جنگل و فرآورده‌های چوب، مجلهٔ منابع طبیعی ایران
دورهٔ ۷۳، شمارهٔ ۴، زمستان ۱۳۹۹
ص ۳۸۹-۴۰۲ (پژوهشی)

دانشکده منابع طبیعی
دانشگاه تهران

DOI: 10.22059/jfwp.2021.297865.1077

اثر کاربرد مایکوریزا بر برخی صفات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی نهال‌های بلوط ایرانی (*Quercus brantii*) تحت شرایط تنش خشکی

علیرضا خالقی[1*]، پیام پوریافر[2]

۱. استادیار گروه علوم باغبانی، دانشکدهٔ کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه اراک، اراک، ایران
۲. دانش‌آموختهٔ کارشناسی ارشد، گروه علوم باغبانی، دانشکدهٔ کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه اراک، اراک، ایران

تاریخ دریافت: ۱۳۹۸/۱۱/۲۵، تاریخ پذیرش: ۱۳۹۹/۰۲/۲۴

چکیده

تنش خشکی از محدودکننده‌ترین عوامل محیطی رشد گیاهان چوبی و غیرچوبی است. به‌ویژه در مناطق خشک و نیمه‌خشک، استقرار، رشد و نمو درختان به‌ویژه نهال‌های جوان، به‌شدت تحت تأثیر کمبود آب است. از این‌رو به‌منظور مطالعهٔ اثر تلقیح قارچ آرباسکولار مایکوریزا بر مقاومت به خشکی نهال‌های بلوط ایرانی، آزمایشی به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار اجرا شد. تیمارها شامل اعمال تنش خشکی در دو سطح (آبیاری منظم و آبیاری نکردن) و قارچ مایکوریزا در دو سطح (تلقیح یا تلقیح نکردن با *Funneliformis mosseae*) بود. تحت تنش خشکی همهٔ شاخص‌های رشد نهال‌ها از جمله محتوای آب نسبی، محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی، درصد مادهٔ خشک و شاخص پایداری غشا کاهش یافت. تلقیح قارچ آرباسکولار مایکوریزا به‌طور معنی‌داری سبب بهبود درصد وزن خشک ریشه (۴/۱ درصد)، محتوای کلروفیل b (۳۷/۱ درصد)، محتوای فنول کل (۱۰۰ درصد)، محتوای فلاونوئید کل (۵۳ درصد) و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل (۴ درصد) نسبت به گیاهان تلقیح‌نشده شد. همچنین تلقیح مایکوریزا سبب افزایش محتوای آب نسبی، شاخص پایداری غشا، درصد وزن خشک اندام‌های هوایی، محتوای کلروفیل a و کل و محتوای کاروتنوئیدها و کاهش محتوای پرولین برگ نهال‌های بلوط ایرانی چه در رژیم آبیاری منظم و چه در شرایط تنش خشکی شد. در مجموع، نتایج نشان داد که قارچ آرباسکولار مایکوریزا موجب بهبود شاخص‌های رشدی نهال‌های بلوط ایرانی از طریق بهبود روابط آبی گیاه و ترکیبات آنتی‌اکسیدان شد. از این‌رو تلقیح نهال‌های بلوط ایرانی قبل از کشت و استقرار آنها در محل اصلی پیشنهاد می‌شود.

واژه‌های کلیدی: آرباسکولار مایکوریزا، آنتی‌اکسیدان، بلوط ایرانی، همزیست.

مقدمه

بلوط ایرانی با نام علمی *Quercus brantii* Lindl. از گونه‌های غالب در جنگل‌های زاگرس است. در سال‌های اخیر زوال و خشکیدگی‌های وسیعی در جنگل‌های زاگرس از جمله در گونه‌های بلوط به وقوع پیوسته که از مهم‌ترین عوامل آن تنش خشکی است. از سویی دیگر، با وجود تحمل به خشکی در بلوط، در اثر افزایش تنش خشکی، این درختان در معرض دیگر عوامل استرس‌زا قرار می‌گیرند [۱].

تنش خشکی از مهم‌ترین تنش‌های محیطی است که رشد و عملکرد گیاهان را تحت تأثیر قرار می‌دهد. تنش خشکی سبب کاهش فتوسنتز، بسته شدن روزنه‌ها بر اثر

* نویسندهٔ مسئول، تلفن: ۰۹۱۸۳۶۷۳۷۴۷
Email: a-khaleghi@araku.ac.ir

ساخته شدن اسیدآبسیزیک در ریشه‌ها و اختلال در ساختار غشای تیلاکوئیدها می‌شود. این تنش همچنین بر تولید ATP توسط ATPase، فعالیت آنزیم روبیسکو، تنفس و متابولیسم کربوهیدرات اثر می‌گذارد و در نتیجه موجب کاهش انتقال مواد فتوسنتزی و در نتیجه کاهش رشد گیاهان می‌شود [۲]. یکی از روش‌های کاربردیافته در سال‌های اخیر برای کاهش اثرهای تنش خشکی و کم‌آبی در بسیاری از گیاهان، استفاده از قارچ‌های همزیست ریشه یا مایکوریزا است [۳]. قارچ‌های آربسکولار مایکوریزا از مهم‌ترین قارچ‌های اندومایکوریزا هستند که با بیش از ۸۰ درصد از گیاهان زراعی ارتباط همزیستی برقرار می‌کنند [۳، ۴]. همزیستی مایکوریزایی گذشته از بهبود تغذیهٔ گیاه، بسیاری از اثرهای نامطلوب تنش‌های محیطی از جمله تنش خشکی، شوری، دمایی و عناصر سنگین را در گیاه میزبان کاهش می‌دهد [۳]. مشخص شده است که گیاهان همزیست چه در شرایط تنش و چه در شرایط بدون تنش، عناصر غذایی بیشتری جذب می‌کنند و در نتیجه این گیاهان رشد بهتر و محصول بیشتری خواهند داشت [۵]. از سازوکارهای احتمالی افزایش تحمل به خشکی در گیاهان مایکوریزایی می‌توان به افزایش هدایت هیدرولیکی ریشه‌ها، افزایش فعالیت فتوسنتزی، تجمع کربوهیدرات‌ها و افزایش جذب عناصر غذایی اشاره کرد [۳، ۴، ۶]. در سال‌های اخیر تحقیقات بسیاری برای ارزیابی اثر مهم قارچ آرباسکولار مایکوریزا در بسیاری از گونه‌های گیاهی از جمله نهال‌های پسته انجام گرفته است [۵]. با توجه به اینکه خشکی و خشکسالی از خصوصیات طبیعی و اقلیمی ایران است و همچنین ازآنجا که حساس‌ترین مرحلهٔ رشدی درختان، استقرار نهال‌های جوان به‌ویژه در مناطق خشک است، ارائهٔ راهکار یا راهکارهایی برای افزایش مقاومت و بهبود استقرار گیاهان در شرایط کمبود آب، ضروری است. برای افزایش درصد زنده‌مانی و بهبود استقرار نهال‌های بلوط ایرانی پس از انتقال به محل کشت نهال استفاده از قارچ آرباسکولار مایکوریزا به‌عنوان قارچ همزیست با این گونهٔ بومی، راهکاری مؤثر به نظر می‌رسد. از این‌رو این مطالعه به‌منظور بررسی میزان همزیستی قارچ آرباسکولار مایکوریزا (*Funneliformis mosseae*) با بلوط ایرانی و بررسی اثر قارچ مذکور بر رشد و تحمل به خشکی بلوط ایرانی انجام گرفت.

مواد و روش‌ها

مواد گیاهی

در این تحقیق، اثر تلقیح ریشه‌ای قارچ آرباسکولار مایکوریزا بر رشد و تحمل به خشکی نهال‌های بلوط ایرانی در فضای گلخانه و آزمایشگاه گروه علوم باغبانی دانشکده کشاورزی دانشگاه اراک بررسی شد. برای اجرای این طرح از نهال‌های دوسالهٔ بلوط ایرانی (*Quercus brantii*) تهیه‌شده از ادارهٔ کل منابع طبیعی و آبخیزداری استان مرکزی استفاده شد. برای تلقیح با قارچ مایکوریزا، نهال‌ها به گلدان‌های پلی‌اتیلن ۱۰ لیتری حاوی بستر کشت رس، سیلت و شن (جدول ۱) منتقل شدند و در حین انتقال در هر گلدان، ۱۰۰ گرم از مایهٔ تلقیح قارچ به اطراف ریشه اضافه شد. مایهٔ تلقیح قارچ به‌صورت پودر حاوی اندام قارچ مایکوریزا گونهٔ *Funneliformis mosseae* (=*Glomus mosseae*) به میزان ۳۵–۴۰ اسپور در هر گرم مادهٔ تلقیح از شرکت دانش‌بنیان زیست‌فناور توران شاهرود تهیه شد.

جدول ۱. مشخصات فیزیکی و شیمیایی خاک استفاده‌شده برای کشت نهال‌های بلوط ایرانی

درصد اشباع	هدایت الکتریکی (ds/m)	اسیدیتهٔ کل اشباع	درصد مواد خنثی‌شونده	کربن آلی (درصد)	ازت کل (درصد)	فسفر قابل جذب (ppm)	پتاسیم قابل جذب (ppm)	شن (درصد)	سیلت (درصد)	رس (درصد)
۲۸/۴	۵/۴	۷/۲	۱۱/۵	۱/۹	۰/۱۹	۵	۳۳۶	۵۵	۲۴	۲۱

جدول ۲. جدول زمانی کشت، تلقیح و اعمال تنش خشکی بر نهال‌های بلوط ایرانی

کشت بذور در خزانهٔ نهالستان	انتقال بذور جوانه‌زده به گلدان	انتقال نهال و تلقیح با قارچ مایکوریزا	شروع تنش خشکی
اواخر آبان ۱۳۹۳	اواخر اسفند ۱۳۹۳	فروردین ۱۳۹۶	اردیبهشت ۱۳۹۷

تا قبل از اعمال تنش خشکی، برای تشکیل کلونی قارچ مایکوریزا، گیاهان یک سال در شرایط عدم تنش خشکی نگهداری شدند و آبیاری و تغذیه با محلول غذایی هوگلند تغییریافته که فاقد فسفر بود به‌طور منظم صورت گرفت (جدول ۲).

برای اعمال تنش خشکی، در روز اول همهٔ گلدان‌ها تا حد ظرفیت زراعی آبیاری شدند و پس از آن تنش خشکی به‌صورت آبیاری نکردن نیمی از گلدان‌های تلقیح‌شده و نیمی از گلدان‌های بدون تلقیح (در مجموع شامل چهار تیمار $+H_2O$ –AM، $+H_2O$ +AM، $-H_2O$ –AM و $-H_2O$ +AM) اعمال شده و تنش با رسیدن هدایت روزنه‌ای گیاهان تحت تنش به ۱۰ درصد هدایت روزنه‌ای گیاهان شاهد متوقف شد و نمونه‌گیری انجام گرفت. برای اندازه‌گیری هدایت روزنه‌ای از دستگاه پرومتر (AP4 Leaf Porometer) در ساعت ۱۰ صبح استفاده شد. این آزمایش به‌صورت فاکتوریل و برپایهٔ طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار و سه مشاهده در هر تکرار انجام گرفت. فاکتور اول، تیمار تلقیح با قارچ مایکوریزا (در دو سطح تلقیح و تلقیح نکردن) و فاکتور دوم، تیمار تنش خشکی (در دو سطح آبیاری و آبیاری نکردن) بود.

برای تعیین درصد کلونیزاسیون قارچ مایکوریزا، ریشه‌های رنگ‌آمیزی‌شده به قطعات یک سانتی‌متری تقسیم و در سطح پتری دیش مشبک پخش شدند. سپس تعداد برخورد هر یک از ریشه‌های آلوده با خطوط شبکهٔ پتری دیش با استفاده از میکروسکوپ با بزرگ‌نمایی ۴۰ شمارش و درصد کلونیزاسیون قارچ از تقسیم تعداد قطعات ریشهٔ مایکوریزی به کل قطعات ریشه محاسبه شد [۷].

برای ارزیابی محتوای نسبی آب برگ (RWC) قطعاتی از برگ‌های کاملاً توسعه‌یافته انتخاب و ابتدا وزنِ تر (FW) آنها محاسبه شد. به‌منظور تعیین وزن تورژسانس (TW)، قطعات برگ، ۲۴ ساعت درون آب مقطر در دمای اتاق نگهداری و پس از گرفتن رطوبت سطحی آنها، دوباره توزین شدند. سپس نمونه‌های برگ به‌مدت ۷۲ ساعت در داخل آون با دمای ۷۲ درجهٔ سانتی‌گراد قرار داده شدند و در نهایت وزن خشک (DW) نمونه‌ها اندازه‌گیری و با استفاده از معادلهٔ ۱، محتوای نسبی آب برگ محاسبه شد [۲].

$$RWC\% = \frac{(FW - DW)}{(TW - DW)} \times ۱۰۰ \qquad (۱)$$

برای ارزیابی پایداری غشای سلولی، مقدار نشت یونی نمونه برگ (EL) ارزیابی شد. از هر تیمار، یک گرم برگ به‌صورت قطعات یک سانتی‌متر مربعی به درون لوله‌های دردار حاوی ۲۰ میلی‌لیتر آب دوبار تقطیر انتقال یافت و بلافاصله در دستگاه شیکر با سرعت ۱۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۸ ساعت در دمای اتاق قرار داده شد. سپس هدایت الکتریکی بخش مایع اندازه‌گیری شد (EC_1). نمونه‌ها ۹۰ دقیقه در حمام آب گرم با دمای ۸۵ درجهٔ سانتی‌گراد قرار گرفتند و سپس لوله‌ها به‌سرعت با قرار دادن در بین قطعات یخ سرد شدند و پس از خنک شدن هدایت الکتریکی کل آنها اندازه‌گیری شد (EC_T). پس از آن، درصد نشت یونی از طریق معادلهٔ ۲ محاسبه شد [۲].

$$EL\% = \frac{EC۱}{ECT} \times ۱۰۰ \qquad (۲)$$

برای ارزیابی محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی برگ، ۲۰۰ میلی‌گرم برگ تازه با ۱۰ میلی‌لیتر استن ۸۰ درصد هموژن شد و به‌مدت ۱۰ دقیقه در سانتریفیوژ با ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه قرار داده شد. سپس جذب روشناور در طول موج‌های ۴۷۰، ۶۴۶ و۶۶۳ نانومتر توسط اسپکتروفتومتر

قرائت و با استفاده از معادله‌های ۳، ۴ و ۵ مقادیر کلروفیل a، کلروفیل b و کاروتنوئید کل محاسبه شد [۸].

$$\text{Chl a}\left(\frac{\text{mg}}{\text{gFW}}\right)=\frac{۱۲/۲۱A_{۶۶۳}-۲/۸۱A_{۶۴۶}\times \text{V}}{۱۰۰۰W} \qquad (۳)$$

$$\text{Chl b}\left(\frac{\text{mg}}{\text{gFW}}\right)=\frac{۲۰/۱۳\text{A}_{۶۴۶}-۵/۰۳\text{A}_{۶۶۳}\times \text{V}}{۱۰۰۰\text{W}} \qquad (۴)$$

$$\text{Car}\left(\frac{\text{mg}}{\text{gFW}}\right)=\frac{[۱۰۰۰\text{A}۴۷۰-۳/۲۷\ \text{Chl a}-۱۰۴\ \text{Chl b}]}{229} \qquad (۵)$$

برای ارزیابی محتوای پرولین، پس از توزین ۰/۲ گرم برگ، ۱۰ میلی‌لیتر اسید سولفوسالیسیلیک ۳ درصد اضافه و سانتریفیوژ شدند. سپس ۲ میلی‌لیتر اسید ناین‌هیدرین و ۲ میلی‌لیتر اسید استیک به ۲ میلی‌لیتر از روشناور حاصل افزوده و به‌مدت یک ساعت در حمام آب گرم با دمای ۱۰۰ درجهٔ سانتی‌گراد قرار داده شد. نمونه‌ها به‌منظور توقف واکنش، در بستر یخ قرار داده شدند و پس از خنک شدن، ۴ میلی‌لیتر تولوئن به محلول اضافه شده و ۳۰ ثانیه ورتکس شدند و پرولین محلول در فاز رویی در کوویت دستگاه اسپکتروفتومتر ریخته و مقدار جذب در طول موج ۵۲۰ نانومتر قرائت شد. در نهایت غلظت پرولین هر نمونه با استفاده از منحنی استاندارد حاصل از غلظت‌های مختلف پرولین خالص محاسبه شد [۹]. برای تهیهٔ عصارهٔ گیاهی به‌منظور اندازه‌گیری فنول، فلاونوئید و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل، ۵۰۰ میلی‌گرم نمونهٔ برگ گیاه به‌همراه ۱۰ میلی‌لیتر متانول ۸۰ درصد هضم و سپس ۱۰ دقیقه با ۱۰۰۰۰ دور بر دقیقه سانتریفیوژ شد. در نهایت روشناور حاصل در شیشه‌های تیره در دمای ۴ درجهٔ سانتی‌گراد تا زمان اندازه‌گیری صفت مذکور نگهداری شد. به‌منظور اندازه‌گیری مقدار ترکیبات فنولی کل از روش رنگ‌سنجی فولین سیوکالتیو استفاده شد. بدین منظور به ۴۰۰ میکرولیتر از عصارهٔ استخراج‌شده ۲۰۰۰ میکرولیتر معرف فولین سیوکالتیو (۱:۱۰) و ۱۶۰۰ میکرولیتر محلول ۷/۵ درصد کربنات سدیم اضافه شد و پس از ۳۰ دقیقه، جذب مخلوط حاصل در طول موج ۷۶۵ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد [۱۰]. برای رسم منحنی استاندارد نیز از اسیدگالیک استفاده شد. مقدار فنول کل براساس میلی‌گرم ترکیبات فنولی برحسب اسید گالیک بر گرم وزن خشک بیان شد.

مقدار فلاونوئید کل به روش رنگ‌سنجی کلرید آلومینیوم اندازه‌گیری شد [۱۱]. در این روش ۲ میلی‌لیتر از عصارهٔ استخراج‌شده با ۲ میلی‌لیتر کلرید آلومینیوم ۲ درصد درون لولهٔ 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 برحسب میلی‌گرم معادل کوئرستین در گرم وزن خشک بیان شد. ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل به روش DPPH [۱۲] ارزیابی شد. بدین منظور محلول ۴ میلی‌گرم در ۱۰۰ میلی‌لیتر DPPH با متانول خالص تهیه شد و ۲۸۰۰ میکرولیتر از این محلول با ۲۰۰ میکرولیتر عصارهٔ استخراج‌شده در لوله‌های آزمایش تیره مخلوط شد. نمونه‌ها ۳۰ دقیقه در محیط تاریک نگهداری شدند و در نهایت جذب نمونه‌ها در طول موج ۵۱۷ نانومتر خوانده شد. درصد مهار رادیکال آزاد DPPH با استفاده از معادلهٔ ۶ محاسبه شد.

$$\text{DPPH radical scavenging}\,(\%)=\frac{(\text{AC}-\text{AS})}{\text{AC}}\times ۱۰۰ \qquad (۶)$$

در این فرمول AC جذب شاهد و AS بیانگر جذب عصارهٔ گیاه است. برای محاسبهٔ 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. همچنین درصد مادهٔ خشک (DW%) ریشه و ساقه با استفاده از معادلهٔ ۷ محاسبه شد.

$$\text{DW\%}=\frac{\text{DW}}{\text{FW}}\times ۱۰۰ \qquad (۷)$$

در معادلهٔ بالا، DW و FW، به‌ترتیب وزن مادهٔ خشک و وزنِ تر نمونه هستند.

این آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار و در هر تکرار سه مشاهده انجام گرفت. تجزیهٔ واریانس داده‌ها و مقایسهٔ میانگین‌ها براساس آزمون چنددامنه‌ای دانکن در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد با استفاده از نرم‌افزار آماری SAS (9.1.3) انجام گرفت.

نتایج و بحث

نتایج تجزیهٔ واریانس داده‌ها (جدول ۳) نشان داد که اثر تنش خشکی بر همهٔ صفات مورد ارزیابی در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار است. همچنین اثر تلقیح نهال‌های بلوط ایرانی با قارچ آرباسکولار مایکوریزا بر درصد مادهٔ خشک ریشه در سطح احتمال ۵ درصد و بر دیگر صفات در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار بود. اثر متقابل دو فاکتور بر صفات محتوای آب نسبی، نشت یونی، درصد مادهٔ خشک اندام هوایی و محتوای کاروتنوئید در سطح ۱ درصد و بر محتوای کلروفیل a و b و محتوای پرولین در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود.

جدول ۳. تجزیهٔ واریانس تأثیر تلقیح نهال‌های بلوط ایرانی با قارچ آرباسکولار مایکوریزا بر شاخص‌های فیزیولوژیک طی تنش خشکی

منابع تغییرات	درجهٔ آزادی	میانگین مربعات											
		محتوای نسبی آب برگ	نشت یونی	مادهٔ خشک اندام هوایی	مادهٔ خشک ریشه	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	محتوای کاروتنوئید	محتوای فنول کل	محتوای فلاونوئید کل	محتوای پرولین	ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل
تنش خشکی	۱	۹۹۷/۴ **	۱۳۷۲/۶ **	۲۲/۱ **	۸۹/۹ **	۰/۸۸۷ **	۰/۱۲۸ **	۱/۶۸۹ **	۰/۶۴۹ **	۰/۵۶۰ **	۰/۰۳۹ **	۶/۰۵۶ **	۲۱/۲۵ **
مایکوریزا	۱	۲۲۷/۱ **	۲۴۶/۹ **	۹/۱۳ **	۴۹/۷ *	۰/۵۲۲ **	۰/۰۵۸ **	۰/۹۲۸ **	۰/۲۴۶ **	۱/۴۶۰ **	۰/۱۵۹ **	۱/۵۲۷ **	۳۰/۷۵ **
خشکی × مایکوریزا	۱	۲۴/۶ **	۲۴/۱ **	۳/۴۴ **	۰/۰۲۸ ns	۰/۰۴۵ *	۰/۰۱۹ ns	۰/۱۲۳ *	۰/۱۵۲ **	۰/۰۰۵ ns	۰/۰۰۳ ns	۰/۹۳۸ *	۰/۰۷۵ ns
خطای آزمایش	۸	۰/۵۲	۱/۵۸	۰/۱۸	۵/۹۵	۰/۰۰۶	۰/۰۰۴	۰/۰۱۲	۰/۰۱۱	۰/۰۰۶	۰/۰۰۲	۰/۰۹۷	۱/۳۱
ضریب تغییرات (٪)	–	۱/۱۵	۲/۲۸	۱۰/۷۱	۴/۴۴	۵/۵۱	۱۵/۴۸	۵/۹۸	۹/۹۷	۷/۱۱	۸/۷۰	۳۳/۲۴	۱/۴۴

** و * به‌ترتیب معنی‌داری در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد؛ ns، معنی‌دار نبودن.

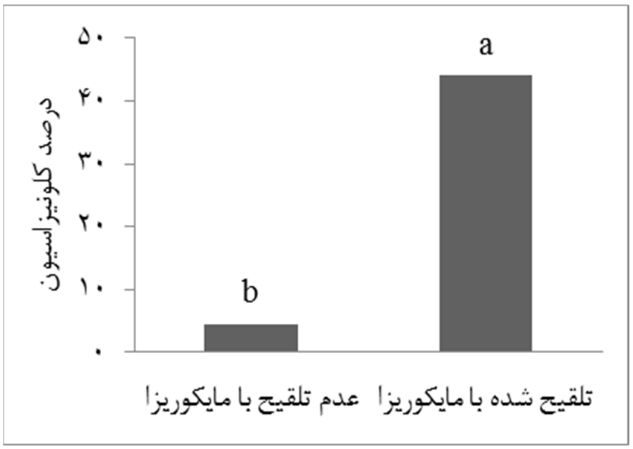
مقدار کلونیزاسیون ریشه

به‌طور میانگین درصد کلونیزاسیون قارچ آرباسکولار مایکوریزا روی ریشهٔ نهال‌های بلوط ایرانی تلقیح‌شده و تلقیح‌نشده به‌ترتیب ۴۴ و ۴/۵ درصد بود (شکل ۱). این نتیجه بیانگر آن است که تلقیح نشدن ریشهٔ نهال‌ها در هنگام کشت سبب تشکیل ضعیف کلونی قارچ مایکوریزا می‌شود. برپایهٔ این نتایج گزارش شده است که تلقیح موجب بهبود تشکیل کلونی قارچ مایکوریزا روی ریشهٔ نهال‌های نمدار شد [۱۳].

توانایی تشکیل کلونی توسط قارچ مایکوریزا، به شرایط pH و در نتیجه فسفر محلول در خاک، مقدار مواد آلی و نیتروژن کل خاک بستگی دارد [۱۴]. از این‌رو، به‌ویژه در خاک‌های قلیایی و خاک‌های فقیر از مواد آلی از جمله بسیاری از خاک‌های مناطق ایران، درصد تشکیل کلونی قارچ روی ریشهٔ گیاهان به‌نسبت اندک است.

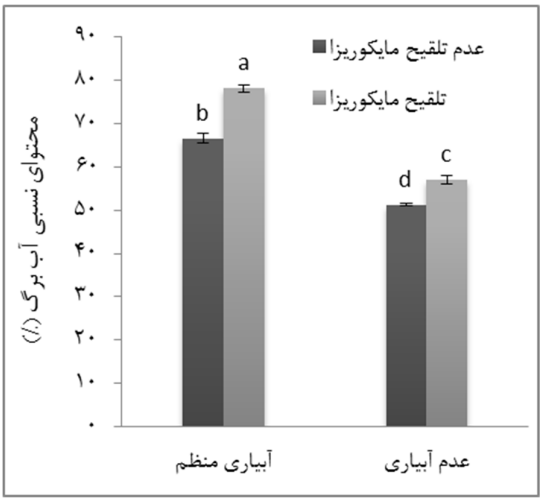
محتوای نسبی آب برگ

نتایج نشان داد که تلقیح ریشهٔ نهال‌های بلوط ایرانی با قارچ آرباسکولار مایکوریزا موجب بهبود محتوای نسبی آب برگ در نهال‌های تحت آبیاری منظم به اندازهٔ ۱۱/۶ درصد و در نهال‌های تحت تنش خشکی به اندازهٔ ۵/۹ درصد شد (شکل ۲). این نتایج حاکی از آن است که تحت تلقیح مایکوریزا، افزایش محتوای نسبی آب برگ در



شکل ۱. اثر تلقیح آرباسکولار مایکوریزا (*F. mosseae*) بر درصد تشکیل کلونی قارچ بر روی ریشهٔ بلوط ایرانی

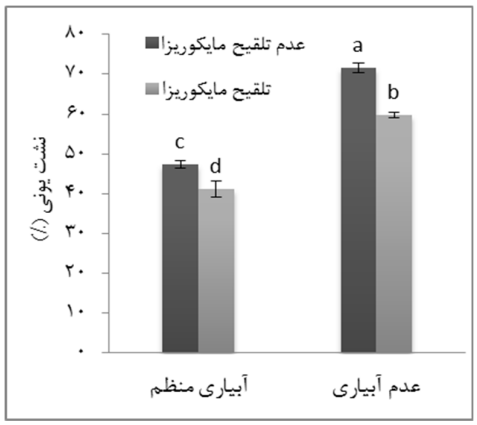
رژیم آبیاری منظم حدود دوبرابر تیمار تنش خشکی است؛ از این‌رو بهبود جذب آب توسط مایکوریزا در شرایط تنش خشکی کمتر از شرایط آبیاری منظم است. با این‌حال، افزایش معنی‌دار محتوای نسبی آب برگ در شرایط تنش خشکی با تلقیح مایکوریزا ممکن است ناشی از بهبود جذب آب از بستر کشت در شرایط تنش خشکی نیز باشد. به‌طور مشابه، افزایش محتوای آب برگ در گیاه *Macadamia tetraphylla* تلقیح‌شده با قارچ مایکوریزا نیز گزارش شده است [۶]. از مهم‌ترین فاکتورهای لازم برای فتوسنتز در گیاهان، حفظ محتوای آب نسبی برگ‌هاست [۶، ۱۵]. بهبود محتوای آب نسبی برگ با تلقیح مایکوریزا به‌دلیل افزایش هدایت هیدرولیکی است. هیف قارچ مایکوریزا با قطر حدود ۵-۲ میکرومتر به منافذی از خاک نفوذ می‌کند که ریشه‌های مویین گیاه قادر به نفوذ در این منافذ نیستند و بنابراین، سبب بهبود جذب آب توسط گیاه می‌شود [۳، ۱۶].



شکل ۲. مقایسهٔ میانگین اثر متقابل رژیم آبیاری و تلقیح قارچ *F. moseae* بر صفات محتوای نسبی آب برگ نهال‌های بلوط ایرانی. میانگین‌هایی با حروف یکسان اختلاف معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح احتمال ۵ درصد با یکدیگر ندارند.

شاخص پایداری غشای سلولی (نشت یونی)

براساس نتایج مقایسهٔ میانگین‌ها، تلقیح نهال‌ها با قارچ مایکوریزا موجب کاهش درصد نشت الکترولیت‌ها به میزان ۶/۳ درصد در شرایط تنش خشکی و ۱۱/۹ درصد در شرایط آبیاری منظم شد (شکل ۳). به‌عبارتی در هر دو رژیم آبیاری، تلقیح نهال‌ها با قارچ مایکوریزا سبب بهبود شاخص پایداری غشا شد. با این‌حال، با تلقیح مایکوریزا، کاهش نشت یونی در شرایط تنش خشکی حدود دوبرابر شرایط آبیاری منظم بود که حاکی از کاهش اثرهای تنش اکسیداتیو ناشی از خشکی، تحت تیمار مایکوریزا است. آسیب به غشای سلولی و کاهش شاخص پایداری غشا در طی تنش خشکی در بسیاری از گیاهان از جمله توت آمریکایی [۲] گزارش شده است. همچنین، مطابق با این نتایج، کاهش نشت یونی در نهال‌های تلقیح‌نشدهٔ زیتون با قارچ آرباسکولار مایکوریزا گزارش شده است [۱۷]. تنش خشکی موجب افزایش سطح گونه‌های فعال اکسیژن از جمله رادیکال‌های سوپراکسید، پراکسید هیدروژن، هیدروکسیل و اکسیژن یگانه و در نتیجه پراکسیداسیون چربی‌ها و افزایش نشت یونی از غشا می‌شود [۲]. گزارش شده است که مایکوریزا با افزایش مقدار آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی و افزایش جذب عناصری مانند فسفر و کلسیم سبب بهبود استحکام دیوارهٔ سلولی می‌شود [۱۶].

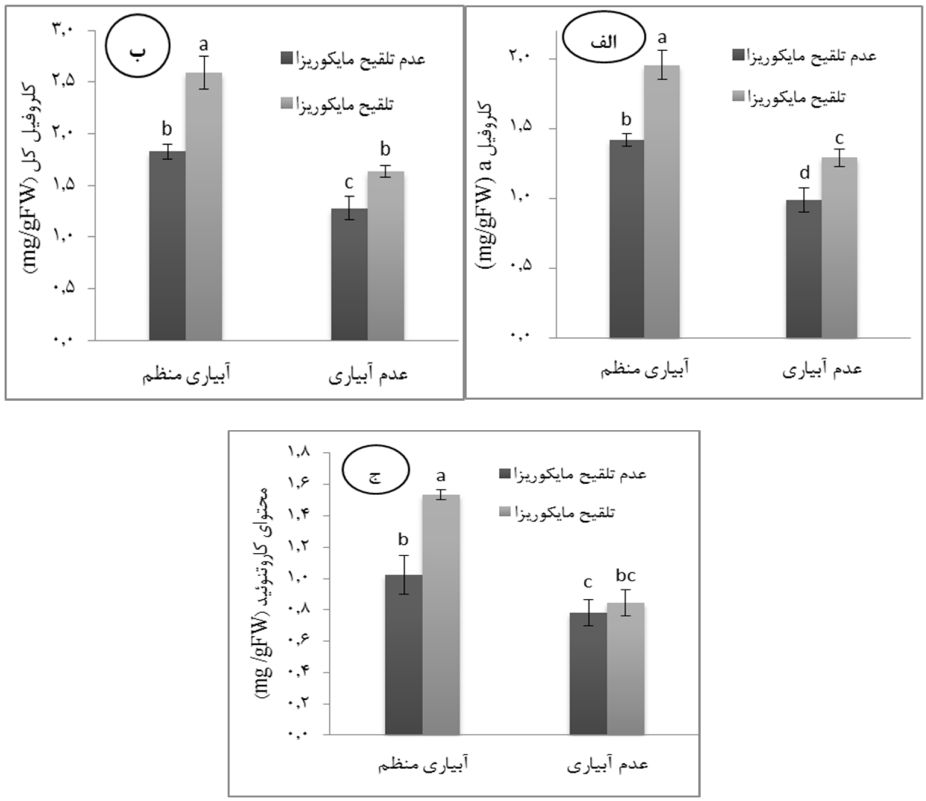


شکل ۳. مقایسهٔ میانگین اثر متقابل رژیم آبیاری و تلقیح قارچ *F. moseae* بر نشت یونی برگ نهال‌های بلوط ایرانی. میانگین‌هایی با حروف یکسان اختلاف معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح احتمال ۵ درصد با یکدیگر ندارند.

محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی

مقایسهٔ میانگین‌ها نشان داد که تلقیح مایکوریزا سبب افزایش محتوای کلروفیل a، کلروفیل کل و کاروتنوئیدها در شرایط آبیاری منظم به اندازهٔ ۳۸، ۴۱/۵ و ۵۰ درصد و در شرایط تنش خشکی به اندازهٔ ۳۰، ۲۷/۳ و ۷/۶ درصد شد (شکل ۴). این نتایج حاکی از اثربخشی بیشتر مایکوریزا در بهبود رنگیزه‌های فتوسنتزی در شرایط آبیاری منظم نسبت به تنش خشکی است. با این‌حال بیشترین اثر مایکوریزا بر بهبود رنگیزه‌های فتوسنتزی در شرایط تنش خشکی بر کلروفیل a بود که به‌طور تقریبی مشابه افزایش آن در شرایط آبیاری معمول بود. همچنین تنش خشکی سبب کاهش ۴۰/۴ درصدی محتوای کلروفیل b (جدول ۴) و تلقیح نهال‌ها با مایکوریزا سبب افزایش ۳۷/۱ درصدی آن شد (جدول ۵). برپایهٔ این نتایج، در *Poincianella pyramidalis* حداکثر کلروفیل a، کلروفیل b و کاروتنوئیدها در گیاهان تلقیح‌شده با قارچ آرباسکولار مایکوریزا گزارش شد [۴]. در شرایط تنش خشکی با افزایش فعالیت آنزیم‌های کلروفیلاز و همچنین فتواکسیداسیون کلروفیل توسط گونه‌های فعال اکسیژن، محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی کاهش می‌یابد [۲].

کلروفیل از ترکیبات منیزیم، کربن و نیتروژن تشکیل شده است. مایکوریزا با افزایش جذب عناصر غذایی از خاک، به‌ویژه نیتروژن و فسفر و همچنین بهبود روابط آبی گیاه، سبب افزایش محتوای کلروفیل در برگ گیاه می‌شود [۱۶]. از سوی دیگر، با افزایش جذب آب و عناصر غذایی از طریق هیف قارچ مایکوریزا، فتوسنتز نیز افزایش می‌یابد که خود سبب افزایش رنگیزه‌های فتوسنتزی از جمله کلروفیل و کاروتنوئیدها می‌شود [۴].



شکل ۴. مقایسهٔ میانگین اثر متقابل رژیم آبیاری و تلقیح قارچ *F. moseae* بر محتوای کلروفیل a (الف)، کلروفیل کل (ب) و کاروتنوئید کل (ج) برگ نهال‌های بلوط ایرانی. میانگین‌هایی با حروف یکسان اختلاف معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح احتمال ۵ درصد ندارند.

جدول ۴. مقایسهٔ میانگین اثر تنش خشکی بر صفات فیزیولوژیک نهال‌های بلوط ایرانی

تیمار	کلروفیل b (mg/gFW)	مادهٔ خشک ریشه (٪)	محتوای فلاونوئید کل (mg eqv QUE/gDW)	محتوای فنول کل (mg eqv GAE/gDW)	ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل (mg eqv ASC/gDW)
آبیاری منظم	۰/۵۲ a	۵۷/۷ a	۰/۵۱ b	۰/۸۳ b	۸۹/۲ b
آبیاری نشدن	۰/۳۱ b	۵۲/۲ b	۰/۶۳ a	۱/۲۷ a	۹۲/۶ a

– میانگین‌هایی با حروف یکسان در هر ستون اختلاف معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح احتمال ۵ درصد با یکدیگر ندارند.

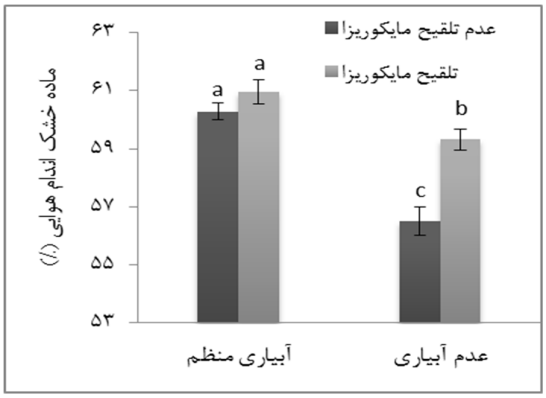
جدول ۵. مقایسهٔ میانگین اثر تلقیح قارچ آرباسکولار مایکوریزا بر صفات فیزیولوژیک نهال‌های بلوط ایرانی

تیمار	کلروفیل b (mg/gFW)	مادهٔ خشک ریشه (٪)	محتوای فلاونوئید کل (mg eqv QUE/gDW)	محتوای فنول کل (mg eqv GAE/gDW)	ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل (mg eqv ASC/gDW)
تلقیح نشدن مایکوریزا	۰/۳۵ b	۵۲/۹ b	۰/۴۵ b	۰/۷۰ b	۸۹/۱ b
تلقیح مایکوریزا	۰/۴۸ a	۵۷/۰ a	۰/۶۹ a	۱/۴۰ a	۹۲/۷ a

– میانگین‌هایی با حروف یکسان در هر ستون اختلاف معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح احتمال ۵ درصد با یکدیگر ندارند.

مادهٔ خشک ریشه و اندام هوایی

در شرایط تلقیح نشدن مایکوریزا، تنش خشکی سبب کاهش معنی‌دار درصد مادهٔ خشک اندام‌های هوایی به اندازهٔ ۳/۸ درصد نسبت به شرایط آبیاری منظم شد. تلقیح مایکوریزا سبب افزایش معنی‌دار درصد مادهٔ خشک اندام‌های هوایی در شرایط تنش خشکی (۲/۸ درصد) شد، درحالی که این افزایش در شرایط آبیاری منظم اندک بود (۰/۷ درصد) و معنی‌دار نبود (شکل ۵). همچنین نتایج نشان داد که تلقیح قارچ آرباسکولار مایکوریزا سبب افزایش ۴/۱ درصدی مادهٔ خشک ریشه شد (جدول ۵). با کاهش جذب آب و عناصر غذایی و همچنین فتوسنتز و ماده‌سازی در شرایط کمبود آب، مادهٔ خشک اندام‌ها نیز کاهش می‌یابد [۲]. مطابق با این نتایج، افزایش وزن خشک اندام‌های هوایی با کلونیزاسیون قارچ مایکوریزا در پسته [۵] و زیتون [۱۷] نیز گزارش شده است. قارچ‌های همزیست سبب بهبود جذب و انتقال آب و افزایش جریان شیرهٔ سلولی در گیاهان میزبان می‌شوند [۴]. افزون‌بر این، هیف‌های بسیار گستردهٔ قارچ مایکوریزا، جذب عناصر غذایی، به‌ویژه عناصر کم‌تحرک در خاک از جمله فسفر، مس و روی را بهبود می‌بخشد. با بهبود جذب آب و عناصر غذایی، فتوسنتز و در نتیجه تولید مادهٔ خشک نیز ممکن است افزایش یابد [۳، ۱۷].



شکل ۵. مقایسهٔ میانگین اثر متقابل رژیم آبیاری و تلقیح قارچ *F. moseae* بر درصد مادهٔ خشک اندام‌های هوایی نهال‌های بلوط ایرانی. میانگین‌هایی با حروف یکسان، اختلاف معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح احتمال ۵ درصد با یکدیگر ندارند.

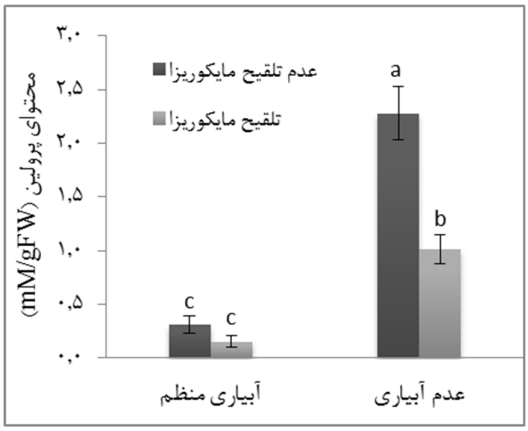
محتوای فنول و فلاونوئید کل

مقایسهٔ میانگین داده‌ها نشان داد که محتوای فنول و فلاونوئید کل به‌ترتیب از ۰/۸۳ و ۰/۵۱ میلی‌گرم بر گرم وزن خشک برگ در رژیم آبیاری منظم به ۱/۲۷ و ۰/۶۳ میلی‌گرم بر گرم وزن خشک برگ تحت تیمار تنش خشکی افزایش یافت (جدول ۴). به‌عبارتی تنش خشکی به‌ترتیب سبب افزایش معنی‌دار ۵۳ و ۲۳/۵ درصدی محتوای فنول و فلاونوئید کل شد. از جمله سازوکارهای آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی گیاهان تحت تنش خشکی، افزایش سطوح ترکیبات فنولی [۱۸] و فلاونوئیدی [۱۹] است. ترکیبات فنولی به‌عنوان پالایندهٔ گونه‌های واکنش‌گر اکسیژن عمل می‌کنند و در نتیجه سبب ثبات غشاهای سلولی و مانع پراکسیداسیون لیپیدها می‌شوند. این ترکیبات به‌عنوان سوبسترای آنزیم‌های پراکسیداز، نقش آنتی‌اکسیدانی دارند و همچنین با دادن سریع هیدروژن به رادیکال‌های لیپید از ادامهٔ زنجیرهٔ پراکسیداسیون ممانعت می‌کنند و قادرند محصولاتی با قدرت اکسیدکنندگی کمتر از ترکیب‌های اولیه به وجود آورند [۱۸]. فلاونوئیدها نیز به‌دلیل نقش آنتی‌اکسیدانی خود به‌طور مستقیم با وارد شدن در واکنش‌های احیایی و به‌طور غیرمستقیم از راه کلاته کردن آهن مانع تنش اکسیداتیو می‌شوند [۲۰]. افزایش ترکیبات فنولی و فلاونوئیدی در برگ نهال‌های

تحت تنش خشکی (جدول ۴) نشان‌دهندهٔ تأثیر مهم ترکیبات آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی در غلبه بر تنش اکسیداتیو است. همچنین ترکیبات آنتی‌اکسیدانی فنولی و فلاونوئیدی در گیاهان تلقیح‌شده با قارچ آرباسکولار مایکوریزا نسبت به گیاهان تلقیح‌نشده به‌ترتیب ۱۰۰ و ۵۳ درصد افزایش یافت (جدول ۵). مطابق با این نتایج، گزارش شده است که مقدار فنول گیاه کنگر فرنگی تلقیح‌شده با قارچ مایکوریزا گونهٔ *G. mosseae* ۵۰ درصد بیشتر از گیاهان تلقیح‌نشده بود [۲۱]. همچنین در بررسی اثر همزیستی قارچ مایکوریزا بر گیاه ارزن دریافتند که محتوای فلاونوئیدها در گیاهان تلقیح‌شده به‌طور معناداری بیشتر از گیاهان تلقیح‌نشده است [۲۲].

محتوای پرولین

نتایج نشان داد که محتوای پرولین برگ نهال‌های بلوط ایرانی به‌طور معنی‌داری تحت تأثیر رژیم آبیاری و تلقیح قارچ مایکوریزا قرار گرفت. کمترین مقدار پرولین (۰/۱۵ Mm/gFW) در تیمار آبیاری منظم به‌همراه تلقیح قارچ مایکوریزا مشاهده شد و بیشترین مقدار آن (۲/۲۸ Mm/gFW) به تیمار تنش خشکی به‌همراه تلقیح نشدن قارچ مایکوریزا تعلق داشت (شکل ۶). براساس نتایج، تنش خشکی سبب افزایش محتوای پرولین، و تلقیح مایکوریزا سبب تقلیل محتوای این ترکیب شد؛ به‌گونه‌ای که با تلقیح مایکوریزا محتوای پرولین در نهال‌های تحت رژیم آبیاری منظم و تنش خشکی به‌ترتیب ۵۱/۶ و ۵۵/۷ درصد کاهش یافت. در بسیاری از گیاهان از جمله توت آمریکایی [۲] گزارش شده است که تنش خشکی سبب تجمع پرولین می‌شود. پرولین از مهم‌ترین محلول‌های سازگاری است که تحت شرایط تنش به‌ویژه در برگ‌های جوان تجمع پیدا می‌کند. همبستگی شدید بین تجمع پرولین و مقاومت به خشکی با استفاده از بیان زیاد ژن پرولین-۵-کربوکسیلات سنتتاز یا توسط بازدارندگی آنتی‌سنس ژن پرولین دهیدروژناز در انواع گیاهان به اثبات رسیده است [۲۳]. افزایش محتوای پرولین برگ‌های نهال‌های بلوط ایرانی تحت شرایط تنش خشکی در این مطالعه، نشان‌دهندهٔ فرایند سازگاری این گیاه با شرایط تنش خشکی از طریق تنظیم اسمزی است. از سویی کاهش محتوای پرولین در نهال‌های تلقیح‌شده با قارچ مایکوریزا نشان‌دهندهٔ تأثیر حفاظتی مایکوریزا از گیاهان میزبان در برابر تنش خشکی از طریق سازوکارهای اولیهٔ اجتناب از خشکی است [۶]. همسو با این نتایج، گزارش شده است که در برگ نهال‌های پستهٔ تلقیح‌شده با قارچ مایکوریزا، پرولین کمتری از نهال‌های تلقیح‌نشده تحت شرایط تنش تجمع می‌یابد [۵].



شکل ۶. مقایسهٔ میانگین اثر متقابل رژیم آبیاری و تلقیح قارچ *F. moseae* بر محتوای پرولین برگ نهال‌های بلوط ایرانی. میانگین‌هایی با حروف یکسان اختلاف معنی‌داری از لحاظ آماری در سطح احتمال ۵ درصد با یکدیگر ندارند.

ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل

نتایج داده‌های مقایسه میانگین‌ها نشان داد که تنش خشکی و تلقیح نهال‌ها با مایکوریزا به‌طور تقریبی به یک اندازه سبب افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل می‌شوند. ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل از ۸۹/۲ میلی‌گرم معادل اسید آسکوربیک بر گرم وزن خشک برگ در گیاهان تحت رژیم آبیاری منظم به ۹۲/۶ میلی‌گرم معادل اسید آسکوربیک بر گرم وزن خشک برگ در گیاهان تحت تنش افزایش یافت (جدول ۴). ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل از ۸۹/۱ میلی‌گرم معادل اسید آسکوربیک بر گرم وزن خشک برگ در گیاهان تلقیح‌نشده به ۹۲/۷ میلی‌گرم معادل اسید آسکوربیک بر گرم وزن خشک برگ در گیاهان تلقیح‌شده با قارچ آرباسکولار مایکوریزا افزایش یافت (جدول ۵). تنش خشکی سبب صدمات اکسیداتیو از طریق تجمع گونه‌های فعال اکسیژن می‌شود. گیاهان برای حذف رادیکال‌های آزاد مازاد تولیدشده تحت شرایط تنش مجهز به سیستم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدان آنزیمی و غیرآنزیمی شده‌اند [۳]. تحقیقات نشان داده است که قارچ‌های همزیست آرباسکولار مایکوریزا برای مقابله با تجمع ROSها در گیاهان، ممکن است سبب افزایش فعالیت سیستم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدان گیاه شود و بنابراین صدمات اکسیداتیو در محصولات باغبانی تحت تنش خشکی، شوری، دما و فلزات سنگین کاهش می‌یابد [۳]. مطابق با این نتایج، گزارش شده است که تلقیح ریشه‌های نهال نارنج سه‌برگ با قارچ مایکوریزا سبب کاهش تجمع ROSها و در نتیجه کاهش صدمات اکسیداتیو شد [۲۴]. قارچ آرباسکولار مایکوریزا گذشته از تجمع آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی، سبب افزایش تجمع دیگر آنتی‌اکسیدان‌ها به‌ویژه آنتوسیانین‌ها، کاروتنوئیدها و فلاونوئیدها و ترکیبات فنول می‌شود که غلبه بر صدمات اکسیداتیو را در پی دارد [۵].

نتیجه‌گیری

در مجموع نتایج حاکی از آن بود که تنش خشکی بر همهٔ صفات فیزیولوژیک نهال‌های بلوط ایرانی اثر منفی داشت. تحت شرایط تنش خشکی، محتوای نسبی آب برگ‌ها، مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی، درصد مادهٔ خشک ریشه و اندام‌های هوایی و شاخص پایداری غشا کاهش یافت. این نتایج حاکی از آن است که بلوط ایرانی در مرحلهٔ نونهالی و استقرار مقاومت کافی به تنش خشکی ندارند. تلقیح نهال‌های بلوط ایرانی با قارچ آرباسکولار مایکوریزا سبب بهبود صفات درصد مادهٔ خشک ریشه، محتوای کلروفیل b، محتوای فنول کل، محتوای فلاونوئید کل و ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل شد. همچنین با تلقیح قارچ مایکوریزا محتوای آب نسبی، شاخص پایداری غشا، درصد مادهٔ خشک اندام‌های هوایی، محتوای کلروفیل a و کل و محتوای کاروتنوئید چه در رژیم آبیاری منظم و چه در شرایط تنش خشکی افزایش یافت که نتایج بیانگر کاهش اثرهای تنش خشکی ناشی از قارچ همزیست مایکوریزا است. از این‌رو تلقیح نهال‌های بلوط ایرانی پیش از کشت و استقرار آنها پیشنهاد می‌شود.

References

[1]. Naseri Karimvand, S., Poursartip, L., Moradi, M., and Susani, J. (2017). Comparing the impact off climate variables on healthy and declined stands off Persian oak (*Quercus branttii* Lindl.) in the “Khorram Abad”. Iranian Journal of Wood and Paper Industries, 7 (4): 591-600.

[2]. Khaleghi, A., Naderi, R., Brunetti, C., Maserti, B.E., Salami, S.A., and Babalar M. (2019). Morphological, physiochemical and antioxidant responses of *Maclura pomifera* to drought stress. Scientific Reports, 9: 1-12.

[3]. Wu, Q.S., Srivastava, A.K., and Zou, Y.N. (2013). AMF-induced tolerance to drought stress in citrus: A review. Scientia Horticulturae, 164: 77-87.

[4]. Frosi, G., Barros, V.A., Oliveira, M.T., Santos, M., Ramos, D.G., Maia, L.C., and 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.

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

[6]. Yooyongwech, S., Phaukinsang, N., Cha-um, S., and 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.

[7]. Giovannetti, H.W., and Mosse, B. (1980). An evaluation technique for measuring vesicular arbescular mycorrhiza infection in roots. New Phytologist, 84: 489-500.

[8]. Lichtenthaler, H.K., and 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.

[9]. Bates, L.S., Waldren, R.P., and Teare, L.D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant Soil, 39: 205-207.

[10]. Singleton, V.L., and Rossi, J.A. (1965). Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. American Journal of Enology and Viticulture, 16: 144-158.

[11]. Djeridane, A., Yousfi, M., and Nadjemi, B. (2006). Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. Food chemistry, 97: 654-660.

[12]. Akowuah, G.A., Ismail, Z., Norhayati, I., and 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.

[13]. Timonen, S., and 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.

[14]. Martinova, V., van Geel, M., Lievens, B., and Honnay, O. (2016). Strong differences in *Quercus robur*-associated ectomycorrhizal fungal communities along a forest-city soil sealing gradient. Fungal Ecology, 20: 88-96.

[15]. Yang, F., and Miao, L.F. (2010). Adaptive responses to progressive drought stress in two poplar species originating from different altitudes. Silva Fennica, 44(1): 23-37.

[16]. Goss, M.J., Carvalho, M., and Brito, I. (2017). Functional Diversity of Mycorrhiza and Sustainable Agriculture: Management to Overcome Biotic and Abiotic Stresses. Academic press, London.

[17]. Fouad, M.O., Essahibi, A., Benhiba, L., and 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.

[18]. Chang, W.C., Kim, S.C., Hwang, S.S., Choi, B.K., and 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.

[19]. Tattini, M., Galardi, C., Pinelli, P., Massari, R., Remorini, D., and 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.

[20]. Morello, J.R., Romero, M.P., Ramo, T., and 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.

[21]. Ceccarelli, N., Curadi, M., Martelloni, L., Sbrana, C., Picciarelli, P., and 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.

[22]. Tyagi, J., Varma, A., and 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.

[23]. Seki, M. Umezawa, T., Urano, K., and Shinozaki, K. (2007). Regulatory metabolic networks in drought stress responses. Plant Biology, 10: 296-302.

[24]. Wu, Q.S., Xia, R.X., and Zou, Y.N., (2006). Reactive oxygen metabolism in mycorrhizal and non-mycorrhizal citrus (*Poncirus trifoliata*) seedlings subjected to water stress. Plant Physiology, 163: 1101–1110.

Effect of mycorrhiza application on some physiological and biochemical characteristics of Quercus brantii saplings under drought stress conditions

A.R. Khaleghi*; Assist., Prof., Department of Horticultural Sciences, Faculty of Agriculture and Natural Resources, Arak University, Arak, I.R. Iran.

P. Puryafar; Former M.Sc. Student, Department of Horticultural Sciences, Faculty of Agriculture and Natural Resources, Arak University, Arak, Arak, I.R. Iran.

(Received: 14 February 2020, Accepted: 13 May 2020)

ABSTRACT

Drought is one of the most important environmental factor limiting the growth of woody and non woody plants. Especially, in arid and semiarid regions, establishment, growth and development of trees, especially young seedlings are severely affected by water scarcity. So, in order to study the effect of mycorrhizal fungi inoculation on drought resistance of Quercus brantii Lindl. saplings, a factorial experiment was performed in completely randomized design with three replications. Treatments were included drought stress at two levels (well-watered and withholding water) and mycorrhiza at two levels (inoculation and/or uninoculated with Funneliformis moseae). Under drought stress, all growth indices including relative water content, photosynthetic pigments content, dry matter percentage and membrane stability index decreased. Inoculation of arbuscular mycorrhizal fungi significantly improved root dry matter percentage (4/1%), chlorophyll b content (37/1%), total phenol content (100%), total flavonoid content (53%) and total antioxidant capacity (4%) compared with the uninoculated seedlings. Mycorrhiza inoculation also increased relative water content, membrane stability index, shoot dry weight percentage, chlorophyll a and total content and carotenoids content and decreased leaf proline content of Iranian oak saplings under both regular irrigation and drought stress conditions. Overall, the results showed that mycorrhiza arbuscular fungi improved growth indices of Iranian oak saplings by improving plant water relations and antioxidant compounds. Therefore, inoculation of Iranian oak saplings before planting and their establishment in the main site is recommended.

Key Words: Antioxidant, Arbuscular mycorrhiza, Iranian oak, Symbiosis.

* Corresponding author: Email: a-khaleghi@araku.ac.ir, Tel; +989183673747