.9 b	1.03 a	1.48 b	0.82 b	47.8 b
+ AMF	48.1 a	0.64 b	2.01 a	1.22 a	71.7 a
WW - AMF	46.4 b	0.12 c	1.41 c	0.79 c	40.4 c
WW + AMF	53.1 a	0.30 c	1.83 b	1.11 b	62.5 b
WS - AMF	37.3 c	1.94 a	1.55 c	0.85 c	55.3 b
WS + AMF	43.1 b	0.97 b	2.18 a	1.33 a	81.0 a

محتوای کلروفیل کل

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که محتوای کلروفیل کل تحت تأثیر اثرات ساده و متقابل هر دو فاکتور تنش خشکی و مایکوریزا قرار گرفت (جدول۲). بیشترین محتوای کلروفیل کل (۲/۹۰ mg/gFW) در تیمار آبیاری به‌همراه تلقیح ریشه نهال‌ها با قارچ و کمترین محتوای کلروفیل کل a (۱/۱۸ mg/gFW) در تیمار تنش خشکی به‌همراه عدم تلقیح با مایکوریزا مشاهده گردید (جدول ۳). در شرایط تنش خشکی، تلقیح مایکوریزا باعث افزایش کلروفیل کل به میزان ۴۱ درصد گردید. کاهش محتوای کلروفیل در اثر تنش خشکی در آزمایش‌های مختلفی گزارش شده است (Khaleghi *et al*., 2019; Silva *et al*., 2010). کاهش محتوای کلروفیل تحت تنش خشکی مربوط به فتواکسیداسیون کلروفیل توسط گونه‌های فعال اکسیژن، افزایش فعالیت آنزیم‌های کلروفیلاز، انتقال مجدد نیتروژن از برگ‌ها و همچنین در اثر تغییر فعالیت آنزیم‌های دخیل در متابولیسم نیتروژن مانند نیترات ردوکتاز می‌باشد (Kranner *et al*., 2002). براساس نتایج حاضر، مایکوریزا باعث بهبود محتوای کلروفیل چه در گیاهان تحت تنش و چه در گیاهان فاقد تنش شد. مطابق با این نتایج، افزایش محتوای کلروفیل برگ‌های بلوط با کاربرد میکوریزا نیز گزارش شده است(Otgonsuren *et al*., 2016). کلروفیل از ترکیبات منیزیم، کربن و نیتروژن تشکیل شده است. مایکوریزا با افزایش جذب عناصر غذایی از خاک، به‌ویژه نیتروژن و فسفر، افزایش حجم خاک قابل دسترس ریشه و بهبود روابط آبی گیاه، باعث افزایش محتوای کلروفیل در برگ گیاه می‌شود (Goss *et al*., 2019).

محتوای کاروتنوئید

با توجه به نتایج تجزیه واریانس داده‌ها (جدول ۲)، اثر ساده تنش خشکی و مایکوریزا بر محتوای کارتنوئید کل در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار شد؛ ولی اثر متقابل این دو عامل معنی‌دار نبود. تنش خشکی محتوای کارتنوئید کل را نسبت به گیاهان شاهد به‌طور معنی‌داری کاهش داد؛ به‌گونه‌ای که تنش خشکی محتوای کاروتنوئید کل را در برگ نهال‌های لیلکی ۵۵/۲ درصد نسبت به گیاهان تحت تیمار آبیاری منظم کاهش داد (جدول ۳). در شرایط تنش، کاروتنوئیدها از طریق کاهش مصرف اکسیژن توسط چرخه گزانتوفیل از اکسیداسیون نوری کلروفیل و تخریب غشای تیلاکوئیدی محافظت می‌کنند. کاروتنوئیدها در این شرایط قادرند انرژی زیاد طول موج‌های کوتاه را گرفته و اکسیژن تکی را به اکسیژن سه‌گانه تبدیل کنند و با گرفتن رادیکال‌های تولیدشده نقش آنتی‌اکسیدانی خود را ایفا کنند (Inze, 2008). با این‌حال، مطابق با این نتایج گزارش شده است که تحت شرایط تنش خشکی شدید نیز محتوای کاروتنوئیدها در گیاه چای کاهش می‌یابد (Jeyaramraja *et al*., 2005). از سویی، تلقیح نهال‌ها با قارچ مایکوریزا باعث بهبود محتوای کاروتنوئید کل

در برگ نهال‌ها گردید. محتوای کاروتنوئید از ۱/۱۲ میلی‌گرم بر گرم وزن تر برگ در گیاهان بدون تلقیح به ۱/۴۰ میلی‌گرم بر گرم وزن تر برگ در گیاهان تلقیح شده رسید؛ به‌عبارتی محتوای کاروتنوئید کل در گیاهان تحت تیمار تلقیح قارچ مایکوریزا ۲۵ درصد نسبت به گیاهان بدون تلقیح مایکوریزا افزایش نشان داد. در *Poincianella pyramidalis* و *Lactuca sativa* نیز حداکثر سطح کاروتنوئیدها در گیاهان تلقیح شده گزارش شده است (Frosi *et al*., 2016). با افزایش جذب منابع مورد نیاز برای فتوسنتز از طریق قارچ مایکوریزا، فتوسنتز نیز افزایش می‌یابد که خود باعث افزایش محتوای کلروفیل و کاروتنوئیدها می‌شود (Baslam *et al*., 2013).

ماده خشک ریشه و اندام هوایی

بر اساس نتایج تجزیه واریانس داده‌ها (جدول ۲) اثر ساده تنش خشکی و مایکوریزا بر درصد ماه خشک اندام هوایی و ریشه در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار بود. تنش خشکی باعث کاهش معنی‌دار درصد ماده خشک اندام هوایی و ریشه به‌ترتیب از ۵۸/۶ و ۴۹/۷ درصد در گیاهان تحت تیمار آبیاری نرمال به ۵۰/۲ و ۴۰/۲ درصد در گیاهان تحت تنش شد (جدول ۳). تنش خشکی می‌تواند با اثر منفی بر جذب آب و عناصر غذایی و همچنین فعالیت فتوسنتزی و ماده سازی باعث کاهش وزن خشک برگ‌ها گردد (Khaleghi *et al*., 2019). کاهش رشد از جمله کاهش وزن خشک تحت تاثیر تنش خشکی در بسیاری از گیاهان از جمله *Maclura pomifera* (Khaleghi *et al*., 2019)، *Jatropha curcas* (Silva *et al*., 2010) و *Ziziphus rotundifolia* (Arndt *et al*., 2001) که هر سه از گونه‌های مناطق خشک و نیمه خشک هستند، گزارش شده است. همچنین نتایج نشان داد که تلقیح ریشه نهال‌های لیلکی ایرانی با قارچ آرباسکولارمایکوریزا باعث افزایش معنی‌دار درصد ماده خشک اندام هوایی و ریشه به‌ترتیب از۵۲/۲ و ۴۱/۹ درصد در گیاهان بدون تلقیح به ۵۶/۷ و ۴۸/۱ درصد در نهال‌های تلقیح شده، گردید (جدول ۳). افزایش وزن خشک اندامهای هوایی در *Pinus halepensis* (Morte *et al*., 2001)، *Poncirus trifoliate* (Wu *et al.,* 2011) و *Poincianella pyramidalis* (Frosi *et al*., 2016) به دلیل همزیستی با قارچ مایکوریزا گزارش شده است. افزایش بیومس در گیاهان تلقیح شده می‌تواند ناشی از افزایش فتوسنتز (Frosi *et al*., 2016) و افزایش جذب عناصر غذایی به‌ویژه فسفر باشد (Beltrano *et al*., 2013). مایکوریزا سهم مهمی در تسریع کسب عناصر معدنی توسط گیاه میزبان، به‌ویژه عناصری که از حرکت کمی در خاک برخوردارند مثل فسفر، مس و روی، دارد (Smith & Smith, 2011). همچنین قارچ مایکوریزا منطقه جذب عناصر غذایی توسط گیاه را افزایش می‌دهد (Maiquetía *et al*., 2009).

محتوای پرولین

تجزیه واریانس داده‌های حاصل از آزمایش نشان داد که اثر متقابل دو فاکتور بر محتوای پرولین در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار است (جدول ۲). کمترین مقدار پرولین (۰/۱۲ Mm/gFW) متعلق به نهال‌های فاقد مایکوریزا و تحت آبیاری نرمال بود. تنش خشکی مقدار پرولین را از ۰/۱۲ میلی‌مول بر گرم وزن تر برگ در گیاهان شاهد، به ۱/۹۴ میلی‌مول بر گرم وزن تر برگ در گیاه تحت تنش خشکی رساند، که افزایش معنی‌دار و قابل ملاحظه‌ای است (جدول ۳). پرولین مهمترین محلول سازگاری است که در گیاهان تحت تنش خشکی به‌ویژه در برگ‌های جوان تجمع پیدا می‌کند. افزایش در محتوای پرولین تحت تنش خشکی در بسیاری از گیاهان از جمله *Maclura pomifera* (Khaleghi *et al*., 2019) گزارش شده است. تجمع پرولین به دنبال تنش‌های محیطی در سلول‌های گیاهی از طریق افزایش سنتز یا کاهش تجزیه آن می‌باشد (Ashraf & Foolad, 2007). افزایش در محتوای پرولین تحت تنش خشکی در این مطالعه نشان از فرآیند سازگاری این گیاه با شرایط تنش خشکی از طریق تنظیم اسمزی می‌باشد. همبستگی شدید بین تجمع پرولین و مقاومت به خشکی با استفاده از بیان بالای ژن پرولین-۵-کربوکسیلات سنتتاز و یا توسط بازدارندگی آنتی سنس ژن پرولین

دهیدروژناز در انواع گیاهان به اثبات رسیده است (Seki *et al*., 2007).

با تلقیح مایکوریزا، محتوای پرولین در گیاهان تحت آبیاری منظم ۲۵۰ درصد افزایش، اما در گیاهان تحت تنش خشکی ۵۰ درصد کاهش یافت. با این حال، با توجه به کم بودن محتوای پرولین در گیاهان تحت آبیاری منظم، اختلاف معنی‌داری بین نهال‌های تحت تیمار تلقیح قارچ مایکوریزا و بدون تلقیح وجود نداشت (جدول ۳). مغایر با این نتایج، در *Poncirus trifoliate* (Fan & Liu 2011) و *Macadamia tetraphylla* (Yooyongwech *et al.,* 2013) افزایش سطح پرولین در گیاهان تلقیح شده نسبت به گیاهان تلقیح نشده، تحت شرایط خشکی گزارش شده است. با این‌حال، مطابق با نتایج حاضر تجمع کمتر پرولین در برگ‌های گیاهان تلقیح شده نسبت به گیاهان تلقیح نشده تحت شرایط تنش در *Citrus tangerine* (Wu & Xia, 2006)، *Pistacia vera* (Abbaspour *et al*., 2011) و *Antirhinum majus* (Asrar *et al*., 2012) گزارش شده است. این نتایج ناشی از اثرات حفاظتی قارچ مایکوریزا از گیاهان میزبان در برابر تنش خشکی از طریق مکانیسم‌های اولیه اجتناب از خشکی است (Fan & Liu 2011).

محتوای فنل کل

براساس نتایج اثر ساده تنش خشکی و تلقیح مایکوریزا و همچنین اثر متقابل این دو فاکتور بر محتوای فنل کل معنی‌دار بود (جدول ۲). نتایج مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد که چه تنش خشکی و چه تلقیح مایکوریزا باعث افزایش معنی‌دار فنل کل گردید. تنش خشکی و تلقیح مایکوریزا به‌ترتیب باعث افزایش ۱۵/۴ و ۳۶/۷ درصدی فنل کل در نهال‌ها شدند. حداقل فنل کل (۱/۴۱ mg/gDW) در تیمار آبیاری منظم و بدون تلقیح مایکوریزا مشاهده شد و حداکثر فنل کل (۲/۱۸ mg/gDW) در تیمار تنش خشکی و تلقیح مایکوریزا بود (جدول ۳). از جمله مکانیسم‌های آنتی‌اکسیدانی گیاهان تحت تنش خشکی، افزایش سطوح ترکیبات فنلی است؛ چرا که این گونه ترکیبات به عنوان پالاینده‌های گونه‌های واکنش‌گر اکسیژن عمل کرده و در نتیجه سبب ثبات غشاهای سلولی و مانع پراکسیداسیون لیپیدها می‌شوند (Chang *et al*., 2002). با مطالعه‌ای که روی سیب‌زمینی انجام شد، نشان دادند که در گیاه تحت شرایط تنش خشکی، بیان و میزان ژن تولیدکننده فنل افزایش می‌یابد (Andre *et al*., 2009). در این مطالعه نیز، تحت تنش خشکی میزان ترکیبات فنلی افزایش یافت. با توجه به نقش آنتی‌اکسیدانی ترکیبات فنلی در گیاه، به نظر می‌رسد افزایش این متابولیت در گیاه تحت شرایط تنش خشکی، سبب افزایش مقاومت آن در برابر عوامل نامساعد محیطی می‌گردد. ترکیبات فنلی به‌عنوان سوبسترای آنزیم‌های پراکسیداز، نقش آنتی‌اکسیدانی از خود ایفا می‌کنند. این ترکیبات همچنین با دادن سریع هیدروژن به رادیکال‌های لیپید از ادامه زنجیره پراکسیداسیون ممانعت می‌کنند و قادرند محصولاتی با قدرت اکسیدکنندگی کمتر از ترکیب‌های اولیه به وجود آورند (Chu *et al*., 2000). همچنین مطابق با این نتایج، افزایش ۳۳ و ۵۰ درصد در میزان فنل گیاه کنگرفرنگی تلقیح‌شده با گونه‌های قارچ *G. Intraradices* و *G. mosseae* در مقایسه با عدم تلقیح گزارش شد (Ceccarelli *et al*., 2010).

محتوای فلاونوئید کل

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها (جدول ۲) نشان‌دهنده معنی‌دار شدن اثر ساده تنش خشکی و مایکوریزا در سطح احتمال ۱ درصد و اثر متقابل تنش خشکی و مایکوریزا در سطح احتمال ۵ درصد بر محتوای فلاونوئید کل است. بیشترین میزان فلاونوئید کل (۱/۳۳ mg/gDW) مربوط به گیاهان تحت تنش خشکی و تلقیح شده با مایکوریزا بود. تنش خشکی میزان فلاونوئید را در گیاهان تلقیح نشده از ۰/۷۹ به ۰/۸۵ میلی‌گرم معادل کوئرسیتین در گرم وزن خشک برگ افزایش داد. با تلقیح مایکوریزا میزان فلاونوئید کل در گیاهان تحت تنش خشکی حدود ۵۶ درصد نسبت به گیاهان تلقیح نشده افزایش نشان داد (جدول ۳). آنتی‌اکسیدان‌های فلاونوئیدی به‌عنوان ترکیبات فعال فیزیولوژیکی نقش مهمی در مقاومت گیاهان به تنش‌های محیطی دارند (Tattini

et al., 2004). از دلایل افزایش میزان فلاونوئیدها در شرایط تنش، ایجاد محدودیت در انتقال الکترون فتوسنتزی است که سبب ایجاد تغییرات متابولیک در گیاه از جمله القای سنتز فلاونوئیدها برای تعدیل این وضعیت می‌شود. این عمل از طریق آنزیم فنیل آلانین آمونیالیاز صورت می‌گیرد (Morello *et al*., 2005). گزارش شده است که در گیاه کلزا تولید ترکیبات فلاونوئیدی، به‌عنوان متابولیت‌های ثانویه، با افزایش تنش خشکی افزایش می‌یابد (Sangtarash *et al*., 2009)، که با نتایج حاضر مطابقت دارد. همچنین در بررسی اثر همزیستی قارچ مایکوریزا (*Rhizophagus intraradices*) بر گیاه ارزن دریافتند که در شرایط تنش خشکی شدید محتوای فلاونوئیدها در گیاهان تلقیح شده نسبت به گیاهان تلقیح نشده به‌طور معناداری بیشتر است (Tyagi *et al*., 2017).

ظرفیت آنتی اکسیدان کل

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها (جدول ۲) نشان داد که ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل فقط تحت تأثیر اثرات اصلی تنش خشکی و مایکوریزا قرار گرفت. تنش خشکی باعث افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل از ۵۱/۳ میلی‌گرم بر گرم وزن خشک برگ در گیاهان شاهد به ۶۸/۱ میلی‌گرم بر گرم وزن خشک برگ در گیاهان تحت تنش خشکی شد. به‌عبارتی، تنش خشکی ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل را ۳۲/۷ درصد افزایش داد. همچنین ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل در نهال‌های تلقیح شده با قارچ مایکوریزا ۶۲/۴ میلی‌گرم معادل اسید آسکوربیک در گرم وزن خشک برگ بود که ۵۴/۸ درصد بیشتر از گیاهان تلقیح نشده بود (جدول ۳). از اولین واکنش‌های گیاهان به خشکی، تجمع گونه‌های فعال اکسیژن است که باعث تنش‌های اکسیداتیو می‌شوند (Ruiz-Lozano, 2003). به‌خوبی نشان داده شده است که مقاومت گیاهان به تنش‌ها بستگی به کاهش خسارت اکسیداتیو از طریق آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان دارد (Wu *et al.,* 2011). بر اساس نتایج پژوهش‌های متعدد، همزیستی گیاه با قارچ آربسکولار مایکوریزا باعث افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان می‌گردد که خود باعث کمک به گیاه برای مقابله با تجمع گونه‌های فعال اکسیژن می‌شود (Wu *et al.,* 2006; Wu *et al.,* 2011; Abbaspour *et al*., 2012). نشان داده شده است که تلقیح ریشه گیاهان با قارچ آربسکولار مایکوریزا سطح H_2O_2 کاهش می‌یابد که این کاهش سطح در گیاهان تلقیح شده با مقاومت به تنش‌ها همبستگی دارد (Wu *et al*., 2006; Abbaspour *et al*., 2012; Fouad *et al*., 2014).

نتیجه‌گیری کلی

نتایج حاصل از این مطالعه حاکی از آن بود که تنش خشکی بر خصوصیات فیزیولوژیک نهال‌های یکساله لیلکی ایرانی اثر سوء داشت؛ به‌گونه‌ای که تحت اثر تنش خشکی محتوای آب نسبی برگ‌ها، کلروفیل a، کلروفیل b، کاروتنوئیدها و درصد ماده خشک اندام‌های هوایی و ریشه کاهش و درصد نشت الکترولیت‌ها افزایش یافت. این نتایج حاکی از حساس بودن لیلکی ایرانی در این مرحله از رشد، یعنی مرحله نونهالی و استقرار نهال‌ها، به خشکی است. تلقیح ریشه نهال‌های لیلکی ایرانی با قارچ آربسکولار مایکوریزا نقش بسزایی در بهبود صفات مذکور و تحمل به خشکی داشت؛ به‌طوری که در نهال‌های تلقیح شده محتوای آب نسبی، درصد ماده خشک اندام‌های هوایی و ریشه، محتوای کلروفیل، کاروتنوئید و ترکیبات آنتی‌اکسیدانی مثل فنل و فلاونوئید افزایش و درصد نشت الکترولیت‌ها کاهش یافت. همچنین با توجه به کاهش محتوای پرولین تحت تنش خشکی شدید در نهال‌های تلقیح شده نسبت به نهال‌های تلقیح نشده، می‌تواند ناشی از تقلیل اثرات تنش خشکی ناشی از مایکوریزا باشد. لذا تلقیح نهال‌های لیلکی ایرانی قبل از کشت در فضای سبز شهری پیشنهاد می‌گردد.

REFERENCES

1. Abbaspour, H., Saeid-Sar, S. & Afshari, H. (2011). Improving drought tolerance of *Pistacia vera* L. seedlings by arbuscular mycorrhiza under greenhouse condition. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(32), 7065-7072.

2. Akowuah, G.A., Ismail, Z., Norhayati, I. & Sadikun, A. (2005). The effects of different extraction solvents of varying polarities on polyphenols of *Orthosiphon stamineus* and evaluation of the free radical-scavenging activity. *Food Chemistry*, 93, 311-317.
3. Andre, C.M., Schafleitner, R., Legay, S., Lefevre, I., Aliaga, C.A.A., Nomberto, G., Hoffmann, L., Hausman, J.F., Larondelle, Y. & Evers, D. (2009). Gene expression changes related to the production of phenolic compounds in *potato tubers* grown under drought stress. *Phytochemistry*, 70(9), 1107-1116.
4. Arndt, S.K., Cliford, S.C., Wanek, W., Joness, H.G. & Popp, M. (2001). Physiological and morphological adaptations of the fruit tree *Ziziphus rotundifolia* in response to progressive drought stress. *Tree Physiology*, 21, 705-715.
5. Ashraf, M. & Foolad, M.R. (2007). Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, 59, 206-216.
6. Asrar, A.A., Abdel-Fattah, G.M. & Elhindi, K.M. (2012). Improving growth, flower yield and water relations of snapdragon (*Antirhinum majus* L.) plants grown under well-watered and water-stress conditions using arbuscular mycorrhizal fungi. *Photosynthetica*, 50, 305-316.
7. Bainard, L.D., Klironomos, J.N. & Gordon, A.M. (2011). The mycorrhizal status and colonization of 26 tree species growing in urban and rural environments. *Mycorrhiza*, 21 (2), 91-96.
8. Baslam, M., Esteban, R., Garcia-Plazaola, J.I. & Goicoechea, N. (2013). Effectiveness of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) for inducing the accumulation of major carotenoids, chlorophylls and tocopherol in green and red leaf lettuces. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 97, 3119-3128.
9. Bates, L.S., Waldren, R.P. & Teare, L.D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant Soil*. 39, 205-207.
10. Beltrano, J. & Ronco, M.G. (2008). Improved tolerance of wheat plants (*Triticum aestivum* L.) to drought stress and rewatering by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus claroideum*: effect on growth and cell membrane stability. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 20 (1), 29-37.
11. Beltrano, J., Ruscitti, M., Arango, M.C. & Ronco, M. (2013). Effects of arbuscular mycorrhiza inoculation on plant growth, biological and physiological parameters and mineral nutrition in pepper grown under different salinity and p levels. *Soil Science and Plant Nutrition*, 13, 123-141.
12. Ceccarelli, N., Curadi, M., Martelloni, L., Sbrana, C., Picciarelli, P. & Giovannetti, M. (2010). Mycorrhizal colonization impacts on phenolic content and antioxidant properties of artichoke leaves and flower heads two years after field transplant. *Plant and Soil*. 335, 311 -323.
13. Chang, W.C., Kim, S.C., Hwang, S.S., Choi, B.K. & Kim, S.K. (2002). Antioxidant activity and free radical scavenging capacity between Korean medicinal plants and flavonoids by assay-guided comparison. *Plant Science*, 163, 1161-1168.
14. Chu, Y.H., Chang, C.L. & Hsu, H.F. (2000). Flavonoid content of several vegetable and their antioxidant activity. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80(5), 561-566.
15. Fan, Q.J. & Liu, J.H. (2011). Colonization with arbuscular mycorrhizal fungus affects growth, drought tolerance and expression of stress-responsive genes in *Poncirus trifoliata*. *Acta Physiologiae Plantarum*, 33, 1533-1542.
16. 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).
17. Ferrat, I.L. & Lova, C.J. (1999). Relation between relative water content, nitrogen pools and growth of *Phaseolus vulgaris* L. and *P. acutifolius* A. Gray during water deficit. *Crop Science*, 39: 467-474.
18. Fouad, M.O., Essahibi, A., Benhiba, L. & Qaddoury, A. (2014). Effectiveness of arbuscular mycorrhizal fungi in the protection of olive plants against oxidative stress induced by drought. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 12(3), 763-771.
19. Frosi, G., Barros, V.A., Oliveira, M.T. Santos, M., Ramos, D.G. Maia, L.C. & Santos M.G. (2016). Symbiosis with AMF and leaf P_i supply increases water deficit tolerance of woody species from seasonal dry tropical forest. *Plant Physiology*, 207, 84-93.
20. Gill, S.S. & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48, 909-930.
21. Giovannetti, H.W. & Mosse, B. (1980). An evaluation techniques for measuring vesicular arbescular mycorrhiza infection in roots. *New Phytologist*, 84, 489-500.
22. Goss, M.J., Carvalho, M. & Brito, I. (2017). *Functional diversity of mycorrhiza and sustainable agriculture, management to overcome biotic and abiotic stresses*. Academic Press.
23. Huxley, A., Griffiths, M. & Levy, M. (1999). *The new royal horticultural society dictionary of gardening*. Macmillan Press.

24. Inze, D. (2008). Oxidative stress in plant. *Environmental and Experimental Botany*, 48(5), 351-358.
25. Jeyaramraja, P.R., Meenakshi, S.N., Kumar, R.S., Joshi, S.D. and Ramasubramanian, B. (2005). Water deficit induced oxidative damage in tea (*Camelia sinensis*) plants. *Journal of Plant Physiology*, 162, 413-419
26. Joshi, P. & Swami, A. (2007). Physiological responses of some tree species under roadside automobile pollution stress around city of Haridwar, India. *The Environmentalist*, 27 (3), 365-374.
27. Karlidag, H., Yildirim, E. & Turan, M. (2009). Salicylic acid ameliorates the adverse effect of salt stress on strawberry. *Science Agriculture*, 66 (2), 180- 187.
28. Khaleghi, A. (2014). *Study of resistance to freezing temperatures and response to drought in Maclura pomifera for urban greenspace application*. Ph.D. Thesis. College of Agriculture and Natural Resources, University of Tehran, Iran. (in Farsi).
29. Khaleghi, A., Naderi, R., Brunetti, C., Maserti, B.E., Salami, S.A. & Babalar M. (2019). Morphological, physiochemical and antioxidant responses of *Maclura pomifera* to drought stress. *Scientific Reports*, 9:19250.
30. Khaleghi, A., Naderi, R., Salami, A., Babalar, M., Roohollahi, I. & Khaleghi, G. (2016). Evaluation of salicylic acid and spermidine on reduce drought stress injuries of one-year-old *Maclura pomifera* seedlings. *Journal of Crops Improvement*, 18 (1), 231-244. (in Farsi).
31. Kranner, I., Beckett, R.P., Wornik, S., Zorn, M. & Pfeifhofer H.W. (2002) Revival of a resurrection plant correlates with its antioxidant status. *The Plant Journal*, 31, 13–24.
32. Krasensky, J. & Jonak, C. (2012). Drought, salt, and temperature stress-induced metabolic rearrangements and regulatory networks. *Experimental Botany*, 63, 1593-1608.
33. Djeridane, A., Yousfi, M. & Nadjemi, B. (2006). Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*, 97, 654-660.
34. Lichtenthaler, H.K. & Wellburnt, A.R. (1983). Determinations of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. *Biochemical Society Transactions*, 11: 591–592.
35. Maiquetía, M., Cáceres, A. & Herrera, A. (2009). Mycorrhization and phosphorus nutrition affect water relations and CAM induction by drought in seedlings of *Clusia minor*. *Annals of Botany*, 103, 525-532.
36. Martinova, V., van Geel, M., Lievens, B. & Honnay, O. (2016). Strong differences in *Quercus robur*-associated ectomycorrhizal fungal communities along a forest-city soil sealing gradient. *Fungal Ecology*, 20, 88-96.
37. Morello, J.R., Romero, M.P., Ramo, T. & Motilva, M.J. (2005). Evaluation of L-phenylalanine ammonia-lyase activity and phenolic profile in olive drupe (*Olea europaea* L.) from fruit setting period to harvesting time. *Plant Science*, 168, 65-72.
38. Morte, A., Dıaz, G., Rodrıguez, P., Alarcon, J.J. & Sanchez-Blanco, M.J. (2001). Growth and water relations in mycorrhizal and nonmycorrhizal *Pinus halepensis* plants in response to drought. *Biologia Plantarum*, 44, 263-267.
39. Noroozi-Raeis-Danaie, M. Mirzaie-Nodoushan, H. Maddah-Arefi H. & Jafari A.A. (2009). Spiny trunk in Caspian locust (*Gleditsia caspica*) and its variation in half-sib progenies. *Iranian Journal of Rangelands and Forests Plant Breeding and Genetic Research*, 17 (2), 222-233. (in Farsi).
40. Ortega, U., Dunabeitia, M., Menendez, S., Gonzalez-Murua, C. & Majada, J. (2004). Effectiveness of mycorrhizal inoculation in the nursery on growth and water relations of *Pinus radiata* in different water regimes. *Tree Physiology*, 24, 65-73.
41. Otgonsuren, B., Rewald, B., Godbold, D.L. & Göransson, H. (2016). Ectomycorrhizal inoculation of *Populus nigra* modifies the response of absorptive root respiration and root surface enzyme activity tosalinity stress. *Flora*, 224, 123-129.
42. Phillips, J.M. & Hayman, D.S. (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), 158-168.
43. Ruiz-Lozano, J.M. (2003). Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. *Mycorrhiza*, 13, 309-317.
44. Sangtarash, M.H., Qaderi, M.M., Chinnappa, C.C. & Reid, D.M. (2009). Carotenoid differential sensitivity of canola (*Brassica napus*) seedlings to ultraviolet-B radiation, water stress and abscisic acid. *Environmental and Experimental Botany*, 66(2), 212-219.
45. Seki, M. Umezawa, T., Urano, K. & Shinozaki, K. (2007). Regulatory metabolic networks in drought stress responses. *Plant Biology*, 10, 296–302.
46. Shi, L., Guttenberger, M., Kottke, I. & Hampp, R. (2002). The effect of drought on mycorrhizas of beech (*Fagus sylvatica* L.): changes in community structure, and the content of carbohydrates and nitrogen storage bodies of the fungi. *Mycorrhiza*, 12, 303-311.

47. Silva, E.N., Ribeiro, R.V., Ferreira-Silva, S.L., Viegas, R.A. & Silveira J.A.G. (2010). Comparative effects of salinity and water stress on photosynthesis, water relations and growth of *Jatropha curcas* plants. *Journal of Arid Environments*, 74, 1130-1137.
48. Simard, S.W., Beiler, K.J., Bingham, M.A., Deslippe, J.R., Philip, L.J. & Teste, F.P., (2012). Mycorrhizal networks: mechanisms, ecology and modelling. *Fungal Biology Reviews*, 26, 39-60.
49. Singleton, V.L. & Rossi, J.A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16, 144-158.
50. Smith, S.E. & Smith, F.A., (2011). Roles of arbuscular mycorrhizas in plant nutrient and growth: new paradigms from cellular to ecosystem scales. *Annual Review of Plant Biology*, 62, 227-250.
51. Tattini, M., Galardi, C., Pinelli, P., Massari, R., Remorini, D. & Agati, G. (2004). Differential accumulation of flavonoids and hydroxycinnamates in leaves of *Ligustrum vulgare* under excess light and drought stress. *New Phytologist*, 163, 547-561.
52. Timonen, S. & Kauppinen, P. (2008). Mycorrhizal colonisation patterns of *Tilia* trees in street, nursery and forest habitats in southern Finland. *Urban Forestry & Urban Greening*, 7 (4), 265-276.
53. Tyagi, J., Varma, A. & Pudake, R.N. (2017). Evaluation of comparative effects of arbuscular mycorrhiza (*Rhizophagus intraradices*) and endophyte (*Piriformospora indica*) association with finger millet (*Eleusine coracana*) under drought stress. *European Journal of Soil Biology*, 81, 1-10.
54. Wu, Q.S. & Xia, R.X. (2006). Arbuscular mycorrhizal fungi influence growth, osmotic adjustment and photosynthesis of citrus under well-watered and water stress conditions. *Journal of Plant Physiology*, 163, 417-425.
55. Wu, Q.S., Srivastava, A.K. & Zou, Y.N. (2013). AMF-induced tolerance to drought stress in citrus: A review. *Scientia Horticulturae*, 164, 77-87.
56. Wu, Q.S., Zou, Y.N. & He, X.H. (2011). Difference of hyphal and soil phosphatase activities in drought-stressed mycorrhizal trifoliate orange (*Poncirus trifoliate*) seedlings. *Scientia Horticulturae*, 129, 294-298.
57. Wu, Q.S., Zou, Y.N. & Xia, R.X. (2006). Effects of water stress and arbuscular mycorrhizal fungi on reactive oxygen metabolism and antioxidant production by citrus (*Citrus tangerine*) roots. *European Journal of Soil Biology*, 42, 166-177.
58. Yang, F. & Miao, L.F. (2010). Adaptive responses to progressive drought stress in two poplar species originating from different altitudes. *Silva Fennica*, 44(1), 23-37.
59. Yooyongwech, S., Phaukinsang, N., Cha-um, S. & Supaibulwatana, K. (2013). Arbuscular mycorrhiza improved growth performance in *Macadamia tetraphylla* L. grown under water deficit stress involves soluble sugar and proline accumulation. *Plant Growth Regulation*, 69, 285-293.
60. Zakerian, F., Sefidkon, F., Abbaszadeh, B. & Kalate-Jari, S. (2020). Effect of drought stress and mycorrhizal fungi on physiological traits and essential oil percentage of *Satureja sahandica* Bornm. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 51 (1), 189-201. (In Farsi).