

اثر کاربرد متانول بر برخی ویژگی‌های بیوشیمیایی و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاه نخود (*Cicer arietinum* L.) تحت تنش خشکی

سعید رضا حسین زاده^۱، اعظم سلیمی^۲، علی گنجعلی^۳ و راحله احمدپور^{۴*}

۱- عضو هیئت علمی بورسیه دانشگاه صنعتی خاتم‌الانبیاء بهبهان

۲- استادیار دانشکده علوم، دانشگاه خوارزمی تهران

۳- دانشیار دانشکده علوم، دانشگاه فردوسی مشهد

۴- عضو هیئت علمی دانشگاه صنعتی خاتم‌الانبیاء بهبهان

تاریخ دریافت: ۱۳۹۳/۱۱/۱۵

تاریخ پذیرش: ۱۳۹۴/۵/۲۵

چکیده

این مطالعه به منظور بررسی اثر محلول پاشی متانول بر ویژگی‌های بیوشیمیایی و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاه نخود تحت تنش خشکی به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در شهریور سال ۹۰ در پژوهشکده علوم گیاهی دانشگاه فردوسی مشهد به اجرا درآمد. عامل محلول پاشی متانول با ۵ سطح، شاهد (بدون محلول پاشی)، ۲۰، ۲۵، ۳۰ و ۳۵ درصد حجمی بود که به هر کدام از سطوح ۲ گرم در لیتر گلیسین اضافه شد. محلول پاشی ۳ بار طی فصل رشد گیاه و با فواصل ۱۰ روز صورت گرفت. محلول پاشی گیاهچه‌ها تا زمان جاری شدن قطره‌های محلول روی برگ ادامه یافت. عامل خشکی نیز شامل تنش خشکی (۲۵ درصد ظرفیت زراعی) و بدون تنش خشکی (۱۰۰ درصد ظرفیت زراعی) اعمال شد. نتایج نشان داد بین سطوح مختلف متانول اختلاف معنی‌داری از نظر پروتئین محلول برگ، پرولین، کربوهیدرات محلول برگ، پراکسید هیدروژن، مالون دی آلدئید، کاتالاز، پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز وجود داشت ($P \leq 0.01$). مقایسه میانگین صفات مورد بررسی نشان داد که سطح ۳۰ درصد حجمی متانول بیشترین تأثیر را بر صفات مورد بررسی دارد. اثرات متقابل تنش خشکی و متانول تأثیر معنی‌داری بر میزان پروتئین محلول برگ، کربوهیدرات محلول برگ، پراکسید هیدروژن، مالون دی آلدئید، کاتالاز، پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز نداشت اما بر محتوی پرولین معنی‌دار است ($P \leq 0.05$).

واژگان کلیدی: متانول، ویژگی‌های بیوشیمیایی، تنش خشکی، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان

* نویسنده مسئول، آدرس پست الکترونیکی: ahmadpour@bkatu.ac.ir

مقدمه

تنش خشکی یکی از مشکلات عمده تولید گیاهان زراعی در ایران و جهان به شمار می‌رود و تهدید جدی برای تولید موفقیت‌آمیز محصولات زراعی در سراسر جهان است (Ober, 2001). در حدود یک سوم از زمین‌های قابل کشت دنیا به‌طور قابل‌توجهی با کمبود آب مواجه هستند (Clover et al., 1998). با اینکه نخود گیاهی نسبتاً مقاوم به خشکی است اما جهت حصول عملکرد بالا اتخاذ راهکارهایی که بتواند اثر تنش خشکی را کاهش دهد، مورد توجه محققان بسیاری بوده است (Hsiao, 2000). افزایش غلظت دی‌اکسید کربن می‌تواند اثر ناشی از تنش خشکی را خنثی کند. بنابراین به‌کار بردن موادی که بتواند سبب افزایش غلظت دی‌اکسید کربن در گیاه شود موجب بهبود عملکرد در شرایط خشکی می‌شود (Zebic et al., 2003). یکی از راهکارهای افزایش غلظت دی‌اکسید کربن در گیاهان استفاده از ترکیباتی نظیر متانول، اتانول، پروپانول، بوتانول و همچنین استفاده از اسیدهای آمینه گلیسین، گلوتامات و آسپارات می‌باشد (Nonomura et al., 1997). در بین این ترکیبات متانول ماده کاملاً شناخته شده برای گیاهان می‌باشد زیرا این ماده یکی از ساده‌ترین فرآورده‌های گیاهی بوده که توسط گیاهان خصوصاً طی رشد برگ‌ها و در اثر دمتیلاسیون پکتین در دیواره‌های سلولی آن‌ها تولید می‌شود (Haston and Roj, 2001). پس از تولید این ماده آلی فرار در داخل گیاهان، مقداری از آن از برگ‌ها خارج و وارد لایه مرزی و سپس اتمسفر می‌شود (Mudgett and clarke, 1993) و بخش دیگر آن تبدیل به فرم آلدهید و سپس به اسید فرمیک و در نهایت به CO_2 تبدیل می‌شود. این CO_2 تولید شده می‌تواند بر روی آسیمیلایون CO_2 در گیاهان اثر بگذارد (Galbal and kristian, 2002). کاربرد خارجی متانول به‌طور مستقیم با فرایندهای متابولیکی رشد و نمو گیاه در ارتباط است و همچنین با فرایندهای مرتبط با مکانیسم‌های دفاعی از قبیل فعال شدن ژن‌های درگیر در بیوسنتز اسید جاسمونیک نیز مرتبط است (Gout et al.,

2000). از پاسخ‌های گیاهان به تنش خشکی تجمع اسمولیت‌ها است که منجر به سازگاری اسمزی گیاه می‌شود (Ashraf and Iram, 2005). تجمع پرولین یک نشانگر مهم مقاومت به تنش خشکی در باکتری‌ها، جلبک‌ها و گیاهان عالی به‌حساب می‌آید (Bates et al., 1973). بررسی‌های انجام شده در مناطق خشک پاکستان نشان داد، که محلول‌پاشی متانول ۳۰ درصد در گیاه پنبه موجب افزایش مقاومت به تنش خشکی و افزایش میزان پرولین در گیاه می‌شود (Makhduma et al., 2002). در آزمایش دیگری محلول‌پاشی متانول باعث افزایش میزان کلروفیل، کارتنوئید و پرولین در برگ گندم، یولاف و مو در شرایط تنش خشکی شد (Ramandant and Omran, 2005). تنش خشکی سبب تولید گونه‌های اکسیژن فعال در گیاهان شده و عدم حضور مکانیسم محافظتی جهت حذف آن‌ها، سبب تخریب لیپیدها، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک می‌گردد (Ahmed et al., 2002). در گیاهان، سیستم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدانی وجود دارد که سبب محافظت از لیپیدها، پروتئین‌ها و نوکلئیک اسیدها در مقابل اثرات تخریبی گونه‌های اکسیژن فعال می‌گردد (Sairam et al., 1997). در مطالعه بر روی گیاهان گندم و یولاف افزایش فعالیت بعضی از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان از قبیل کاتالاز و پراکسیداز در اثر محلول‌پاشی متانول مشاهده شد (Ramandant and Omran, 2005). با توجه به موارد اشاره شده از آنجا که نخود یک محصول با ارزش اقتصادی است و در رژیم غذایی جامعه نقش مهمی را ایفا می‌نماید و نظر به این که این گیاه حساس به خشکی است، لذا تحقیق حاضر با هدف بررسی تأثیر متانول بر ویژگی‌های بیوشیمیایی و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان از قبیل محتوای پروتئین برگی، پرولین، کاتالاز، پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز به‌منظور بهبود شرایط تنش خشکی در گیاه نخود انجام شد.

مواد و روش‌ها

به‌منظور بررسی اثر تنش خشکی و محلول‌پاشی متانول بر روی خصوصیات بیوشیمیایی نخود (رقم کرج) آزمایشی

در شهریور ۱۳۹۰ در پژوهشکده علوم گیاهی دانشگاه فردوسی مشهد اجرا گردید. آزمایش به صورت فاکتوریل بر پایه طرح کاملاً تصادفی با ۳ تکرار انجام شد. تیمارهای مورد بررسی در آزمایش محلول پاشی متانول در ۵ سطح شامل؛ شاهد (بدون محلول پاشی)، ۲۰، ۲۵، ۳۰ و ۳۵ درصد حجمی متانول که به هر کدام از محلول ها دو گرم در لیتر گلیسین اضافه شد. افزودن گلیسین به محلول آبی متانول سبب جلوگیری از صدمات ناشی از سمیت متانول می شود. عامل خشکی شامل شاهد (۱۰۰ درصد ظرفیت زراعی) و تنش خشکی (۲۵ درصد ظرفیت زراعی) در نظر گرفته شد. هر واحد آزمایشی در این آزمایش از یک گلدان به حجم ۲/۵ لیتر تشکیل شد که از ماسه و خاک مزرعه به نسبت ۳:۱ پر گردید. برای تهیه خاک هر گلدان، خاک تهیه شده ابتدا از الک دو میلی متر عبور داده شد و به میزان ۲ کیلوگرم در هر گلدان ریخته شد. درصد رطوبت خاک از طریق اندازه گیری درصد وزنی روزانه رطوبت خاک و اضافه نمودن آب مصرفی توسط هر گلدان، تنظیم شد. محلول پاشی ۳ بار طی فصل رشد گیاه صورت گرفت. اولین محلول پاشی طی مرحله رویشی در ۲۱ شهریور ماه به فاصله ۴ هفته پس از کاشت و محلول پاشی های دیگر به ترتیب در اوایل گلدهی و اوایل غلاف دهی انجام شد. نحوه محلول پاشی به این صورت انجام گرفت که بر روی تمام قسمت های بوته نخود قطرات محلول جاری شد. برای استخراج و سنجش پرولین و پروتئین به ترتیب از روش Bates و همکاران (1973) و Lowry (1951) استفاده شد.

به منظور سنجش کربوهیدرات محلول برگی، ۰/۱ گرم از بافت خشک برگ را به فالكون های پلاستیکی در پیچ دار منتقل کرده و سپس به آن ۱۵ میلی لیتر الکل اتیلیک ۸۰٪ که قبلاً آن را گرم نموده ایم افزوده و به مدت ۲۰ ثانیه ورتکس شدند. سپس به منظور جدا کردن فاز جامد از مایع، فالكون ها به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۳۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شدند. ۲ میلی لیتر از عصاره رویی به شیشه درپوش دار منتقل شد و ۱ میلی لیتر محلول فنل ۵٪

افزوده شد و به شدت تکان داده شد. سپس در زیر هود و به سرعت، ۵ میلی لیتر اسید سولفوریک ۹۸٪ به هر شیشه اضافه شد. پس از گذشت ۴۵ دقیقه و با تثبیت رنگ قهوه ای مایل به زرد میزان جذب نوری نمونه ها در طول موج ۴۸۵ نانومتر قرائت شد. در نهایت میزان کربوهیدرات های محلول برگی با استفاده از منحنی استاندارد کربوهیدرات در واحد وزن خشک گیاه محاسبه گردید (Renaut et al., 2005).

سنجش پراکسید هیدروژن با استفاده از روش Sagisaka (1976) انجام شد. به این منظور مقدار ۰/۵ گرم از بافت تر برگ با ۵ میلی لیتر اسید تری کلرواستیک ۱ درصد در حمام یخ کاملاً ساییده و همگن شد. هموژن حاصل به مدت ۱۵ دقیقه در ۱۲۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ گردید. در مرحله بعد، در حمام یخ ۰/۵ میلی لیتر از محلول فوق به لوله آزمایش منتقل و به آن ۰/۵ میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی مولار با pH=۷ و ۱ میلی لیتر یدید پتاسیم ۱ مولار اضافه گردید. در نهایت جذب نمونه ها در طول موج ۳۹۰ نانومتر به کمک دستگاه اسپکتروفتومتر تعیین گردید. سپس بر اساس منحنی استاندارد آب اکسیژنه، غلظت پراکسید هیدروژن در نمونه ها بر حسب میکرومول برگرم وزن تر برگ محاسبه شد. سنجش میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء با استفاده از روش Heath and Packer (1968) بر اساس تشکیل کمپلکس مالون دی آلدئید حاصل از پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء انجام شد. به این منظور ۰/۲ گرم بافت تر برگ با ۵ میلی لیتر اسید تری کلرواستیک ۱۰٪ اسید ۰/۱ درصد در هاون چینی به خوبی ساییده و همگن شد. همگنای حاصل به مدت ۵ دقیقه و در ۱۰۰۰۰ دور سانتریفیوژ گردید. سپس ۴ میلی لیتر از محلول اسید تری کلرواستیک ۲۰ درصد که حاوی اسید تیوباریتوریک ۰/۵ درصد بود، اضافه شد. مخلوط حاصله به مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب گرم ۹۰ درجه قرار گرفت و بعد از اتمام این مدت به حمام یخ منتقل شد. در مرحله بعد، مجدداً محلول مورد نظر به مدت ۱۰ دقیقه و در ۱۰۰۰۰ دور

بررسی شد. فعالیت آنزیم بر حسب تغییرات واحد در دقیقه به ازای میلی گرم پروتئین محاسبه شد. اندازه‌گیری فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز با روش بیوچمپ و فری دوویچ (Beauchamp and Fridovich, 1971) انجام شد. بدین منظور ابتدا محلول بافر فسفات ۵۰ میلی مولار تهیه شد و سپس ترکیبات زیر EDTA ۰/۱ میلی مولار، نیتروبلوتترازولیوم (NBT) ۷۵ میکرو مولار، متیونین ۱۳ میلی مولار، ریوفلاوین ۴ میکرومولار، به ترتیب اضافه گردید. در نهایت با اضافه شدن ۱۰۰ میکرولیتر عصاره تحت روشنایی لامپ فلورسنت واکنش آغاز می‌شود. پس از گذشت ۱۵ دقیقه جذب نمونه‌ها در طول موج ۵۶۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر خوانده شد. یک واحد فعالیت سوپر اکسید دیسموتاز معادل ۵۰ درصد ممانعت از تغییر رنگ NBT در برابر نور بیان می‌شود. فعالیت آنزیمی بر حسب واحد آنزیم در مقدار پروتئین کل (میلی گرم) در ۱۰۰ میکرولیتر عصاره بیان گردید. داده‌ها پس از جمع‌آوری توسط نرم‌افزار Mstat-C تجزیه واریانس شدند و میانگین‌ها با استفاده از آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح احتمال ۵ درصد مقایسه شدند.

نتایج

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که تیمار محلول‌پاشی متانول و تیمار تنش خشکی تأثیر معنی‌داری بر مقدار پروتئین کل محلول برگی داشت ($P \leq 0.01$)؛ اما اثر متقابل متانول و تنش بر این صفت معنی‌دار نبود (جدول ۱). در بین تیمارهای محلول‌پاشی متانول بیشترین مقدار پروتئین کل در تیمارهای ۲۵ و ۳۰ درصد حجمی متانول بود که با دیگر غلظت‌های متانول اختلاف معنی‌داری نداشت. کمترین مقدار برای این صفت نیز مربوط به سطح شاهد بود که با سطوح ۲۵ و ۳۰ درصد حجمی تفاوت معنی‌داری داشت (جدول ۲). تجزیه واریانس نتایج مربوط به تغییرات پرولین نشان داد که محلول‌پاشی متانول، تنش خشکی و اثر متقابل متانول و تنش بر میزان پرولین معنی‌دار ($P \leq 0.01$) بود (جدول ۱).

سانتریفیوژ شد. در نهایت جذب نوری هر یک از نمونه‌ها در طول موج ۵۳۲ نانومتر خوانده شد و با استفاده از رابطه‌ی زیر غلظت مالون دی آلدئید محاسبه شد.

$$A = \varepsilon bc$$

در معادله‌ی فوق A: جذب نمونه مورد نظر، ε : ضریب خاموشی که برابر $1.55 \times 10^{-5} \text{ M cm}^{-1}$ است و c: غلظت مالون دی آلدئید بر حسب $\mu\text{mol/gFW}$ می‌باشد.

به منظور تهیه عصاره آنزیمی برگ ۰/۵ گرم برگ با ۱۰ میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم در هاون چینی ساییده شد. سپس مخلوط حاصل به لوله‌های آزمایش منتقل شد و با استفاده از سانتریفیوژ یخچال دار در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد و با سرعت ۱۲۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۲۴ دقیقه سانتریفیوژ شد. پس از پایان سانتریفیوژ، محلول رویی به عنوان عصاره آنزیمی استفاده شد. اندازه‌گیری فعالیت آنزیم پراکسیداز بر اساس روش Holy (1972) اندازه‌گیری شد. بدین منظور، ابتدا ۲ میلی لیتر تامپون استات ۰/۲ مولار با pH=۵، ۰/۲ میلی لیتر آب اکسیژنه ۰/۳ درصد، ۰/۱ میلی لیتر بنزیدین ۰/۰۲ مولار محلول در متانول ۵۰ درصد، در حمام یخ مخلوط شدند، سپس ۰/۱ میلی لیتر از عصاره آنزیمی برگ به این مخلوط واکنش اضافه شد. منحنی جذب نوری نمونه‌ها با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر هر ۳۰ ثانیه به مدت ۳ دقیقه در طول موج ۵۳۰ نانومتر رسم شد. واحد آنزیم به ازای $\mu\text{mol ml}^{-1} \text{ H}_2\text{O}_2$ تجزیه شده در هر دقیقه در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد تعریف شد و با کمک منحنی استاندارد فعالیت ویژه آنزیم بر حسب تغییرات واحد آنزیم در دقیقه به ازاء هر میلی گرم پروتئین محاسبه شد. اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم کاتالاز با روش Candlee and Scandalios (1984) انجام شد. ابتدا ۲/۵ میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم ۰/۰۵ مولار و ۰/۳ میلی لیتر آب اکسیژنه ۰/۳٪ در حمام یخ با یکدیگر مخلوط شدند و بلافاصله ۰/۲ میلی لیتر عصاره آنزیمی به آن افزوده شد. منحنی تغییرات جذب در طول موج ۲۴۰ نانومتر به مدت ۳-۴ دقیقه

در بین سطوح مختلف متانول، محلول پاشی ۲۵ و ۳۰ درصد حجمی متانول بیشترین میزان پرولین را داشتند که با سایر سطوح حجمی متانول اختلاف معنی داری داشتند. کمترین میزان پرولین به سطح شاهد مربوط بود که با سطوح ۳۵ درصد حجمی متانول اختلاف معنی داری نداشت (جدول ۲). در برهم کنش متانول و تنش خشکی بیشترین میزان پرولین متعلق به سطح ۳۰ درصد حجمی متانول در تیمار تنش خشکی بود که با دیگر سطوح اختلاف معنی داری داشت و کمترین میزان این صفت مربوط به سطح شاهد در تیمار بدون تنش خشکی بود (شکل ۱). نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که تیمار محلول پاشی متانول و تیمار تنش خشکی تأثیر معنی داری ($P \leq 0.01$) بر میزان مالون دی آلدئید داشت؛ اما اثر متقابل متانول و تنش بر این صفت معنی دار نبود (جدول ۱). در بین سطوح مختلف متانول، سطح شاهد بیشترین تجمع مالون دی آلدئید را داشت که با کلیه سطوح محلول پاشی متانول اختلاف معنی داری داشت. کمترین تجمع نیز در سطح ۳۰ درصد حجمی متانول بود که با سطوح ۲۵ و ۳۵ درصد حجمی اختلاف معنی داری نداشت (جدول ۲). نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که تیمار محلول پاشی متانول و تیمار تنش خشکی تأثیر معنی داری ($P \leq 0.01$) بر میزان پراکسید هیدروژن داشت. اثر متقابل متانول و تنش در تمامی سطوح نسبت به سطح شاهد کاهش داشت اما معنی دار نبود (جدول ۱). در بین غلظت‌های متانول مورد استفاده در آزمایش، سطح شاهد (بدون محلول پاشی) بیشترین میزان پراکسید هیدروژن را داشت که با سطوح ۳۵ و ۲۰ درصد حجمی متانول اختلاف معنی داری نداشت. کمترین میزان این صفت در سطح ۲۵ و ۳۰ درصد حجمی متانول مشاهده شد که با سطوح شاهد و ۳۵ درصد حجمی تفاوت معنی داری داشت (جدول ۲). نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که تیمار محلول پاشی متانول و تیمار تنش خشکی تأثیر معنی داری ($P \leq 0.01$) بر میزان کربوهیدرات‌های محلول برگ‌ی داشت؛ اما اثر متقابل متانول و تنش بر این صفت

معنی دار نبود (جدول ۱). در بین تیمارهای محلول پاشی، غلظت‌های مختلف متانول اختلاف معنی داری باهم نداشتند و در یک گروه آماری قرار گرفتند ولی تفاوت آن‌ها با شاهد معنی دار بود (جدول ۲). نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که تیمار محلول پاشی متانول ($P \leq 0.05$) و تیمار تنش خشکی ($P \leq 0.01$) تأثیر معنی داری بر فعالیت آنزیم کاتالاز داشت. اثرات متقابل تنش خشکی و محلول پاشی متانول بر این صفت معنی دار نبود (جدول ۱). در بین تیمارهای محلول پاشی غلظت ۳۵ درصد حجمی متانول بیشترین میزان فعالیت را داشت که با دیگر سطوح به جز سطح ۲۵ درصد حجمی تفاوت معنی داری نداشت و کمترین میزان فعالیت این آنزیم در سطح ۲۵ درصد حجمی متانول مشاهده شد که با سطوح شاهد و ۳۵ درصد حجمی اختلاف معنی داری داشت (جدول ۲). نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که تیمار محلول پاشی متانول و تیمار تنش خشکی تأثیر معنی داری بر میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز داشت ($P \leq 0.01$). اما اثر متقابل متانول و تنش بر این صفت معنی دار نبود (جدول ۱). در بین سطوح مختلف متانول، بیشترین فعالیت آنزیم متعلق به سطح شاهد بود که با سطوح ۲۰ و ۳۵ درصد حجمی متانول اختلاف معنی داری نداشت. کمترین میزان این صفت در سطح ۳۰ درصد حجمی مشاهده شد که تفاوت معنی داری با سطح شاهد و ۳۵ درصد حجمی متانول داشت (جدول ۲). نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که تیمار محلول پاشی متانول و تیمار تنش خشکی تأثیر معنی داری ($P \leq 0.01$) بر میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز داشت. اما اثر متقابل متانول و تنش بر فعالیت آن معنی دار نبود (جدول ۱). در بین تیمارهای محلول پاشی متانول، سطح شاهد بیشترین فعالیت را داشت که با سطوح ۲۰ و ۳۵ درصد حجمی متانول تفاوت معنی داری نداشت. کمترین میزان فعالیت نیز در سطح ۳۰ درصد حجمی مشاهده شد که با کلیه سطوح جز سطح ۲۵ درصد حجمی اختلاف معنی داری داشت (جدول ۲).

جدول ۱- نتایج تجزیه واریانس ویژگی‌های بیوشیمیایی گیاه نخود در سطوح مختلف محلول‌پاشی متانول تحت تنش شرایط خشکی

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات							
		پروتئین محلول برگ	پرولین	مالون دی آلدئید	پراکسید هیدروژن	میزان کربوهیدرات	کاتالاز	پراکسیداز	سوپراکسید دیسموتاز
متانول	4	0.379**	3.237**	0.071**	0.283**	39.449**	0.013*	0.043**	11.831**
تنش خشکی	1	1.432**	35.035**	0.717**	5.559**	748.701**	0.117**	0.087**	22.136**
متانول×تنش	4	0.068 ^{ns}	1.327**	0.006 ^{ns}	0.006 ^{ns}	5.519 ^{ns}	0.001 ^{ns}	0.005 ^{ns}	2.204 ^{ns}
خطای آزمایش	20	0.067	0.030	0.002	0.017	2.965	0.003	0.003	1.063
ضریب تغییرات (%)	-	12.20	6.45	1.43	7.31	5.12	24.68	15.92	11.75

ns، **، *؛ به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد

جدول ۲- مقایسه میانگین ویژگی‌های بیوشیمیایی گیاه نخود تحت تأثیر سطوح مختلف محلول‌پاشی متانول

متانول	پروتئین محلول برگ	پرولین	مالون دی آلدئید	پراکسید هیدروژن	میزان کربوهیدرات	کاتالاز	پراکسیداز	سوپراکسید دیسموتاز
شاهد	1.766 b	1.833 c	1.705 a	2.042 a	30.62 b	0.249 a	0.481 a	10.48 a
۲۰٪ حجمی	2.084 ab	2.917 b	1.333 b	1.828 ab	35.68 a	0.202 ab	0.365 abc	9.345 ab
۲۵٪ حجمی	2.382 a	3.208 a	1.145 bc	1.603 b	35.73 a	0.166 b	0.306 bc	7.790 bc
۳۰٪ حجمی	2.342 a	3.487 a	0.921 c	1.532 b	35.35 a	0.206 ab	0.265 c	6.933 c
۳۵٪ حجمی	2.028 ab	2.005 c	1.103 bc	1.843 ab	33.47 ab	0.269 a	0.408 ab	9.322 ab

میانگین‌هایی که در هر ستون حداقل دارای یک حرف مشترک می‌باشند مطابق آزمون چنددامنه‌ای دانکن ($p \leq 0.05$) اختلاف معنی‌داری ندارند.

بحث

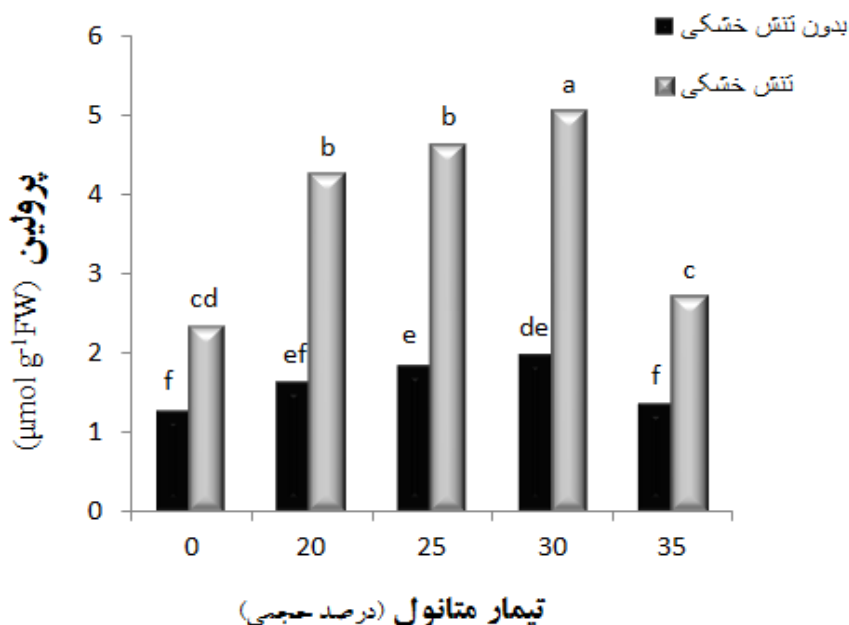
پروتئین کل محلول برگ

در تنش‌های غیرزنده از قبیل تنش خشکی، شوری، گرما و سرما، بیان یکسری از پروتئین‌ها در گیاه افزایش می‌یابد. این پروتئین‌ها در ایجاد سازگاری با شرایط تنش ایفای نقش می‌کنند. علاوه بر آن، در شرایط تنش شوری و خشکی در سازگاری اسمزی گیاه نیز نقش دارند (Ashraf and Harris, 2004). بالاتر بودن میزان پروتئین محلول برگ در رقم متحمل به تنش خشکی *P. aculeata* نسبت به رقم حساس به تنش *P. vulgaris* در بررسی Ashraf and Iram (2005)، نیز گزارش شده است. در یک آزمایش، تنش کمبود آب غلظت پرولین و پروتئین‌های محلول را در برگ‌های نخود افزایش داد به‌طوری که غلظت پروتئین‌های محلول در برگ‌ها تا ۴۳ درصد در مقایسه با تیمارهای شاهد افزایش یافت (Najaphy, et al., 2010). تنظیم اسمزی شامل تجمع فعال املاح سلولی از جمله پروتئین‌های محلول و پرولین در درون گیاه در پاسخ به کاهش پتانسیل آب خاک و کاهش اثرات مضر کمبود آب می‌باشد. به‌عنوان یک نتیجه تجمع املاح، پتانسیل اسمزی سلول را کاهش می‌دهد، که به‌نوبه خود، آب به درون سلول جذب شده و منجر به حفظ تورگر آن می‌شود (Najaphy, et al., 2010). افزایش در غلظت پروتئین محلول تحت تنش خشکی می‌تواند به افزایش در سنتز پروتئین مربوط باشد. پرولین آزاد، قند محلول و پروتئین‌های محلول به‌عنوان عوامل اسمزی یا محافظت کننده‌های اسمزی نقش مهمی در تنظیم اسمزی کمبود آب دارند. در این مطالعه نیز مقدار پروتئین کل محلول برگ در شرایط تنش افزایش معنی‌داری نسبت به شرایط بدون تنش داشت. باکتری‌های همزیست مانند متیلوتروفیک روی برگ اکثر گیاهان زراعی زندگی می‌کنند که این باکتری‌ها در ازای دریافت متانول که از برگ گیاه خارج می‌شود پیش‌ماده ساخت بعضی از هورمون‌ها مانند اکسین و سیتوکینین را که نقش مهمی در تسریع روند رشد و فرآیندهای فیزیولوژیکی گیاه به عهده دارند را در اختیار

گیاه قرار می‌دهد (Ivanova et al., 2001). به‌نظر می‌رسد محلول‌پاشی متانول با افزایش فعالیت باکتری‌های متیلوتروفیک منجر به افزایش تولید هورمون اکسین و سیتوکینین در گیاه می‌شود و از طرف دیگر مشخص شده هورمون‌های اکسین و سیتوکینین در افزایش پروتئین‌سازی در گیاهان نقش بسزایی دارند (Ivanova et al., 2001). در آزمایشی بر روی بادام‌زمینی گزارش شد که محلول‌پاشی متانول منجر به افزایش مقدار پروتئین در گیاه شد (Vyshkayy et al., 2008).

پرولین

افزایش پرولین در شرایط تنش خشکی، به‌عنوان یک پاسخ دفاعی گیاه به تنش خشکی مطرح است. تجمع زیاد پرولین در سلول‌های تحت تنش سبب محافظت از سلول در شرایط تنش و همچنین جلوگیری از ایجاد سمیت در سلول می‌شود (Tawfik, 2008). پرولین همچنین در حفظ ساختار غشاء، ایجاد سازگاری اسمزی و حفظ ساختار آنزیم‌ها در سلول، ایفای نقش می‌کند (Ashraf and Iram, 2005). به‌دلیل خاصیت هیدروفیلی پرولین، این مولکول ممکن است جایگزین مولکول‌های آب در اطراف نوکلئیک اسیدها، پروتئین‌ها و مولکول‌های غشایی گردد و از این طریق اثرات یون‌های تخریب‌کننده برای ترکیبات را کاهش داده و بدین‌وسیله محافظت از این ترکیبات و ساختار غشاء را انجام دهد (Bayoumi et al., 2008). در بررسی که بر روی *Lotus japonicus* صورت گرفت افزایش میزان پرولین در شرایط تنش خشکی و شوری را تأیید نمودند (Diaz et al., 2005). در این تحقیق دلیل افزایش پرولین در شرایط تنش را به‌علت افزایش فعالیت آنزیم پیرولین ۵-کربوکسیلات سنتتاز (که در مسیر بیوسنتز پرولین نقش دارد) و کاهش فعالیت آنزیم پرولین دهیدروناز (که در تجزیه پرولین ایفای نقش می‌کند) دانسته‌اند. علاوه بر این، تبدیل پرولین به گلوتامات نیز به‌عنوان دلیلی دیگر برای کاهش میزان پرولین در سطوح پایین تنش شوری ذکر شده است (Diaz et al., 2005). نتایج تحقیقات Najaphy و همکاران (2010) نیز



شکل ۱- اثر متقابل متانول و تنش خشکی بر محتوای پرولین

* ستون‌هایی که دارای حروف مشترک می‌باشند مطابق آزمون چنددامنه‌ای دانکن اختلاف معنی‌داری ندارند (در سطح احتمال ۵ درصد).

جمع مالون دی آلدئید در شرایط تنش خشکی نشان دهنده تخریب غشاءهای سلولی است (Eraslan *et al.*, 2007). تولید گونه‌های اکسیژن فعال طی تنش اکسیداتیو ناشی از تنش خشکی، سبب تخریب ساختار لیپیدی غشاء شده و از این طریق میزان مالون دی آلدئید را افزایش می‌دهد (Eraslan *et al.*, 2007). در این مطالعه نیز تجمع مالون دی آلدئید در شرایط تنش خشکی افزایش معنی‌داری نسبت به شرایط بدون تنش داشت. نتایج حاصل از بررسی محققان نشان داده است که در شرایط تنش خشکی، میزان پراکسیداسیون لیپیدها افزایش یافته و در نتیجه میزان مالون دی آلدئید در سلول‌های تحت تنش افزایش می‌یابد (Gunes *et al.*, 2006). با توجه به کاهش میزان پراکسید هیدروژن و پراکسیداسیون لیپیدها در اثر محلول‌پاشی متانول در این مطالعه می‌توان کاهش تجمع مالون دی آلدئید را منطقی دانست.

پراکسید هیدروژن

تنش‌های محیطی از جمله تنش شوری، خشکی و دمای بالا سبب محدود شدن تثبیت دی اکسید کربن می‌شوند، بنابراین می‌توان گفت که با کاهش غلظت دی اکسید کربن کلروپلاستی، تنفس نوری افزایش یافته و در نتیجه

مؤید افزایش میزان پرولین در ژنوتیپ‌های نخود تحت شرایط تنش خشکی است. در این تحقیق نیز تیمار تنش خشکی باعث افزایش میزان پرولین نسبت به تیمار بدون تنش خشکی شد. متانول محلول‌پاشی شده بر روی برگ توسط آنزیم متانول اکسیداز و با از دست دادن $2H^+$ تبدیل به فرمات (متانوئیک اسید) می‌شود. فرمات در مرحله بعد توسط آنزیم فرمات دهیدروژناز تبدیل به CO_2 و H^+ می‌شود (Nonomura *et al.*, 1992). از طرف دیگر گزارش شده آنزیم پیرولین ۵-کربوکسیلات سنتتاز (P5CS) در شرایط اسیدی بیشترین فعالیت را دارد (Yordanov *et al.*, 2003). به نظر می‌رسد متانول با کاهش pH در گیاه منجر به افزایش فعالیت آنزیم پیرولین ۵-کربوکسیلات سنتتاز شده و در نهایت تجمع پرولین در برگ را خواهیم داشت. پرولین علاوه بر شرکت در تنظیم اسمزی، نقش‌های مهمی مانند حفاظت از سیستم‌های غشایی سلول (Terzi *et al.*, 2006)، سمیت زدایی (Puritch and Barker, 1967) و تنظیم اسیدیته سیتوزول را نیز بر عهده دارد (Hare *et al.*, 1998).

مالون دی آلدئید

تثبیت CO_2 را در گیاه افزایش دهد (Zebic et al., 2003). متانول در مقایسه با CO_2 مولکول نسبتاً کوچکتری است که به راحتی توسط گیاهان، جذب شده و مورد استفاده قرار می‌گیرد (Downie et al., 2004). یکی از مهم‌ترین خصوصیات آنزیم روبیسکو این است که نه تنها ریپولوز ۱ و ۵ فسفات را کربوکسیله می‌کند بلکه آن را اکسید نیز می‌کند. اکسیداسیون نیز منجر به انجام تنفس نوری در گیاه می‌شود (Makhdom et al., 2002). متانول با متابولیزه شدن سریع به دی اکسید کربن (Gout et al., 2000) و با افزایش CO_2 منجر به روند کربوکسیلاسیون بیشتر و اکسیژناسیون کمتر در گیاه می‌شود (Faver and Greik, 1996). بنابراین با افزایش فتوستنز در اثر کاربرد متانول، افزایش کربوهیدرات محلول برگری را خواهیم داشت. در بررسی که بر روی پنبه در مناطق خشک پاکستان صورت گرفت، بیشترین میزان آسیمیلاسیون CO_2 و فتوستنز در غلظت ۳۰ درصد حجمی متانول مشاهده شد (Makhdom et al., 2002).

کاتالاز

کاتالاز به عنوان یک آنزیم آنتی اکسیدانی عمل کرده و در حذف و جاروب کردن پراکسید هیدروژن تولید شده در پراکسیزوم‌ها و کاهش اثرات تخریبی گونه‌های اکسیژن فعال نقش مهمی بر عهده دارد (Simova Stoilova et al., 2008). در مطالعه‌ای که بر روی ذرت انجام گرفت گزارش کردند که افزایش فعالیت کاتالاز، سبب افزایش پتانسیل دفاعی گیاه در مقابل تنش خشکی شده و میزان تحمل این گیاه به شرایط تنش خشکی را بهبود می‌بخشد (Helal and samir, 2008). افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاه لوبیا تحت تنش خشکی نیز گزارش شده است (Ahmed et al., 2002). در این مطالعه نیز فعالیت آنزیم کاتالاز در شرایط تنش خشکی افزایش معنی‌داری نسبت به شرایط بدون تنش داشت. یکی از نقش‌های مهم محلول‌پاشی متانول جلوگیری از کاهش اثر تنش‌های القا شده به گیاهان زراعی در اثر انجام تنفس نوری در آنهاست (Downie et al., 2004). با توجه به اینکه ۲۵٪

تولید پراکسید هیدروژن نیز افزایش می‌یابد (Yoadanov et al., 2003). نتایج بررسی محققان نشان داده است که پراکسید هیدروژن به عنوان یک سیگنال جهت بسته شدن روزنه‌ها، سازگاری برگ نسبت به میزان نور زیاد و همچنین القاء پروتئین‌های شوک گرمایی عمل می‌نماید (Mahajan and Tuteja, 2005). علاوه بر این، تجمع پراکسید هیدروژن سبب القاء تجمع هورمون‌های تنش از قبیل سالیسیلیک اسید و اتیلن نیز می‌شود (Shao et al., 2008). Nayyar and Gupta (2006) نیز افزایش میزان پراکسید هیدروژن در گیاهان گندم (*Triticum aestivum*) و ذرت (*Zea mays*) را در شرایط تنش خشکی گزارش نمودند. در این مطالعه نیز میزان پراکسید هیدروژن در شرایط تنش خشکی افزایش معنی‌داری نسبت به شرایط بدون تنش داشت. برای جلوگیری از کاهش چرخه انتقال الکترون کلروپلاستی، گیاهان عالی مسیر تنفس نوری را به راه انداخته و از این طریق سبب تولید مجدد $NADP^+$ می‌شوند. در قسمتی از مسیر تنفس نوری پراکسید هیدروژن در پراکسیزوم‌ها تولید می‌شود که می‌تواند ناشی از پراکسیداسیون اسیدهای چرب در پراکسیزوم باشد (Shao et al., 2008). محلول‌پاشی متانول سبب افزایش تثبیت دی اکسید کربن می‌شود، بنابراین تولید مجدد $NADP^+$ توسط سیکل کالوین افزایش یافته و به دنبال آن چرخه انتقال الکترون فتوستنزی نیز افزایش می‌یابد که این امر منجر به کاهش تولید رادیکال‌های سوپراکسید و اکسیژن یکتایی در کلروپلاست‌ها می‌گردد.

کربوهیدرات محلول برگری

از میان مواد اسموتیک آلی موجود در گیاهان، قندها مسئول بیش از ۵۰٪ پتانسیل اسمزی ایجاد شده در گیاه در شرایط تنش شوری و خشکی می‌باشند (Mahajan and Tuteja, 2005). افزایش میزان کربوهیدرات‌ها در شرایط تنش می‌تواند به عنوان یک سیگنال متابولیکی به تنش خشکی و شوری عمل نماید و در بروز پاسخ‌های دفاعی نقش داشته باشد (Niknam et al., 2004). محلول‌پاشی متانول باعث افزایش غلظت CO_2 شده که می‌تواند میزان

در گیاه می‌شود (Faver and Greik, 1996). کاهش تنفس نوری در اثر کاربرد متانول در سویا و کلروپلاست‌های اسفناج نیز گزارش شد (Gout et al., 2000). بنابراین کاهش فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و کاتالاز را می‌توان به کاهش تنش‌های القا شده در طی فرآیند تنفس نوری از قبیل کاهش میزان پراکسید هیدروژن و سوپراکسید هیدروژن در برگ‌ها نسبت داد.

سوپراکسید دیسموتاز

در تحقیقی روی گیاهان یولاف مشاهده کردند که در شرایط تنش خشکی کاهش شدیدی در فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در مرحله گلدهی رخ داد. این کاهش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز از یک گونه به گونه دیگر متغیر بود (Helal and samir, 2008). این محققان کاهش در فعالیت سوپراکسید دیسموتاز را تحت تنش خشکی نشان دهنده مهار توانایی پالایش کنندگی در سلول‌های برگ بیان کردند و نیز اظهار داشتند هرگونه کاهش در فعالیت SOD را می‌توان به کاهش سنتز یا افزایش تخریب آنزیم نسبت داد (Gunes et al., 2006). همچنین در یک تحقیق دیگر روی گیاهان ذرت مشاهده شد که در بعضی مراحل رشد و نمو گیاهان ذرت، تنش خشکی باعث کاهش فعالیت سوپراکسید دیسموتاز شد، درحالی‌که در همین مراحل فعالیت پراکسیداز در اثر تنش خشکی افزایش یافت (Koca et al., 2007). در این مطالعه نیز فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در شرایط تنش خشکی کاهش معنی‌داری نسبت به شرایط بدون تنش داشت. سوپراکسید دیسموتاز اولین مرحله دفاعی علیه ROSها را تشکیل می‌دهد و یکی از مهم‌ترین پالایش کننده‌های سوپراکسید است. در نتیجه فعالیت این آنزیم سوپراکسید به پراکسید هیدروژن و اکسیژن تبدیل می‌شود. سپس پراکسید هیدروژن تولید شده به وسیله پراکسیدازها پالایش می‌گردد (Eraslan et al., 2007). یک حالت از تشکیل ROS بسته شدن روزنه به‌عنوان یک پاسخ به خشکی و در نتیجه کاهش غلظت CO_2 در مزوفیل برگ و در نتیجه تجمع NADPH است، در این حالت اکسیژن

از کربن گیاه صرف تنفس نوری می‌شود با استفاده از محلول‌پاشی متانول که منجر به افزایش غلظت CO_2 درون سلولی می‌شود می‌توان مقدار تنفس نوری را به کمترین اندازه رساند (Ramberg et al., 2002). از این رو با کاهش تنفس نوری پراکسید هیدروژن تولید شده در پراکسیزوم کاهش می‌یابد (Simova Stoilova et al., 2008). از طرف دیگر نقش اصلی کاتالاز جاروب کردن پراکسید هیدروژن تولید شده از تنفس نوری می‌باشد (Simova Stoilova et al., 2008). بنابراین به‌نظر می‌رسد متانول با کاهش میزان پراکسید هیدروژن در کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز نقش دارد.

پراکسیداز

پراکسیداز اغلب به‌عنوان آنزیم آنتی‌اکسیدان در نظر گرفته شده، که از سلول در برابر نفوذ مخرب H_2O_2 و گونه‌های اکسیژن فعال محافظت می‌کند. افزایش فعالیت پراکسیداز تحت تنش آب نشان دهنده شکل‌گیری بخش زیادی H_2O_2 در طول تنش آبی است (Helal and samir, 2008). پراکسید هیدروژن و سوپراکسید هیدروژن اولین ترکیب‌های تولید شده در شرایط تنش خشکی هستند، لذا پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز احتمالاً اولین آنزیم‌های مقابله با آن‌ها می‌باشند (Gunes et al., 2006). به‌نظر می‌رسد پراکسیدازها عموماً به‌عنوان آنزیم‌های مسمومیت‌زدای گونه‌های اکسیژن فعال عمل می‌کنند، زیرا پراکسید هیدروژن (H_2O_2) ماده‌ای است که برای دامنه گسترده‌ای از واکنش‌های وابسته به پراکسیداز به‌عنوان ماده پذیرنده عمل می‌کند (Dat et al., 2000). افزایش فعالیت آنزیم پراکسیداز در شرایط تنش خشکی در گیاه *Ctenanthe Setosa* و در شرایط تنش شوری در گیاه ذرت نیز گزارش شده است (Levent tona et al., 2008). آنزیم روبیسکو با اکسیده کردن ریبولوز ۱ و ۵ بیس فسفات منجر به انجام تنفس نوری در گیاه می‌شود (Makhdum et al., 2002). متانول با متابولیزه شدن سریع به دی اکسید کربن (Gout et al., 2000) و با افزایش CO_2 منجر به روند کربوکسیلاسیون بیشتر و اکسیژناسیون کمتر

زنجیره انتقال الکترون می‌شود، بدین منظور از تجمع آن در کلروپلاست سلول‌های برگ و تشکیل سوپراکسید جلوگیری می‌شود. از طرف دیگر کاهش میزان پراکسید هیدروژن در سطوح ۲۵ و ۳۰ درصد حجمی متانول نشان دهنده فعالیت کمتر آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در این سطوح است.

به‌عنوان یک پذیرنده جایگزین الکترون‌ها عمل می‌کند که منجر به تشکیل رادیکال‌های سوپراکسید می‌شود (Yordanov *et al.*, 2003). به‌نظر می‌رسد متانول با تبدیل به CO_2 سبب افزایش غلظت CO_2 درون سلول‌های برگ شده و با انجام عمل فتوسنتز و ماده سازی بیشتر منجر به مصرف NADPH تولید شده در

References

- Ahmed, S., Nawata, E., Hosokawa, M., Domae, Y. and Sakuratani, T. (2002). Alterations in photosynthesis and some antioxidant enzymatic activity of mungbean subjected to waterlogging. *Journal of Plant Science* 163: 117-123.
- Ashraf, M and Iram, A. (2005). Drought stress induced changes in some organic substances in nodules and other plant parts of two potential legumes differing in salt tolerance. *Journal of Flora* 200: 535-546.
- Ashraf, M. and Harris, P.J.C. (2004). Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants, *Journal of Plant Science* 166: 3-16.
- Bates, L.S., Waldern, R.P. and Teare, I.D. (1973). Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant Soil Environment* 39: 205-207.
- Bayoumi, T.Y., Eid, M. and Metwali, E.M. (2008). Application of physiological and biochemical indices as a screening technique for drought tolerance in wheat genotypes. *African Journal of Biotechnology* 7: 2341-2352.
- Beauchamp, C. and Fridovich, I. (1971). Superoxide dismutase: improved assays and applicable to acryl amide gels. *Annual Review Biochemistry* 44: 276-287.
- Chandlee, J.M. and Scandalios, J.G. (1984). Analysis of variants affecting the catalase development program in *Maize scutellum*. *Journal of Apply Genetic* 69: 71-77.
- Clover, G., Smith, H., and Jaggard, K. (1998). The crop under stress. *British Sugar Beet Review* 66(3): 17-19.
- Dat, J., Vandenabeele, S., Vranová, E., Van Montagu, M., Inzé, D and Van Breusegem, F. (2000). Dual action of active oxygen species during plant stress responses. *Cellular and Molecular Life Science* 57: 779-795.
- Diaz, P., Monza, J. and Marquez, A. (2005). Drought and saline stress, *Lotus japonicas*. Haworth Press, Inc., San Diego.
- Downie, A., Miyazaki, S., Bohnert, H., John, P., Coleman, J., Parry, M and Haslam, R. (2004). Expression profiling of the response of *Arabidopsis thaliana* to methanol stimulation. *Photochemistry* 65: 2305-2316.
- Eraslan, F., Inal, A., Savasturk, O. and Gunes, A. (2007). Changes in antioxidative system and membrane damage of lettuce in response to salinity and boron toxicity. *Journal of Crop and Horticultural Science* 114: 5-10.
- Faver, K.L. and Gerik, T.J. (1996). Foliar-applied methanol effects on cotton (*Gossypium hirsutum*.L) gas exchange and growth. *Field Crops Research* 47: 227-234.
- Galball, E and Kristine, W. (2002). The production of methanol by flowering plants and the global cycle of methanol. *Journal of Atmospheric Chemistry* 43: 195-229.
- Gout, E., Aubert, S., Bligny, R., Rebeille, F., Nonomura, A.R., Benson, A. and Douce, R. (2000). Plant Metabolism of methanol in plant cells. Carbon-13 nuclear magnetic resonance studies. *Journal of Plant Physiology* 123: 287-296.
- Gunes, A., Cicek, N., Inal, A., Alpaslan, M., Eraslan, F., Guneri E. and Guzelordu, T. (2006). Genotypic response of chickpea (*Cicer arietinum* L.) cultivars to drought stress implemented at pre-and post anthesis stages and its relations with nutrient uptake and efficiency. *Journal of Plant Soil Environment* 52: 868-876.
- Hare, P. D., Cress W. A. and Van Standen J. (1998). Dissecting the roles of osmolyte accumulation during stress. *Plant Cell Environment* 21: 535-553.
- Haston, A.D., and Roje, S. (2001). One carbon metabolism in higher plants. *Annual Review of Plant Biology* 52: 119-138.
- Heath, R.L. and Packer, L. 1968. Photoperoxidation in isolated chloroplasts: Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Journal of Biochemistry and Biophysics* 125: 189-198.
- Helal, R.M. and Samir, M. A. (2008). Comprative response of drought tolerant and drought sensitive maize genotypes to water stress. *Australian Journal crops science* 1: 31-36.

- Holy, M. C. (1972). Indole acetic acid oxidase: a dual catalytic enzyme. *Journal of Plant Physiology*. 50: 15-18.
- Hsiao, T.C. (2000). Leaf and root growth in relation to water status. *Journal of Horticultural Science* 35: 1051-1058.
- Ivanova, E. G., Dornina, N. V., Shepelyakovskaya, A. O., Laman, A. G., Brovko, F. A. and Trotsenko Y. A. (2001). Faculative and obligate aerobic methylobacteria synthesize cytokinins. *Journal of Microbiology* 69: 646-651.
- Ivanova, E. G., Dornina, N. V and Trotsenko, Y. A. (2001). Aerobic methylobacteria are capable of synthesizing auxins. *Journal of Microbiology* 70: 392-397.
- Koca, H., Bor, M., Ozdemir, F. and Turkan, I. (2007). The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. *Environmental and Experimental Botany* 60: 344-351.
- Leventona, A., Kaya, C., Dikilitas, M. and Higgs, D. (2008). The effects of gibberelic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. *Environmental and Experimental Botany* 62: 1-9.
- Lowry, O. H., Rosebrough, N. J., Farr, A. L. and Randapp, R. J. (1951). Protein measurement with the folin phenol reagent. *Journal of Research Chemistry* 191: 265-275.
- Mahajan, S. and Tuteja, N. (2005). Cold, salinity and drought stresses: An overview, *Journal of Biochemistry and Biophysics* 44: 139-158.
- Makhdom, I. M., Nawaz, A. Shabab, M., Ahmad, F., and Illahi, F. (2002). Physiological response of cotton to methanol foliar application. *Journal of Research Pakistan Zakariya University* 13: 37-43.
- Mudgett, M. E. and Clarke, S. (1993). Characterization of plant L-isoaspartyl methyltransferases that may be involved in seed survival. Purification, characterization and sequence analysis of the wheat germ enzyme. *Journal of Biochemistry Research* 32: 1100-1111.
- Najaphy, A., Niari khamssi, N., Mostafaie, A. and Mirzaee, H. (2010). Effect of progressive water deficit stress on praline accumulation and protein profiles of leaves in chickpea. *African Journal of Biotechnology* 9: 7033-7036.
- Nayyar, H. and Gupta, D. (2006). Differential sensitivity of C₃ and C₄ plants to water deficit stress: Association with oxidative stress and antioxidants. *Environmental Experience Botany* 58: 106-113.
- Niknam, V., Bagherzadeh, M., Ebrahimzadeh, H. and Sokhansanj, A. (2004). Effect of NaCl on biomass and contents of sugars, proline and proteins in seedlings and leaf explants of *Nicotiana tabacum* grown in vitro. *Journal of Biological Plantarum* 48: 613-615.
- Nonomura, A. M. (1997). Method and composition for enhancing carbon fixation in plants. *National Academy Science* 99: 974-984.
- Nonomura, A. M., and Benson, A. A. (1992). The path of carbon in photosynthesis: Improved crop yields with methanol. *National Academy Science* 89: 9794-9798.
- Ober, E. (2001). The search for drought tolerance in sugar beet. *British Sugar Beet Review*. 69: 40-43.
- Puritch, G. S. and A. V. Barker. (1967). Structure and function of tomato leaf chloroplasts during ammonium toxicity. *Journal of Plant Physiology* 42: 1229-1238.
- Ramadan, T. and Omran, Y. (2005). The effects of foliar application of methanol on productivity and fruit quality of grapevine cv. flame seedlees. *Vitis Journal* 44, 11-16.
- Ramberg, H. A., Bradley, J. S., Olson, J. N. Nishio, J. Markwell, A and Osterman J. C. (2002). The role of methanol in promoting plant growth. *Review Plant Biochemistry and Biotechnology*. 1:113-126.
- Renaut, J., Hoffmann, I. and Hausman, J. F. (2005). Biochemical and physiological mechanisms related to cold acclimation and enhanced freezing tolerance in poplar planted. *Journal of Physiological Plantarum* 125: 82-94.
- Sagisaka, S. (1976). The occurrence of peroxide in a perennial plant *Populus gelrica*. *Journal of Plant Physiology* 57: 308-309.
- Sairam, R. K., Deshmukh, P. S and Shukla, D. S. (1997). Tolerance of drought and temperature stress in relation to increased antioxidant enzyme activity in wheat. *Journal of Agronomy and Crop Science* 178: 171-176.
- Shao, H. B., Chu, L. Y., Lu, Z. H and Kang, C. M. (2008). Primery antioxidant free radical scavenging and redox signalling pathways in higher plant cells. *International Journal Biology Science* 4: 8-14.
- Simova-Stoilova, L., Demirevska, K., Petrova, T., Tsenov, N and Feller, U. (2008). Antioxidative protection in wheat varieties under severe recoverable drought at seedling stage. *Plant Soil Environment* 54: 529-536.
- Tawfik, K. M. (2008). Effect of water stress in addition to potassiom application on mungbean. *Australian Journal Basic Apply Science* 2: 42-52.

- Vyshkayy, M., Noormohammadi, Gh., Majidi, A., and Rabii, B. (2008). Effect of methanol on the growth function peanuts. *Journal of Agricultural Sciences* 1: 102-87. (In Persian).
- Yordanov, I., Velikova, V. and Tsonev, T. (2003). Plant responses to drought and stress tolerance. *Bulgharestan Journal of Plant Physiology* 2: 187-206.
- Zbiec, I., Karczmarczyk, S and Koszanski, Z. 2003. Influence of methanol on some cultivated plants. *Electronic Journal of Polish Agricultural Universities* 6: 1-7.

Effects of Foliar Application of Methanol on Biochemical Characteristics and Antioxidant Enzyme Activity of Chickpea (*Cicer arietinum* L.) Under Drought Stress

Saeed Reza Hossinzadeh ¹, Azam Salimi ², Ali Ganjeali ³ and Raheleh Ahmadpour ^{4,*}

1- Biology Department, Faculty of Science, Khatam Al-Anbia University of Tecnology, Behbahan, Iran

2- Biology Department, Faculty of Science, Karazmi University, Tehran, Iran

3- Biology Department, Faculty of Science, Ferdowsi University, Mashhad, Iran

4- Biology Department, Faculty of Science, Khatam Al-Anbia University of Tecnology, Behbahan, Iran

Abstract

In order to evaluate the effects of foliar application of methanol on some physiological characteristics of chickpea under drought stress, an experiment was conducted as a factorial based on completely randomized design with three replications in 2011 at the Research Center of Plant Sciences in Ferdowsi University of Mashhad. The first factor was different levels of methanol including, 0 (control), 20, 25, 30, 35 volumetric percentage (v/v), which were used as foliar applications at three times during growth season of chickpea, with 10 days intervals. Second factor was drought stress condition in two levels 25 and 100 percent of field capacity. Results showed that there was significant difference ($P \leq 0.01$) between methanol levels concentrations regarding to leaf protein content, proline content, total soluble sugar, H_2O_2 content, catalase, peroxidase and SOD enzyme activity. Spraying with 30% volume level significantly increased leaf protein, proline and total soluble sugar content compared to control. Effects of drought and methanol were not significant on antioxidant enzyme activity, leaf protein content, total soluble sugar and H_2O_2 content but on the proline content was significant ($P \leq 0.05$).

Key word: Foliar application methanol, Drought stress, Antioxidant activity

* Corresponding Author, E-mail: ahmadpour@bkatu.ac.ir