Archive of SID

علوم باغبانی ایران
دورهٔ ۴۶، شمارهٔ ۳، پاییز ۱۳۹۴ (ص ۴۵۳-۴۴۱)

اثرات اسید جاسمونیک و میکوریز آربوسکولار بر رشد و خصوصیات اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های پستهٔ تحت تنش خشکی

اسماء عباسی کاشانی[1*]، محمدحسین شمشیری[2]، مجید اسماعیلی‌زاده[3] و حمیدرضا کریمی[4]
۱، ۲، ۳ و ۴. دانشجوی سابق کارشناسی ارشد، دانشیار، استادیار و دانشیار گروه علوم باغبانی، دانشکدهٔ کشاورزی، دانشگاه ولی‌عصر(عج) رفسنجان

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۲/۷/۳۰ - تاریخ تصویب: ۱۳۹۳/۴/۱۷)

چکیده

خشکی از مهم‌ترین تنش‌های محیطی رایج در کشور است که بر مراحل مختلف رشد و نمو گیاهان تأثیر می‌گذارد. به‌منظور بررسی آثار تلفیقی قارچ میکوریز آربوسکولار (*Glomus intratadices*) و اسید جاسمونیک بر ویژگی‌های رشدی و اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های پستهٔ رقم قزوینی تحت تنش خشکی، آزمایش گلخانه‌ای با سه فاکتور میکوریز (میکوریز و بدون میکوریز)، اسید جاسمونیک (غلظت صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار) به‌صورت محلول‌پاشی برگی در سه نوبت، با فاصلهٔ زمانی هر سه هفته یک‌بار و سطوح مختلف خشکی به‌صورت دور آبیاری یک روز به‌منزلهٔ شاهد، ۳، ۶ و ۱۰ روز در میان به روش وزنی و براساس ظرفیت زراعی، با سه تکرار در قالب طرح کاملاً تصادفی روی دانهال‌های سه‌ماههٔ پسته انجام شد. نتایج نشان داد که پس از ۷۰ روز تیمار خشکی، با افزایش شدت تنش خصوصیات رویشی دانهال‌ها به‌طور معناداری کاهش یافتند. ویژگی‌های اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های پسته ازقبیل محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی، Fv/Fm و شاخص عملکرد (PI) نیز تحت‌تأثیر خشکی کاهش نشان دادند. گیاهان میکوریزی کمتر تحت‌تأثیر تنش قرار گرفتند و همزیستی میکوریزی به بهبود قابل ملاحظهٔ این پارامترها نسبت به شاهد منجر شد. محلول‌پاشی برگی دانهال‌ها با اسید جاسمونیک سبب کاهش ارتفاع ساقه، وزن خشک برگ، محتوای کلروفیل a و مجموع کلروفیل و افزایش حجم سیستم ریشه‌ای شد.

واژه‌های کلیدی: پسته، تنظیم‌کنندهٔ رشد، خشکی، رنگیزه‌های فتوسنتزی، فلورسانس کلروفیل.

مقدمه

پستهٔ اهلی (*Pistacia vera* L.) در کشور ما به‌منزلهٔ یک محصول استراتژیک جایگاه خاصی در بین تولیدات کشاورزی دارد و بخش عمده‌ای از صادرات غیرنفتی را به خود اختصاص داده است (Emami Meybodi, 2008). آمارها نشان داده‌اند که بهره‌برداری بیش از حد از منابع آب زیرزمینی کشور منجر به افزایش افت منابع آبی و مشکل کمبود آب شده است (Abdolahi Ezzatabadi, 1996). تنش خشکی کلیهٔ فرایندهای فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاهان را تحت‌تأثیر قرار می‌دهد و سبب کاهش رشد، عملکرد و کیفیت محصول (Khalafallah & Abo-Ghalia, 2008) و در صورت تداوم تنش، موجب توقف فتوسنتز، اختلال در متابولیسم سلولی و درنهایت مرگ سلول می‌شود (Amarjit *et al.*, 2005). شاخص‌های رشدی همانند سطح برگ، حجم تاج‌پوشش، ارتفاع و قطر ساقه، طول میان‌گره، رشد و تراکم ریشه در واحد حجم خاک تحت‌تأثیر تنش خشکی واقع می‌شود (Thomas & Gausling, 2000). طی آزمایشی روی

E-mail: s.abbasi2006@yahoo.com
تلفن: ۰۹۱۳۳۶۱۹۴۱۰

www.SID.ir

Archive of SID

نهال‌های پستهٔ تحت تنش خشکی نشان داده شد که رشد رویشی، تولید مادهٔ خشک، میزان کلروفیل، سرعت فتوسنتز و محتوای نسبی آب‌برگ، با افزایش شدت تنش به‌طور معناداری کاهش یافت (Bagheri *et al.*, 2011a,b). Saadatmand *et al.* (2007) نیز ضمن بررسی سه سطح شوری (صفر، ۱۲۰۰ و ۲۴۰۰ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک از منبع کلریدسدیم) و سه سطح خشکی (دور آبیاری ۳، ۷ و ۱۴ روز) بر روی دو پایهٔ پستهٔ سرخس و قزوینی، گزارش کردند که میزان رشد در هر دو پایه با افزایش دور آبیاری کاهش می‌یابد به‌طوری‌که در پایهٔ قزوینی نسبت به پایهٔ سرخس کاهش رشد بیشتری مشاهده شد. با توجه به اینکه در بیشتر مناطق پسته‌خیز کشور تنش خشکی حاکم است بنابراین، همزیستی میکوریزی یکی از روش‌هایی است که در سال‌های اخیر برای مقابله با کمبود آب در بسیاری از گیاهان تحت تنش استفاده شده است (Auge, 2001) که ارتباط بین ریسه‌های قارچ میکوریز و ریشه‌های گیاه میزبان است و به‌عنوان رابطهٔ متقابل و سودمندی شناخته شده است (Besharati *et al.*, 2005; Song, 2005). ریشه‌های گیاه مواد آلی لازم را به قارچ منتقل و در مقابل ریسه‌های قارچ که در خارج ریشه‌های گیاه رشد می‌کنند به مناطق ورای دسترسی ریشه می‌رسند و به جذب آب (Subramanian *et al.*, 1997; Allen, 1982; Hardie & Leyton, 1981) و عناصر غذایی و انتقال آن به گیاه میزبان، به‌ویژه یون‌های کم‌تحرک مثل فسفر، روی، مس و مولیبدن کمک می‌کنند (Song, 2005; Ruiz-Lozano & Azcon, 1996; Bagheri *et al.* 2011a)، افزایش جذب فسفر توسط نهال‌های پستهٔ میکوریزی را عامل افزایش رشد رویشی و تولید مادهٔ خشک بیشتر ذکر کردند. اسید جاسمونیک یکی از تنظیم‌کننده‌های رشد گیاهی است که در طیف وسیعی از واکنش‌های فیزیولوژیکی و نموی گیاهان اثر گذاشته و در پاسخ به تنش‌های زنده (Kessler & Baldwin, 2002; Wu *et al.*, 2008) و غیرزنده ازقبیل خشکی (Creelman & Mullet, 1997; Gao *et al.*, 2004)، شوری (Saneoka *et al.*, 2001; Mopper *et al.*, 2004)، دمای بالا (Murata *et al.*, 1992) و دمای پایین (Rajashekar *et al.*, 1999; Kondo *et al.*, 2004) از طریق بیوسنتز پروتئین‌های دفاعی و متابولیت‌های ثانویه عمل می‌کنند (Creelman & Mullet, 1995; Wasternack, 2007) و دارای آثار بازدارندگی بر رشد، رشد طولی ریشه (Zhang *et al.*, 2006)، فعالیت آنزیم روبیسکو (Rohwer & Erwin, 2008) و آثار القایی بر تشکیل ریشه‌های نابجا (Zhang *et al.*, 2006)، تجزیهٔ کلروفیل (Creelman & Mullet, 1997)، پیری و ریزش برگ (Sasaki *et al.*, 2000; Koo & Howe, 2009)، انسداد روزنه‌ها و بیوسنتز اتیلن و تحریک سیستم‌های دفاعی گیاه (سیستم‌های آنزیمی یا بازدارنده‌ها) (Rohwer & Erwin, 2008; Koo & Howe, 2009) است. Ge *et al.* (2010) نشان دادند که در شرایط تنش خشکی، تجمع اسید جاسمونیک در گیاه به افزایش ازدست‌دهی کلروفیل، پیری و ریزش برگ و درنهایت سبب کاهش ازدست‌دهی آب منجر شد و مقاومت و زنده‌مانی بیشتری را برای گیاهان زردآلوی تحت تنش فراهم کرد. با توجه به این مسئله که مهم‌ترین اثر میکوریز آربوسکولار کمک به افزایش رشد گیاه است و در مناطق خشک و نیمه‌خشک، محدودیت اصلی رشد گیاه، رطوبت و عناصر غذایی به‌ویژه فسفر است و میکوریز می‌تواند به رشد و جذب فسفر و درنهایت به بقای گیاهان کمک کند (Hajian shahir & Abbasi, 2004) و همچنین با توجه به نقش اسید جاسمونیک در ایجاد مقاومت به خشکی در گیاهان تحت تنش (Wasternack, 2007; Hashimoto *et al.*, 2004; Turner *et al.*, 2002)، پژوهش حاضر با هدف بررسی آثار تلفیقی قارچ میکوریز آربوسکولار و اسید جاسمونیک بر برخی ویژگی‌های رشدی و اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های پستهٔ رقم قزوینی و بهبود مقاومت آن در شرایط تنش خشکی انجام شد.

مواد و روش‌ها

مکان آزمایش

این پژوهش در سال ۱۳۹۱ در گلخانهٔ تحقیقاتی دانشکدهٔ کشاورزی دانشگاه ولی‌عصر(عج) واقع در شهر رفسنجان به اجرا درآمد.

تهیهٔ مایهٔ تلقیح

در این آزمایش از قارچ میکوریز آربوسکولار گونهٔ

www.SID.ir

Archive of SID

گلوموس اینترارادیسیز[1] استفاده شد. مایهٔ قارچ مورد نظر به‌مدت چهار ماه در گلخانه روی ریشهٔ ذرت به‌منزلهٔ گیاه تله پرورش یافت و پس از نمونه‌گیری، میزان آلودگی ریشهٔ گیاه میزبان ۸۵ درصد تشخیص داده شد (Phillips & Hayman, 1970). درنهایت مخلوط یکنواختی شامل قطعات ریشهٔ آلوده، اسپور و خاک گلدان به‌عنوان مایهٔ تلقیح قارچ استفاده شد.

تهیهٔ خاک و کشت بذر

در این آزمایش از خاک لومی شنی با ۹/۲ درصد رس، ۱۷/۶ درصد سیلت، ۷۳/۲ درصد شن با PH ۷/۸، قابلیت هدایت الکتریکی ۱/۴ دسی‌زیمنس بر متر، فسفر ۱۴/۸ میلی‌گرم در کیلوگرم، پتاسیم ۱۰۷/۸ میلی‌گرم در کیلوگرم، آهن ۱/۵ میکروگرم در گرم، روی ۰/۶ میکروگرم در گرم، مس ۰/۳ میکروگرم در گرم و منگنز ۵/۸ میکروگرم در گرم استفاده شد. از بذر پستهٔ رقم قزوینی استفاده شد که پس از پوست‌گیری و ضدعفونی با هیپوکلریت سدیم ۱۰ درصد، سه مرتبه شست‌وشو با آب مقطر و قراردادن بذرها در اتاقک رشد (Tajabadi Pour, 2000) و درنهایت پس از جوانه‌زنی، سه عدد بذر در گلدان‌های پنج کیلوگرمی حاوی خاک اتوکلاوشده (دمای ۱۲۱ درجهٔ سانتی‌گراد و فشار ۱۲ اتمسفر به‌مدت یک ساعت) کشت و مایه‌کوبی آن توسط قارچ میکوریز با قراردادن ۱۰۰ گرم از مایهٔ قارچ در ناحیهٔ کشت بذر انجام شد. سه ماه بعد از کاشت و قبل از آغاز تنش، نمونه‌گیری تصادفی از ریشهٔ دانهال‌های پسته انجام شد تا اطمینان لازم از آلوده‌بودن ریشه‌ها قبل از اعمال تیمارهای خشکی و اسید جاسمونیک حاصل شود و میزان آلودگی ریشه‌های پسته ۸۰ درصد ثبت شد (Phillips & Hayman, 1970).

تیمار خشکی

سه ماه پس از کشت، تیمار خشکی در چهار سطح به‌صورت دور آبیاری یک روز به‌منزلهٔ شاهد، ۳، ۶ و ۱۰ روز در میان، به‌مدت ۷۰ روز انجام شد. اعمال تیمار خشکی براساس ظرفیت مزرعه‌ای[2] و به‌روش وزنی صورت گرفت به‌طوری‌که پس از تعیین ظرفیت مزرعه‌ای در هر دور آبیاری، گلدان‌ها در حد ظرفیت مزرعه‌ای آبیاری شدند (Tajabadipure, 2005; Bakhtiari Esfandagheh, 2011; Maleki Kuhbanani, 2013). در طول دورهٔ اعمال تیمار، دمای گلخانه ۴±۲۵ درجهٔ سانتی‌گراد، رطوبت نسبی ۳±۶۰ درصد، ۱۴ ساعت روشنایی و ۱۰ ساعت تاریکی ثبت شد.

تیمار اسید جاسمونیک

در این آزمایش تیمار اسید جاسمونیک با غلظت‌های صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار به‌صورت محلول‌پاشی برگی (Asghari & Norastehnia, 2006; Ge *et al.*, 2010) و هم‌زمان با شروع تیمار خشکی در سه نوبت، با فاصله هر سه هفته یک‌بار انجام شد.

اندازه‌گیری پارامترها

پارامترهای رویشی

در پایان آزمایش، پارامترهای رویشی شامل تعداد برگ، ارتفاع ساقه با استفاده از خط‌کش و حجم سیستم ریشه‌ای از طریق تغییر حجم آب در استوانهٔ مدرج اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری وزن خشک، نمونه‌ها به‌مدت ۴۸ ساعت در آون با دمای ۷۰ درجهٔ سانتی‌گراد قرار گرفتند و سپس وزن شدند.

رنگیزه‌های فتوسنتزی

برای اندازه‌گیری میزان رنگیزه‌های برگ شامل کلروفیل a و b، کلروفیل کل و مجموع کارتنوئیدها، در پایان آزمایش ۰/۲۵ گرم برگ از قسمت میانی شاخساره جدا و در هاون چینی با ۱۰ میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد ساییده و مخلوط حاصل به‌مدت ۱۰ دقیقه با دور ۳۵۰۰ در دقیقه سانتریفیوژ شد. سپس میزان جذب محلول رویی با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر (T80 UV/VIS ساخت کشور چین) در طول موج‌های ۴۸۰، ۵۱۰، ۶۴۵ و۶۶۳ نانومتر قرائت و غلظت کلروفیل‌ها و مجموع کارتنوئیدها با استفاده از روابط زیر محاسبه شد (Arnon, 1949).

1. *Glomus intraradices*

2. Field Capacity

www.SID.ir

Archive of SID

کلروفیل a (mg/gFw) = (۱)
$[(12.7\times OD_{663}) - (2.69\times OD_{645})] \times [V/1000\times W]$

کلروفیل b (mg/gFw) = (۲)
$[(22.9\times OD_{645}) - (4.68\times OD_{663})] \times [V/1000 \times W]$

کلروفیل کل (mg/gFw) = (۳)
$[(8.02\times OD_{663}) + (20.2\times OD_{645})] \times [V/1000\times W]$

مجموع کارتنوئیدها (mg/gFw) = (۴)
$[(7.6\times OD_{480}) - (1.49\times OD_{510})] \times [V/1000\times W]$

OD= میزان جذب قرائت شده، V= حجم استون مصرف‌شده (۱۰ سی‌سی)، W= وزن تر نمونه (گرم).

نسبت Fv/Fm و شاخص عملکرد (PI)[1]

برای اندازه‌گیری عملکرد فتوشیمیایی فتوسیستم ۲ (F_v/F_m) و شاخص عملکرد (PI) از دستگاه سنجش کلروفیل فلوریمتر (PEA, Hansatech Pocket Ltd., UK) استفاده شد، بدین روش که در پایان آزمایش، از هر گلدان به تعداد ۲ـ۴ برگ سالم و بالغ از قسمت‌های مرکزی گیاه انتخاب و در گیره‌های مخصوص برای ایجاد شرایط تاریکی قرار داده شد. پس از ۲۰ دقیقه، دستگاه سنجش کلروفیل فلوریمتر به گیره‌های نصب‌شده بر روی برگ متصل و توسط آن میزان عملکرد فتوشیمیایی فتوسیستم ۲ ثبت شد. سرزندگی عمومی (قدرت حیات) دانهال‌های پسته نیز با شاخص عملکرد مشخص شد (Strasser *et al*., 2000).

طرح آزمایشی و تجزیه و تحلیل آماری

آزمایش حاضر به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار انجام شد. تجزیهٔ آماری داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار SAS و مقایسهٔ میانگین داده‌ها توسط آزمون چنددامنه‌ای دانکن ($p<۰/۰۵$) انجام شد.

نتایج و بحث

پارامترهای رویشی

با توجه به نتایج حاصل از این آزمایش، ویژگی‌های رشدی دانهال‌ها تحت‌تأثیر تنش خشکی قرار گرفتند (جدول۱) به‌طوری‌که تحت تنش شدید (D_4)، تعداد برگ، ارتفاع ساقه، حجم سیستم ریشه‌ای، وزن خشک برگ، ساقه و ریشه نسبت به شاهد کاهش معناداری نشان دادند. همزیستی با قارچ میکوریز به‌طور شایان ملاحظه‌ای سبب بهبود رشد گیاهان تحت تنش شد و بیشترین رشد رویشی در گیاهان میکوریزی نسبت به گیاهان غیرمیکوریز مشاهده شد. کاربرد اسید جاسمونیک نیز روی برخی از خصوصیات رویشی دانهال‌های پستهٔ میکوریزی تحت تنش آثار معناداری گذاشت به‌طوری‌که کمترین ارتفاع ساقه و وزن خشک برگ در گیاهان غیرمیکوریز با غلظت ۱۰۰ میکرومولار اسید جاسمونیک و دور آبیاری ۱۰ روز در میان به‌ترتیب با ۲۹/۸ و ۷۳/۱ درصد کاهش و بیشترین حجم سیستم ریشه‌ای در غلظت ۱۰۰ میکرومولار اسید جاسمونیک با ۷۱/۴ درصد افزایش نسبت به شاهد مشاهده شد (شکل۱).

گیاهان در شرایط طبیعی به‌طور پیوسته در معرض تنش‌های گوناگون قرار دارند و تنش خشکی یکی از تنش‌های غیرزندهٔ مهم است (Kafi & Mahdavi Damghani, 2000). اثر تنش خشکی بر کاهش رشد را می‌توان در نتیجهٔ کاهش فتوسنتز گیاه بیان کرد، بدین‌گونه که تنش خشکی از طریق بستن روزنه‌ها بر اثر ساخته‌شدن اسید آبسیزیک، اختلال در ساختار غشای تیلاکوئیدها، تأثیر بر فعالیت آنزیم روبیسکو و کاهش انتقال و ذخیرهٔ مواد فتوسنتزی موجب کاهش رشد و نمو و تولید مادهٔ خشک گیاه می‌شود (Anjum *et al*., 2011; Yordanov *et al*., 2003). به‌نظر می‌رسد در شرایط تنش به‌علت کاهش هورمون‌های رشد ازقبیل اکسین، سیتوکینین و اسید جیبرلیک (Starck & Czajka, 1987) و افزایش مواد بازدارندهٔ رشد نظیر اسید آبسیزیک که خود ناشی از کاهش پتانسیل آب است، کاهش رشد رویشی گیاه در محیط تنش رخ می‌دهد (Ganjali *et al*., 2010). همچنین احتمال دارد در شرایط تنش خشکی به‌دلیل کاهش پتانسیل آب بافت‌های مریستمی، فشار تورژسانس مورد نیاز برای بزرگ‌شدن سلول کافی نیست و درنهایت تعداد برگ و ارتفاع گیاه کاهش می‌یابد (Kuchaki & Sarmadnia, 2005). Bagheri *et al*. (2011a) و Tajabadipour (2005) ضمن پژوهش

1. Performance Index

www.SID.ir

Archive of SID

روی گیاه پسته، گزارش کردند که با افزایش محدودیت آب، رشد گیاه، وزن کل گیاه و عملکرد به‌طور معناداری کاهش یافت و گیاهانی که آبیاری مطلوب داشتند، وزن تازه و خشک بیشتری تولید کردند. نتایج مشابهی در پونه و رزماری (Delfine *et al*., 2005)، آویشن (Dunford & Vasquez, 2005) و زیره (Laribi *et al*., 2009) گزارش شده است که به‌دلیل کاهش جذب، انتقال و مصرف عناصر غذایی در شرایط خشکی ذکر شد (Hu & Schmidhalter, 2005). در پژوهش‌های زیادی ثابت شده است که قارچ‌های میکوریز از طریق سازوکارهای مختلفی بر رشد رویشی بسیاری از گیاهان همزیست تأثیر دارند و به افزایش رشد رویشی آن‌ها منجر می‌شوند (Wu & Zou, 2009; James *et al*., 2008; Wu *et al*., 2007; Mizoguchi, 1992). قارچ‌های میکوریز قادرند با توسعهٔ ریسه‌های خارجی و تغییر مورفولوژی ریشهٔ گیاهان و افزایش سطح جذب ریشه، فاصلهٔ بین مواد غذایی و ریشه را کاهش دهند (James *et al*., 2008). همچنین تولید و ترشح آنزیم فسفاتاز توسط ریسه‌های میکوریز سبب می‌شود که فسفات غیرمحلول و تثبیت‌شده در خاک به فرم محلول درآید و برای ریشه قابل جذب شود (Song, 2005)، بنابراین، با افزایش جذب عناصر غذایی ازجمله نیتروژن، فسفر و پتاسیم توسط میکوریز، رشد رویشی و میزان مادهٔ خشک گیاه افزایش می‌یابد و گیاهان میکوریزی نسبت به خشکی مقاوم می‌شوند (Kijkar, 1991; Clark & Zeto, 2000; Abdelhafez & Abdel-Monsief, 2006). گزارش‌هایی شده است مبنی بر اینکه جذب بالاتر رطوبت و فسفر توسط میکوریز، منجر به افزایش تمام ویژگی‌های رشد رویشی دانهال‌های پسته ازجمله سطح برگ، ارتفاع و قطر ساقه، وزن خشک برگ، ساقه و ریشه در شرایط تنش خشکی شد (Kafkas & Ibrahim, 2009; Caracava *et al*., 2002; Bagheri *et al*., 2011a). در آزمایش حاضر نشان داده شد که افزایش سطوح اسید جاسمونیک منجر به کاهش ارتفاع ساقه و افزایش حجم سیستم ریشه‌ای در دانهال‌های پستهٔ تحت تنش شد. بیان شده است که اسید جاسمونیک ممکن است با سنتز اسید آبسیزیک در شرایط تنش خشکی از طریق اثر بر هدایت روزنه‌ای و بسته‌شدن روزنه‌ها (Pospisilova, 2003; Acharya & Assmann, 2009)، سبب کاهش سرعت تعرق و فتوسنتز شده و درنهایت به کاهش رشد (Janoudi & Flore, 2003) در نخود (Fedina & Tsonev, 1997) و زیتون (Sanz *et al*., 1993) منجر شده است. همچنین استنباط شده است که اسید جاسمونیک هم بر اندازهٔ سلول و هم بر تقسیم سلولی اثر دارد و سبب کاهش فعالیت مریستمی و درنهایت کاهش رشد و تولید مادهٔ خشک می‌شود (Swiatek *et al*., 2003). نتایج پژوهشی نشان داد که استفادهٔ بیش از ۵۰ میکرومولار اسید جاسمونیک سبب کوتاهی ساقه، ریشه و کاهش رشد رویشی و درنتیجه کاهش وزن مادهٔ خشک گیاه سیب زمینی شد (Ravnikar *et al*., 1992). در شرایط تنش خشکی، افزایش هورمون‌های اسید جاسمونیک و اسید آبسیزیک در بافت‌های گیاه مانع از رشد ریشه می‌شود، بنابراین ممکن است اسید جاسمونیک با ممانعت از رشد طولی ریشه، منجر به تحریک ریشه‌دهی فرعی شده باشد (Zhang *et al*., 2006).

جدول ۱. تجزیهٔ واریانس اثر تیمارهای میکوریز، اسید جاسمونیک و تنش خشکی بر پارامترهای رویشی دانهال‌های پستهٔ رقم قزوینی

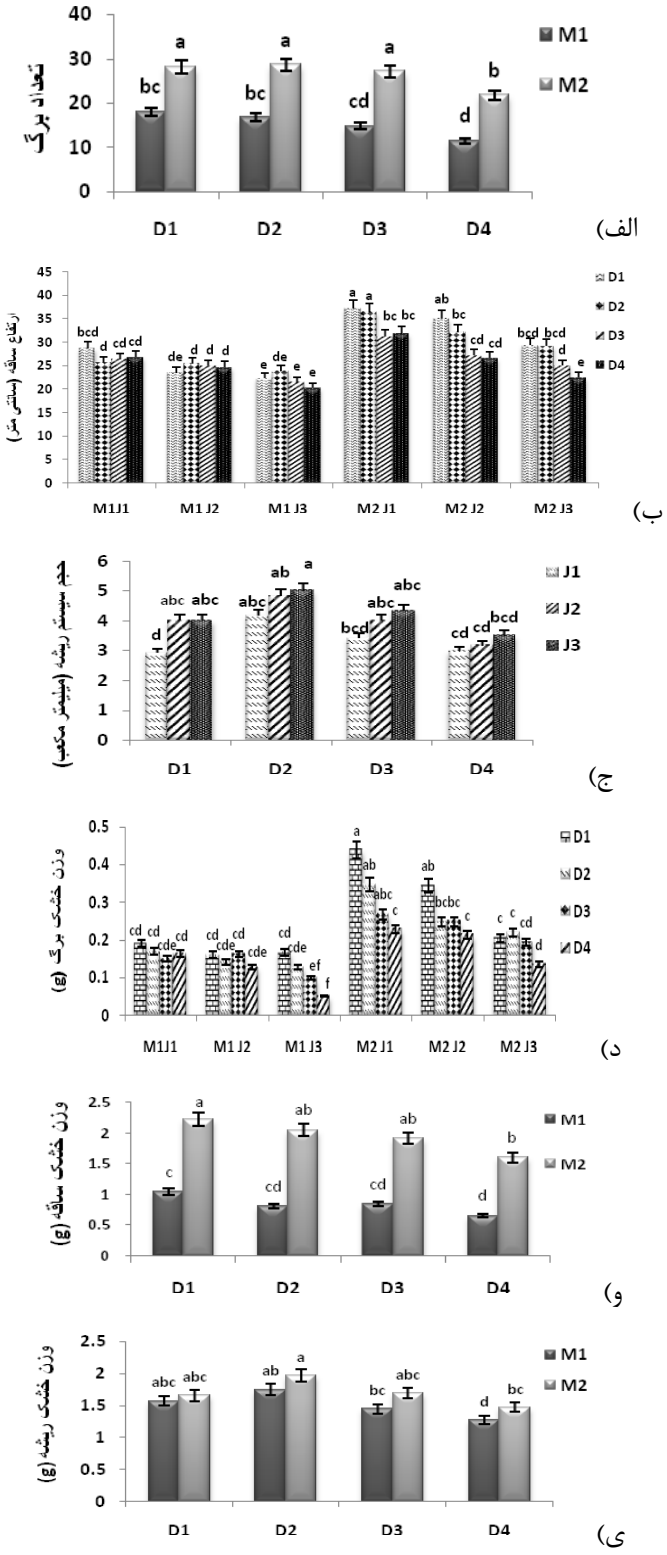
پارامترها	M	J	M×J	D	M×D	J×D	M×J×D
تعداد برگ	***	ns	ns	***	*	ns	ns
ارتفاع ساقه	***	ns	ns	ns	ns	*	*ns
حجم سیستم ریشه	ns	ns	ns	***	ns	**	ns
وزن خشک برگ	***	ns	ns	**	ns	*	*
وزن خشک ساقه	***	ns	ns	ns	**	ns	ns
وزن خشک ریشه	**	ns	ns	***	*	ns	ns

ns غیرمعنادار، *، **، *** به‌ترتیب در سطح ۰/۰۵، ۰/۰۱ و ۰/۰۰۱ معنادار

D، M و J به‌ترتیب تیمار خشکی، میکوریز و اسید جاسمونیک است.

www.SID.ir

Archive of SID



شکل ۱. مقایسهٔ میانگین‌های برهمکنش میکوریز، اسید جاسمونیک و خشکی بر پارامترهای رشدی دانهال‌های سه‌ماههٔ پستهٔ رقم قزوینی پس از ۷۰ روز تنش

* به‌ترتیب شامل تعداد برگ (الف)، ارتفاع ساقه (ب)، حجم سیستم ریشه‌ای (ج)، وزن خشک برگ (د)، وزن خشک ساقه (و) و وزن خشک ریشه (ی). D_1، D_2، D_3 و D_4 به‌ترتیب دور آبیاری ۱، ۳، ۶ و ۱۰ روز در میان؛ J_1، J_2 و J_3 به‌ترتیب غلظت صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار اسید جاسمونیک؛ M_1 و M_2 به‌ترتیب تیمار بدون میکوریز و میکوریزی. شاخص بالای هر ستون نشان‌دهندهٔ خطای استاندارد (±SE) است. حروف مشابه نشانهٔ نبود اختلاف معنادار در آزمون چنددامنه‌ای دانکن در سطح ۵ درصد است.

www.SID.ir

Archive of SID

پارامترهای اکوفیزیولوژیکی

نتایج تجزیهٔ واریانس داده‌ها (جدول۲) نشان داد که افزایش سطوح خشکی به کاهش معناداری در پارامترهای اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های پستهٔ تحت تنش منجر شد، به‌طوری‌که کمترین میزان کلروفیل a، b، مجموع کلروفیل، کارایی فتوشیمیایی فتوسیستم ۲ و شاخص عملکرد در دور آبیاری ۱۰ روز در میان مشاهده شد. همزیستی میکوریزی از طریق بهبود آثار تنش سبب افزایش معنادار این پارامترها در گیاهان میکوریزی در شرایط تنش شد، به‌طور مثال محتوای کلروفیل a، b و مجموع کلروفیل در دانهال‌های میکوریزی به‌ترتیب با ۱۳/۱، ۸/۸ و ۸/۲ درصد افزایش نسبت به غیرمیکوریز مشاهده شد. کارایی فتوشیمیایی فتوسیستم ۲ و شاخص عملکرد گیاهان میکوریزی نیز افزایش ۳/۷ و ۷۵/۳ درصدی در مقایسه با شاهد نشان دادند. محلول‌پاشی برگی دانهال‌ها با اسید جاسمونیک آثار معناداری بر محتوای کلروفیل گذاشت به‌طوری‌که کمترین میزان کلروفیل a و کلروفیل کل در غلظت ۱۰۰ میکرومولار اسید جاسمونیک به‌ترتیب با ۶/۱ و ۲۶/۸ درصد کاهش در مقایسه با شاهد مشاهده شد (شکل۲). مجموع کارتنوئیدهای برگ دانهال‌های پسته تحت‌تأثیر هیچ‌کدام از تیمارهای آزمایش قرار نگرفت.

میزان کلروفیل در گیاهان زنده یکی از فاکتورهای مهم حفظ ظرفیت فتوسنتزی است و حفظ غلظت کلروفیل تحت تنش خشکی به ثبات فتوسنتز در این شرایط کمک می‌کند (Jiang & Huang, 2001). به نظر می‌رسد کاهش میزان کلروفیل تحت تنش شدید خشکی، به‌علت افزایش فعالیت آنزیم کلروفیلاز و پراکسیداز (Ahmadi *et al*., 2004)، تولید رادیکال‌های آزاد اکسیژن و درنتیجه پراکسیداسیون و تجزیهٔ کلروفیل (Schutz & Fangmei, 2001) و همچنین هیدرولیز پروتئین‌های تیلاکوئیدی (Synneri *et al*., 1993) باشد. Bagheri *et al*. (2011b) گزارش کردند با افزایش تنش خشکی میزان کلروفیل a، b و کلروفیل کل در دانهال‌های پسته کاهش یافت. پژوهش‌ها نشان می‌دهند که گیاهان میکوریزی تحت شرایط تنش خشکی میزان کلروفیل برگ بیشتری نسبت به گیاهان غیرمیکوریزی دارند که از طریق دو سازوکار است: ۱. میکوریز از طریق بهبود روابط آبی و تعدیل آثار خشکی، سبب حفظ ساختار کلروپلاست گیاه می‌شود (Auge, 2001)؛۲. میکوریز از طریق بهبود شرایط تغذیه‌ای گیاهان میزبان بر حفظ میزان کلروفیل برگ گیاه اثر می‌گذارد (Subramanian & Charest, 1995). در آزمایشی نشان داده شد که محتوای کلروفیل در نهال‌های پسته میکوریزی بیشتر از غیرمیکوریز بود (Bagheri *et al*., 2011b). نتایج آزمایش ما با نتایج Colla *et al*. (2008)، Sannazzaro *et al*. (2004) و Giri & Mukerji (2004) مطابقت دارد. گزارش شده است که کاربرد خارجی اسید جاسمونیک در گیاهان تحت تنش خشکی پیری در برگ را تحریک می‌کند (Parthier,1990) و پاسخ به پیری به‌صورت ازدست‌دهی کلروفیل در برگ‌های جو (Partheir, 1990)، سیب زمینی (Zhang *et al*., 2006) و زردآلو (Ge *et al*., 2010) و تجزیهٔ پروتئین‌های کلروپلاست مثل ریبولوز بیس فسفات کربوکسیلاز و درنهایت کاهش فعالیت فتوسنتزی بیان شده است (Popova & Vaklinova, 1988; Rakwal & Komatsu, 2001; Agrawal *et al*., 2002). مشخص شده تیمار گیاهان با اسید جاسمونیک، بیان ژن‌های هسته و کلروپلاست درگیر در فتوسنتز را کاهش می‌دهد و سبب ازدست‌دهی کلروفیل می‌شود (Weidhase *et al*., 1987; Bunker *et al*., 1995). همچنین ممکن است جاسمونات‌ها با القای ژن کلروفیلاز، تجزیهٔ کلروفیل را در گیاه آرابیدوپسیس افزایش داده باشد و از این طریق به کاهش محتوای کلروفیل گیاه منجر شده است (Golovatskaya & Karnachuk, 2008). بیوسنتز اتیلن تحریک‌شده توسط اسید جاسمونیک نیز احتمالاً منجر به تخریب کلروفیل می‌شود (Emery & Reid, 1996 1998 Saniewski *et al*., 1998). شواهدی وجود دارد که بیان کرده است اسید جاسمونیک تجمع اسید آبسیزیک را تحریک کرده و از طریق تنظیم هدایت روزنه‌ای، بستن روزنه‌ها و یا ریزش برگ، آسیب ناشی از تنش خشکی به غشای سلولی را کاهش داده و سبب افزایش مقاومت گیاه به کمبود آب شده است (Bandurska *et al*., 2003). اندازه‌گیری فلورسانس کلروفیل یک فناوری نسبتاً جدید است که در سال‌های اخیر به‌منظور مطالعهٔ اثر تنش‌های

www.SID.ir

Archive of SID

محیطی ازجمله خشکی، شوری و دما بر راندمان فتوسنتز برگ در شرایط گلخانه‌ای و مزرعه‌ای به‌صورت تکنیکی ساده، غیرتخریبی و سریع استفاده شده است (Barker & Rosenquist, 2004). مرکز واکنش فتوسیستم ۲ به تنش خشکی حساس است و نقش کلیدی در پاسخ فتوسنتز به شرایط تنش بازی می‌کند (Flexas & Medrano, 2002). نسبت فلورسانس متغیر (F_v) به فلورسانس حداکثر (F_m) با عنوان «حداکثر عملکرد فتوشیمیایی فتوسیستم ۲» نامیده می‌شود و مقدار آن در شرایط عادی در یک برگ سالم ۰/۸ است که نشان‌دهندهٔ تمامیت غشای تیلاکوئیدی و عملکرد نسبی انتقال الکترون از فتوسیستم ۲ به فتوسیستم ۱ است و توسط تنش خشکی به‌علت تخریب غشای تیلاکوئید کاهش می‌یابد و به سمت صفر میل می‌کند (Oyetunji *et al.*, 2007). آزمایش‌های متعددی نشان دادند عملکرد کوانتومی فتوشیمیایی توسط میکوریز افزایش می‌یابد و قارچ‌های میکوریز آثار زیان‌آور تنش را کاهش می‌دهد و می‌تواند مقاومت به خشکی را در گیاه توسط بهبود برخی درجات خسارت به مرکز واکنش فتوسیستم‌ها اصلاح کند (Oyetunji *et al.*, 2007) که ناشی از بهبود روابط آبی، وضعیت تغذیه‌ای گیاهان میکوریزی و فعال‌کردن ژن‌های افزایش‌دهندهٔ این پارامتر بیان شده است (Osonubi *et al.*, 1992). برای درک بهتر تغییرات فلورسانس کلروفیل در شرایط تنش، تحقیقات پیشرفتهٔ تست JIP را که براساس تئوری جریان انرژی در غشای تیلاکوئید بنا نهاده شده، استفاده می‌کنند (Romanowska *et al.*, 2005). یکی از پارامترهای محاسبه‌شده در آن، شاخص کارایی فتوسنتزی[1] (PI) است (Kalaji & Lobodia, 2007) که می‌توان سرزنده بودن (قدرت حیات) گیاه را توسط آن ارزیابی کرد (Strasser *et al.*, 2000). این شاخص، عملکرد هر دو فتوسیستم ۱ و ۲ را بازتاب می‌کند و اطلاعاتی راجع به عملکرد گیاه در شرایط تنش به پژوهشگر ارائه می‌دهد (Strasser *et al.*, 2004). با توجه به کاهش تدریجی میزان شاخص کارایی فتوسنتزی هم‌زمان با افزایش تدریجی شدت تنش در پژوهش‌های پیشین، مشخص شد که شاخص عملکرد حساسیت بیشتری به تنش نسبت به کلروفیل فلورسانس نشان می‌دهد (Deng *et al.*, 2010). Oukarroum *et al.* (2007) بیان کردند کاهش میزان PI در پاسخ به خشکی به‌علت کاهش انتقال الکترون دستگاه فتوسنتزی گیاهان تحت تنش است. قارچ‌های میکوریز احتمالاً از طریق افزایش سطح جذب آب و عناصر غذایی به‌ویژه عنصر آهن که در مرکز واکنش فتوشیمیایی نقش دارد سبب حفظ کلروفیل و فتوسنتز می‌شوند و میزان کارایی فتوسنتزی در گیاهان میکوریزی نسبت به گیاهان غیرمیکوریزی افزایش می‌یابد (Hermans *et al.*, 2003). Bagheri *et al.* (2011b) نیز طی پژوهشی روی پسته، نشان دادند که عملکرد فتوشیمیایی فتوسیستم ۲ و شاخص عملکرد در نهال‌های میکوریزی بیشتر از غیرمیکوریز بود و قارچ‌های میکوریز از طریق کاهش خسارت به مراکز واکنش فتوسنتزی، به افزایش مقاومت گیاه به خشکی منجر می‌شوند.

جدول۲. تجزیهٔ واریانس اثر تیمارهای میکوریز، اسید جاسمونیک و تنش خشکی بر پارامترهای اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های پستهٔ رقم قزوینی

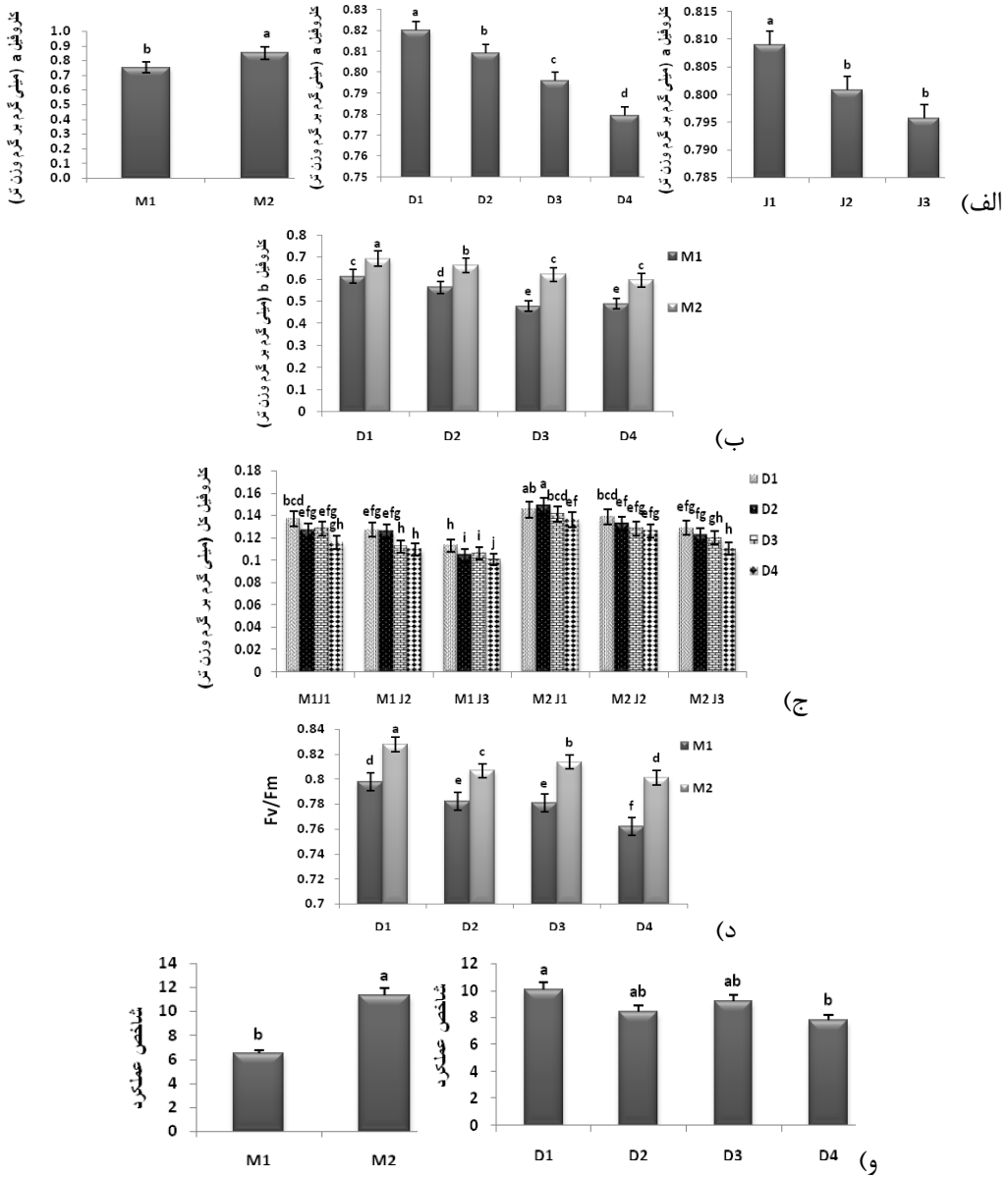
پارامترها	M	J	M×J	D	M×D	J×D	M×J×D
کلروفیل a	***	***	ns	***	ns	ns	ns
کلروفیل b	**	ns	ns	*	*	ns	ns
کلروفیل کل	***	ns	ns	***	ns	ns	*
مجموع کارتنوئیدها	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
نسبت fv/fm	***	ns	ns	**	*	ns	ns
شاخص عملکرد (PI)	***	ns	ns	*	ns	ns	ns

ns غیرمعنادار، *، **، *** به‌ترتیب در سطح ۰/۰۵، ۰/۰۱ و ۰/۰۰۱ معنادار و M ،D و J به‌ترتیب تیمار خشکی، میکوریز و اسید جاسمونیک است.

1. Performance Index

www.SID.ir

Archive of SID



شکل ۲. مقایسهٔ میانگین تیمارهای میکوریز، اسید جاسمونیک و خشکی بر پارامترهای اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های سه‌ماههٔ پستهٔ رقم قزوینی پس از ۷۰ روز تنش خشکی

* به‌ترتیب شامل کلروفیل a (الف)، کلروفیل b (ب)، کلروفیل کل (ج)، نسبت F_v/F_m (د) و شاخص عملکرد (PI) (و). D_1، D_2، D_3 و D_4 به‌ترتیب دور آبیاری ۱، ۳، ۶ و ۱۰ روز در میان، J_1، J_2 و J_3 به‌ترتیب غلظت صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار اسید جاسمونیک، M_1 و M_2 به‌ترتیب تیمار بدون میکوریز و میکوریزی. شاخص بالای هر ستون نشان‌دهندهٔ خطای استاندارد (±SE) است. حروف مشابه نشانهٔ نبود اختلاف معنادار در آزمون چنددامنه‌ای دانکن در سطح ۵ درصد است.

نتیجه‌گیری کلی

به‌طورکلی، می‌توان نتیجه گرفت که تنش خشکی آثار منفی بر رشد و عملکرد گیاهی دارد. با توجه به نتایج حاصل از این پژوهش، با افزایش شدت تنش از سطح مطلوب آبیاری تا تنش شدید خشکی، رشد رویشی و ویژگی‌های اکوفیزیولوژیکی دانهال‌های پسته کاهش نشان داد ولی این کاهش تا سطح خشکی ملایم (دور آبیاری ۳ روز در میان) قابل توجه نبود درحالی‌که گیاهان تحت تنش شدید، کاهش چشمگیری نسبت به شاهد داشتند. با توجه به خشکسالی‌های اخیر، یکی از نیازهای تحقیقاتی اساسی کشور مسائل مربوط به ایجاد راهکارهای مناسب برای کاهش مصرف آب است.

www.SID.ir

Archive of SID

در این پژوهش همزیستی میکوریزی مثبت ارزیابی شد و دانهال‌های میکوریزی از عملکرد بهتری برخوردار بودند و میکوریز احتمالاً از طریق بهبود روابط آبی و تغذیه‌ای گیاهان منجر به افزایش مقاومت دانهال‌ها در برابر تنش خشکی شد. همچنین به‌نظر می‌رسد محلول‌پاشی اسید جاسمونیک نیز توسط تحریک سنتز اسید آبسیزیک و تنظیم هدایت روزنه‌ای، تجزیهٔ کلروفیل، پیری و ریزش برگ‌های گیاهان تحت تنش، آسیب ناشی از تنش خشکی به غشای سلولی را کاهش داده و منجر به بهبود مقاومت گیاه به شرایط خشکی شده است.

سپاسگزاری

از دانشگاه ولی‌عصر(عج) به‌دلیل امکانات گلخانه‌ای و آزمایشگاهی تشکر و قدردانی می‌شود.

REFERENCES

1. Abdelhafez, A. A. & Abdel-Monsief, R. A. (2006). Effects of VA Mycorrhizal Inoculation on growth, yield and nutrient content of cantaloupe and cucumber under different water regimes. *Agriculture and Biological Sciences*, 2, 503-508.
2. Abdolahi Ezzatabadi, M. (1996). *Economic evalution of methods of agricultural water provition in Rafsanjan city*. M. Sc. Thesis, Shiraz Univercity. (in Farsi)
3. Acharya, B. R. & Assmann, S. M. (2009). Hormone interactions in stomatal function. *Plant Biology*, 69, 451-462.
4. Agrawal, G. K., Rakwal, R., Yonekura, M., Kubo, A. & Saji, H. (2002). Proeome analysis of differentially displayed proteins as a tool for investigating ozone stress in rice seedlings. *Proteomics*, 2, 947-959.
5. Ahmadi, A., Postini, K. & Ebrahimzadeh, H. (2004). Stomatal and non-stomatal factors controlling photosynthesis and its relationship with drought resistance in wheat cultivars. *Agricultural Science*, 35, 106-93. (in Farsi)
6. Allen, M. F. (1982). Influence of vesicular-arbuscular mycorrhiza on water movement through *Bouteloua gracilis* (H.B.K.) Lag ex Steud. *New Phytology*, 91,191-196.
7. Amarjit, K. N., Kumari, S. & Sharma, D. R. (2005). In vitro selection and characterization of water stress tolerance culture of bell pepper. *Plant Physiology*, 10, 14-19.
8. Anjum, S., Xie, X., Wang, L., Man, C. & Lei, W. (2011). Morphological, Physiologycal and biochemical responses of plant to drought stress. *Agricultural Research*, 6, 2026-2032.
9. Arnon, D. I. (1949). Copper enzymes in isolated chloroplasts polyphenol oxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology*, 24, 1-15.
10. Asghari, N. M. & Norastehnia, A. (2006). A possible role for JA in effecting superoxide dismutase and catalase activities under PQ-induced oxidative in Maize seedlings. *Biological Sciences*, 6, 55-60.
11. Auge, R.M. (2001). Water relation, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11, 3-42.
12. Bagheri, V., Shamshiri, M. H., Shirani, H. & Roosta, H. R. (2011a). Effect of mycorrhizal inoculation and drought stress on growth, relative water and prolin in pistachio (*Pistacia vera* L.) seedlings. *Agriculture sciences*, 42, 365-377. (in Farsi)
13. Bagheri, V., Shamshiri, M. H., Shirani, H. & Roosta, H. R. (2011b). Effect of mycorrhizal inoculation on ecophysiological responses of pistachio plants grown under different water regimes. *Photosynthetica*, 49, 531-538.
14. Bakhtiari Esfandagheh, M. (2011). *The effect of arbuscular mycorrhizae fungi (Glomus intraradices) on drought tolerance of pistachio seedlings (Pistacia vera L. cv. Badami)*. M. Sc. Thesis, Department of Horticultural Science Faculty of Agriculture, University of Vali-e-Asr, farsi Rafsanjan. (in Farsi)
15. Bandurska, H., Stroihski, A. & Kubig, J. (2003). The effect of jasmonic acid on the accumulation of ABA, proline and spermidine and its influence on membrane injury under water deficit in two barley genotypes. *Acta Physiologiae Plantrum*, 25, 279-285.
16. Barker, N. & Rosentquist, E. (2004). Application of chlorophyll fluorescence can improve crop production strateges: An examination of future possibilities. *Experimental Botany*, 55, 1607-1621.
17. Besharati, h., Fallah, A. & Khosravi, H. (2005). *Soil Microbiology.* Ayej Publication, Tehran. (in Farsi)
18. Bunker, T. W., Koetje, D. S., Stephenson, L. C. & Creelman, R. (1995). Sink limitation induces the expression of multiple vegetative lipoxygenase mRNAs while the endogenous jasmonic acid level remains low. *Plant Cell*, 7, 1319-1331.
19. Caracava, F., Barea, J. M. & Roldan, A. (2002). Synergistic influence of arbuscular myocrrhizal fungus and organic amendment on *Pistacia lentiscus* L. seedling afforested a degraded semi-arid soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 34, 1139-1145.

www.SID.ir

Archive of SID

20. Clark, A. J., Landolt, W., Bucher, J. & Strasser, R. J. (2000). Beech (*Fagus silvatica*) response to ozone exposure assessed with chlorophyll a fluorescence performance index. *Environment Pollution*, 109, 501-507.
21. Colla, G., Rouphael, Y., Cardarelli, M., Tullio, M., Rivera, C. M. & Rea, E. (2008). Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal in zucchini plants grown at low and high phosphorus concentration. *Biology*, 44, 501-509.
22. Creelman, R. A. & Mullet, J. E. (1995). Jasmonic acid distribution and action in plants: regulation during development and response to biotic and abiotic stresses. *Plant Science*, 92, 4114-4119.
23. Creelman, R. A. & Mullet, J. E. (1997). Biosynthesis and action of jasmonates in plants. *Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 48, 355-381.
24. Delfine, S., Loreto, F., Pinelli, P. & Alvino, A. (2005). Isoprenoids content and photosynthetic limitations in rosemary and spearmint plants under water stress. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 106, 243-252.
25. Deng, C., Zhang, G. & Zhao, K. (2010). Chlorophyll florescence and gas anchange responses of maize seedlings to saline alkaline stress. *Agriculture Science*, 16, 49-58.
26. Dunford, N. & Vasquez, R. (2005). Effects of water stress on plants growth and carvacrol concentrations in Mexican oregano under controlled conditions. *Applied Agriculture*, 7, 20-22.
27. Emami Meybodi, A. (2008). Measurement of efficiency and productivity. Institute for Trade Studies and Research, Tehran. pp. 275. (in Farsi)
28. Emery, R. J. N. & Reid, D. M. (1996). Methyl jasmonate effects on ethylene synthesis and organ-specific senescence in *Helianthus annus* seed lings. *Plant Growth Regulators*, 18, 213-222.
29. Fedina, I. S. & Tsonev, T. D. (1997). Effect of pretreatment with methyl jasmonate on the response of *Pisum sativum* to salt stress. *Plant Physiology*, 151, 735-740.
30. Flexas, J. & Medrano, H. (2002). Drought-inhabition of photosynthesis in C_3 plants: Stomatal and non-stomatal limitations revisited. *Annals of Botany*, 89, 186-189.
31. Ganjali, A., Kafi, M. & Sabet Teimuri, M. (2010). Physiologic changes in root and shoot of pea in response to drought stress. *Environmental Stresses on Crop Sciences*, 1, 35-45. (in Farsi)
32. Gao, X. P., Wang, X. F., Lu, Y. F., Zhang, L.Y., Shen, Y. Y., Liang, Z. & Zhang, D. P. (2004). Jasmonic acid is involved in the water-stress-induced betaine accumulation in pear leaves. *Plant, Cell & Environment*, 27, 497-507.
33. Ge, Y. X., Zhang, L-j., Li, F-h., Chen, Z-b., Wang, C., Yao, Y., Han, Zh., Zhang, J. & Shi, Zh. (2010). Relationship between jasmonic acid accumulation and senescence in drought-stress. *Agricultural Research*, 5, 1978-1983.
34. Giri, B. & Mukerji, K. (2004). Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field conditions: evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. *Mycorrhiza*, 14, 307-312.
35. Hajian Shahri, M. & Abbasi, M. (2004). Variation of vesicular arbuscular spores in pistachio natural forest soil in Khorasan. *Science and Technology of Agriculture and Natural Resources*, 8, 77-85. (in Farsi)
36. Hardie, K. & Leyton, L. (1981). The influence of vesicular-arbuscular mycorrhiza on growth and water relations of red clover. In phosphate deficient soil. *New Phytology*, 89, 599-608.
37. Hashimoto, M., Larisa, K., Shinichiro, S., Toshiko, F., Setsuko, K. & Tomokazu, K. (2004). A novel rice PR10 protein, RSOsPR10, specifically induced in roots by biotic and abiotic stresses, possibly via the jasmonic acid signaling pathway. *Plant Cell Physiology*, 45, 550-559.
38. Hermans, C., Smeyers, M., Rodriguez, R. M., Eyletters, M., Strasser, R. J. & Delhaye, J. P. (2003). Quality assessment of urban trees: a comparative study of physiological characterisation, airborne imaging and on site fluorescence monitoring by the OJIP-test. *Plant Physiology*, 160, 81-90.
39. Hu, Y. & Schmidhalter, U. (2005). Drought and salinity: A comparison of their effects on mineral nutrition of plants. *Plant Nutrition*, 168, 541-549.
40. James, B., Rodel, D., Lorettu, U., Reynaldo, E. & Tariq, H. (2008). Effect of vesicular arbescular mycorrhiza (VAM) fungi inoculation on coppicing ability and drought resistance of *Senna Spectabilis*. *Botany*, 40, 2217-2224.
41. Janoudi, A. & Flore, J. A. (2003). Effects of multiple applications of methyl jasmonate on fruit ripening, leaf gas exchange and vegetative growth in fruit trees. *Horticultural Science and Biotechnology*, 78, 793-797.
42. Jiang, Y. & Huang, B. (2001). Osmotic adjustment and root growth associated with drought preconditioning-enhanced heat tolerance in kentaky bluegrass. *Crop Science*, 41, 1168-1173.
43. Kafi, M. & Mahdavi Damghani, A. M. (translators). Authors: Besra, A. A. & Besra, A. K. (2000). *Resistance mechanisms of plants to environmental stresses*. Publication of Ferdovsi University, Mashhad. (in Farsi)

www.SID.ir

Archive of SID

44. Kafkas, S. & Ibrahim, O. (2009). Various mycorrhizal fungi enhance dry weights, P and Zn uptake of four *Pistacia* species. *Plant Nutrition*, 32, 146-159.
45. Kalaji, H. & Lobodia, T. (2007). Photosystem II of barely seedling under cadmium and lead stress. *Plant, Soil and Environment*, 53, 511-516.
46. Kessler, A. & Baldwin, I. T. (2002). Plant responses to insect herbivory: the emerging molecular analysis. *Plant Biology*, 53, 299-328.
47. Khalafallah, A. A. & Abo-Ghalia, H. H. (2008). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on the metabolic products and activity of antioxidant system in wheat plants subjected to short-term water stress, followed by recovery at different growth stages. *Applied Sciences Research*, 4, 559-569.
48. Kijkar, S. (1991). *Producing rooted of Eucalyptus camaldulensis*. AASEAN-Canada forest tree seed center project handbook. pp. 25.
49. Koo, A. J. & Howe, G. A. (2009). The wound hormone jasmonate. *Phytochemistry*, 70, 1571-1580.
50. Kondo, S., Jitratham, A., Kittikorn, M. & Kanlayanarat, S. (2004). Relationships between jasmonates and chilling injury in mangosteens are affected by spermine. *Horticultural sciences*, 39, 1346-1348.
51. Kuchaki A. & Srmdnya, Gh. (2005). *Crop Physiology*. Jahad University Press, Ferdowsi University of Mashhad. pp. 400. (in Farsi)
52. Laribi, B., Bettaieb, I., Kouki. K., Sahli, A., Mougou, A. & Marzouk, B. (2009). Water deficit effects on caraway (*Carum carvi* L.) growth, essential oil and fatty acid composition. *Industrial Crops and Products*, 30, 372-379.
53. Maleki kuhbanani, A. & Karimi, H. R. (2013). Evaluation of pistachio rootstocks and hybrids of species (*Pistacia vera*×*Pistacia atlantica*) to drought stress. *Horticultural Sciences*, 44, 81-93. (in Farsi)
54. Mizoguchi, T. (1992). Effects of inoculation of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on growth and nutrient uptake of non-nodulated *Acacia* spp. seedlings in two soil water regimes. *Society for Horticultural Science*, 74, 409-419.
55. Mopper, S., Wang, Y., Criner, C. & Hasenstein, K. (2004). *Iris hexagona* hormonal responses to salinity stress, leafminer herbivory, and phenology. *Ecology*, 85, 38-47.
56. Murata, N., Mohanty, P. S., Hayashi, H. & Papageorgiou, G. C. (1992). Glycine betaine stabilizes the association of extrinsic proteins with the photosynthetic oxygen-evolving complex. *FEBS Letters*, 296, 187-189.
57. Osonubi, O., Bakare, N. & Mulongoy, K. (1992). Interactions between drought stress and vesicular-arbuscular mycorrhiza on the growth of *Faidherbia albida* (syn. *Acacia albida*) and *Acacia nilotica* in sterile and non-sterile soils. *Biology and Fertility of Soils*, 14, 159-165.
58. Oukarroum, A., Madidi, S. & Schansker, G. (2007). Probing the responses of barley hyza (*Hordeum vulgare* L.) by chlorophyll *a* fluorescence OLKJIP under drought stress and re-watering. *Environmental and Experimental Botany*, 60, 438-446.
59. Oyetunji, O., Ekanayake, I. & Osonubi, O. (2007). Chlorophyll fluresence analysis for assessing water deficit and arbuscular mycorrhizal fungi inoculation in cassava. *Biological Research*, 1, 108-117.
60. Parthier, B. (1990). Jasmonates: hormonal regulators or stress factors in leaf senescence? *Plant Growth Regulation*, 9, 1-7.
61. Phillips, J. & Hayman, D. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55, 158-161.
62. Popova, L. & Vaklinova, S. (1988). Effect of jasmonic acid on the synthesis of ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase-oxygenase in barley leaves. *Plant Physiology*, 133, 210-215.
63. Pospisilova, J. (2003). Participation of phytohormones in the stomatal regulation of gas exchange during water stress. *Biologia Plantarum*, 46, 491-506.
64. Rajashekar, C. B., Zhou, H., Marcum, K. B. & Prakash, O. (1999). Glycine betaine accumulation and induction of cold tolerance in strawberry (*Fragaria¡Áananassa*) plants. *Plant Science*, 148, 175-183.
65. Rakwal, R. & Komatsu, S. (2001). Jasmonic acid- induced necrosis and drastic decreases in ribulose 1,5-bisphosphate carboxylase in rice seedlings under light involves reactive oxygen species. *Plant Physiology*, 158, 679-688.
66. Ravnikar, M., Vilhar, B. & Gogala, N. (1992). Stimulatory Effects of jasmonic acid on potato stem node and protoplast culture. *Plant Growth Regulation*, 11, 29-33.
67. Rohwer, C. L. & Erwin, J. E. (2008). Horticultural applications of jasmonates: *Horticultural Science and Biotechnology*, 83, 283-304.
68. Romanowska, B., Kalaji, M. & Strasser, R. (2005). He use of PSII activity of Spirodela oligorrhiza plant as an indicator for water toxicity. *Allen*, 96, 585-587.
69. Ruiz-lozano, J. M. & Azcon, R. (1996). Mycorrhizal colonization and drought stress as factors affecting nitrate ridoctase activity in lettuce plant. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 60, 175-181.

www.SID.ir

Archive of SID

70. Saadatmand, A. R., Banihashemi, Z., Maftoun, M. & Sepaskhah, A. R. (2007). Interactive effects of soil salinity and water stress on growth and chemical compositions of pistachio nut trees. *Plant Nutrition*, 30, 2037-2050.
71. Saneoka, H., Ishiguro, S. & Moghaieb, R. E. (2001). Effect of salinity and abscisic acid on accumulation of glycinebetaine and betaine aldehydedehydrogenase mRNA in Sorghum leaves. *Plant Physiology*, 158, 853-859.
72. Saniewski, M., Miyamoto, K. & Ueda, J. (1998). Gum formation by methyl jasmonate in tulip shoots is stimulated by ethylene. *Plant Growth Regulators*, 17, 179-183.
73. Sannazzaro, A., Ruiz, A., Alberto, E. & Menendez, A. (2004). Presence of different arbuscular mycorrhizal infection patterns in *Lotus glaber* growing in the Salado River Basin. *Mycorrhiza*, 14, 139-142.
74. Sanz, L. C., Fernandez-Maculet, J. C., Gomez, E., Vioque, B. & Olias, J. M. (1993). Effect of methyl jasmonate on ethylene biosynthesis and stomatal closure in olive leaves. *Phytochemistry*, 33, 285-289.
75. Sasaki, Y., Asamizu, E., Shibata, D., Nakamura, Y., Kaneko, T., Awai, K., Masuda, T., Shimada, H., Takamiya, K., Tabata, S. & Ohta, H. (2000). Genome-wide expression-monitoring of jasmonate-responsive genes of Arabidopsis using cDNA arrays. *Biochemical Sciences*, 28, 863-864.
76. Schutz, M. & Fangmeir, E. (2001). Growth and yield responses of spring wheat (*Triticum aestivum* L. cv.Minaret) to elevated CO2 and water limitation. *Environmental Pollution*, 114, 187-194.
77. Song, H. (2005). Effects of VAM on host plant in the condition of drought stress and its Mechanisms. *Biology*, 1, 44-48.
78. Starck, Z. & Czajka, E. (1987). Function of roots in NaCl-stressed bean plants. *Plant and Soil*, 6, 107-113.
79. Strasser, R. J., Srivastava, A. & Tsimilli-Michael, M. (2000). *The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples*. In: Yunus, M. (ed.): Probing Photosynthesis: Mechanisms, Regulation and Adaptation. pp. 445-483.
80. Strasser, R., Tsimilli, M. & Srivastava, A. (2004). Analysis of the floresce transient. A signature of photosynthesis. *Plant Physiology*, 97, 321-362.
81. Subramanian, K. S. & Charest. C. (1995). Influence of arbuscular mycorrhizal on the metabolism of maize under drought stress. *Mycorrhiza*, 5, 273-278.
82. Subramanian, K. S., Charest, C., Dwyer, L. M. & Hamilton, R. Z. (1997). Effects of mycorrhizal arbuscular on leaf water potential, sugar content, and P content during drought and recovery of maize. *Canadian Journal of Botany*, 75, 1582-1591.
83. Swiatek, A., Azmi, A., Witters, E. & Van onckelen, H. (2003). Stress messengers Jasmonic acid and Abscisic acid negatively regulate plant cell cycle. *Plant Physiology*, 23, 172-178.
84. Synneri, C., Pizano, C. & Navariizo, F. (1993). Chemical changes and O_2 produstion in thylacoid memberan under water stress. *Plant Physiology*, 87, 211-216.
85. Tajabadi Pour, A. (2000). *Methods of plantation and production of pistachio seedling*. Deputy of Horticulture (Ministry of Jahad Agriculture) Publication, 1-5. (in Farsi)
86. Tajabadi Pour, A. (2005). *Effect of soil application of potassium on relative resistance of three pistachio cultivars against salt and drought stress*. Ph. D. thesis, Soil Science Department, Faculty of Agriculture, Shiraz University. (in Farsi)
87. Thomas, F. M. & Gausling, T. (2000). Morphological and physiologica responses of oak seedlings (*Quercus petraea* and *Q. robur*) to moderate drought. *Annals of Forest Science*, 57, 325-333.
88. Turner, J. G., Ellis, C. & Devoto, A. (2002). The jasmonate signal pathway. *Plant Cell Physiology*, 14, 153-164.
89. Wasternack, C. (2007). Jasmonates: An update on biosynthesis, signal transduction and action in plant stress response, growth and development. *Annals of Botany*, 26, 1090-1093.
90. Weidhase, R. A., Kramell, H., Lehmann, J. & Liebisch, H. (1987). Methyl jasmonate-induced changes in the polypeptide pattern of senescing barley leaf segments. *Plant Sciences*, 51, 177-186.
91. Wu, Q. S. & Zou, Y. N. (2009). Mycorrhizal influence on nutrient uptake of citrus exposed to drought stress. *Philippin Agriculture Science*, 92, 33-38.
92. Wu, J., Wang, L. & Baldwin, I. T. (2008). Methyl jasmonate elicited herbivore resistance: does MeJA function as a signal without being hydrolyzed to JA? *Planta*, 227, 1161-1168.
93. Wu, Q. S., Xia, R. X. & Zou, Y. N. (2007). Osmotic solute responses of mycorrhizal citrus (*Poncirus trifoliata*) seedlings to drought stress. *Plant Physiology*, 29, 543-549.
94. Yordanov, I., Velikova, V. & Tsonev, T. (2003). Plant responses to drought and stress tolerance. *Plant Physiology*, 27, 187-206.
95. Zhang, Z., Zhou, W., Li, H., Zhang, G., Subrhamaniyan, K. & Yu, J. Q. (2006). Effect of jasmonic acid on in vitro explant growth and microtuberization in potato. *Biologia Plantarum*, 50, 453-456.

www.SID.ir

Archive of SID
Iranian Journal of Horticultural Science, Vol. 46, No. 3, Autumn 2015

Effects of jasmonic acid and arbuscular mycorrhiza on growth and ecophysiological parameters of pistachio seedlings under drought stress

Asma Abbasi Kashani[1*], Mohammad Hossein Shamshiri[2], Majid Esmaeilizadeh[3] and Hamid Reza Karimi[4]

1, 2, 3, 4. Former M. Sc. Student, Associate Professor, Assistant Professor and Associate Professor, Department of Horticultural Science, Faculty of Agriculture, University of Vali-Asr Rafsanjan, Iran
(Received: Oct. 22, 2013 - Accepted: Jul. 8, 2014)

ABSTRACT

Drought is the most common environmental stresses that affect plant growth. To study the combined effects of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus intratadices*) and Jasmonic acid on growth and ecophysiologycal characteristics of pistachio seedlings cv. Qazvini under drought stress, a greenhouse experiment was conducted in a completely randomized design with three replications. Experimental factors were including mycorrhizal and non-mycorrhizal, spraying of Jasmonic acid (0, 50 and 100 µM) and drought stress (irrigation intervals of 1, 3, 6 and 10 days), in the weighting method according to field capacity. Results showed that after 70 days of drought stress, growth parameters of seedlings significantly decreased with increasing drought. Ecophysiological characteristics of pistachio seedlings such as photosynthetic pigments content, Fv/Fm and the performance index (PI) were also affected by drought. Mycorrhizal plants were less affected by stress and mycorrhizal symbiosis led to a significant improvement of parameters compared with control. Jasmonic acid application reduced stem height, leaf dry weight, chlorophyll a and total chlorophyll content and increased root system volume.

Keywords: chlorophyll fluorescence, drought, growth regulator, photosynthetic pigments, pistachio.

* Corresponding author E-mail: s.abbasi2006@yahoo.com Tel: +98 913 3619410

www.SID.ir