دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری
پژوهشنامه اصلاح گیاهان زراعی

اثر تنش خشکی بر میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، محتوی پرولین و کربوهیدرات در برخی ژنوتیپ‌های گندم دوروم (*Triticum turgidum* L.) در مرحله گیاهچه‌ای

طاهره نعیمی[۱]، لیلا فهمیده[۲] و براتعلی فاخری[۳]

۱ و ۳- دانشجوی کارشناسی ارشد و استاد، گروه اصلاح نباتات و بیوتکنولوژی، دانشگاه زابل
۲- استادیار، گروه اصلاح نباتات و بیوتکنولوژی، دانشگاه زابل، (نویسنده مسوول: l.fahmideh@uoz.ac.ir)
تاریخ دریافت: ۹۵/۸/۲۴ تاریخ پذیرش: ۹۶/۶/۱۹

چکیده

تنش خشکی و تغییرات شرایط آب و هوایی، سبب خسارات و کاهش محصولات کشاورزی می‌شوند. گندم دوروم بعد از گندم نان و یا همگام با آن نقش اصلی را در تامین غذا دارد، از این رو شناخت ارقام مقاوم و متحمل به تنش یک ضرورت در آن است. در این آزمایش اثر سطوح مختلف تنش خشکی(۵، ۱۰، ۱۵، ۲۰ و ۲۵ درصد ظرفیت زراعی) بر میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی شامل کاتالاز (CAT)، پلی فنل اکسیداز (PPO)، آسکوربات پراکسیداز (APX)، گایاکول پراکسیداز (GPX) و برخی رنگیزه‌های فتوسنتزی (کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل و کارتنوئید) و همچنین برخی تنظیم‌کننده‌های اسمزی شامل پرولین و کربوهیدرات در ژنوتیپ‌های گندم دوروم (شبرنگ، بهرنگ، کرخه، آریا و دنا) بررسی شده است. این آزمایش به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار در پژوهشکده زیست‌فناوری دانشگاه زابل انجام گردید. پس از کشت ارقام در گلدان، اعمال تنش خشکی در مرحله گیاهچه‌ای (چهار برگی) انجام و سپس صفات اندازه‌گیری شد. نتایج تجزیه واریانس نشان داد اثر ژنوتیپ، تنش خشکی و برهمکنش ژنوتیپ و تنش خشکی در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد برای اکثر صفات مورد بررسی معنی‌دار شدند. اثر ژنوتیپ و تنش خشکی برای صفت مقدار آنزیم پلی فنل اکسیداز معنی‌دار نشد. سطح آبیاری ۵ درصد ظرفیت زراعی بیشترین اثر را بر میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و تنظیم‌کننده‌های اسمزی گذاشت. طبق یافته‌های این پژوهش مشخص شد در شرایط این آزمایش، ژنوتیپ‌های بهرنگ و کرخه بالاترین میانگین را از نظر میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی و ژنوتیپ شبرنگ بیشترین میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و همچنین ژنوتیپ کرخه بالاترین میزان محتوی پرولین و کربوهیدرات در بین سایر ژنوتیپ‌های مورد بررسی داشتند.

واژه‌های کلیدی: پاسخ فیزیولوژیکی، خشکی، ظرفیت زراعی، ژنوتیپ، مرحله گیاهچه‌ای

مقدمه

گندم دوروم حدود ۶-۸ درصد تولید جهانی گندم را به خود اختصاص داده و به دلیل ویژگی‌های کیفی خاص به عنوان یک محصول غذایی با اهمیت در تولید پاستا، ماکارونی دو لایه، تک لایه، بلغور و سایر محصولات خمیری استفاده می‌شود (۱۱). علی‌رغم نیاز مبرم صنایع ماکارونی‌سازی کشور به گندم دوروم و وجود ارقام و لاین‌های پر محصول و سازگار به محیط‌های خشک و کم‌آب، این گندم تاکنون جایگاه مناسبی در مناطق مستعد کشت آن پیدا نکرده و اهمیت آن برای زارعین ناشناخته مانده است (۱۱). گندم دوروم در محیط‌های تنش‌داری که در معرض تغییرات شدید آب و هوایی مانند مناطق کم‌باران دارای تنش خشکی در طی فصل رشد، کشت و کار می‌شوند و بهتر از ارقام گندم نان سازگاری دارند و در شرایط مطلوب محصول آن با گندم نان قابل رقابت است (۹) تنش‌های زیستی و غیرزیستی منجر به شکل‌گیری اکسیژن فعال[۱] (ROS) می‌شوند. همچنین اکسیژن فعال سبب پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء، تخـــریب پروتئین‌ها واسیدهای نوکلئیک شده و محتوای کلروفیل سلول کاهش می‌یابد و ارقام دارای میزان کلروفیل بالاتر، مقاومت بیشتری در شرایط تنش از خود نشان می‌دهند. کاهش آب در بافت‌های گیاهی سبب کاهش رشد، بسته شدن روزنه‌ها، کاهش فتوسنتز، تحت تأثیر قرار گرفتن تنفس، کاهش فضای بین سلولی، تخریب پروتئین‌ها، تخریب آنزیم‌ها، کاهش تشدیدکننده‌های رشد و تجمع پرولین می‌شود (۱۹). گیاهان برای کاهش دادن اثر مخرب گونه‌های اکسیژن فعال مکانیسم‌های متفاوتی دارند. از جمله این مکانیسم‌ها می‌توان به سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی اشاره کرد. این سیستم شامل سیستم آنزیمی و غیرآنزیمی است. آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان مانند کاتالاز، سوپراکسیددیسموتاز و پراکسیداز در پاکسازی رادیکال‌های آزاد اکسیژن در سلول نقش دارند (۱). در پاسخ به افزایش تولید گونه‌های فعال اکسیژن، ظرفیت دفاع آنتی‌اکسیدانی و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان افزایش می‌یابد (۲۱). گایاکول پراکسیدازها (POX) گلیکوپروتئین‌هایی هستند که فنل‌ها را مانند یک دهنده هیدروژن مصرف کرده و در فرایندهای نمو، لیگنین سازی، بیوسنتز اتیلن، دفاع و التیام زخم‌ها شرکت می‌کنند (۴۶،۳۵). تغییرات در میزان فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان در شرایط تنش‌های محیطی مختلف گزارش شده است (۲۴). همچنین تخریب پروتئین‌ها و انباشت برخی آمینواسیدهای آزاد در جهت حفظ وتنظیم فشار اسمزی سلول در شرایط تنش مشاهده شده است (۲۵). یکی از واکنش‌هایی که در حضور انواع اکسیژن فعال سرعت بیشتری پیدا می‌کند، پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی است که باعث تولید آلدئیدهایی مثل مالون دی‌آلدئید (MDA) و ترکیباتی مثل اتیلن می‌شوند (۴۷). اثر رادیکال‌های اکسیژن بر لیپیدها و پراکسیداسیون آن‌ها ناشی از اثر بر پیوندهای دوگانه اسیدهای چرب غیراشباع می‌باشد که واکنش‌های زنجیره‌ای

1- Reactive oxygen species

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]
[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]

پراکسیداسیون را تحریک کرده و منجر به تخریب اسیدهای چرب می‌شوند. رادیکال‌های هیدروکسیل و یا اکسیژن فعال می‌توانند با گروه‌های متیلن اسیدهای چرب غیر اشباع واکنش داده و تولید رادیکال‌های لیپید پراکسی و هیدروپراکسی کنند (۷). تنش کم‌آبی که می‌تواند ناشی از خشکی، شوری و سرما باشد، میزان رنگدانه‌هایی مثل کلروفیل، کارتنوئید و آنتوسیانین را کاهش می‌دهد (۳۸). در تحقیقی، اعمال تنش خشکی غلظت کلروفیل a را بطور متوسط در حدود ۳۵ درصد و غلظت کلروفیل b را ۳۸ درصد در گندم دوروم کاهش داده شده است (۴۴). همچنین اثر تنش خشکی بر روند تغییرات آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، صفات پروتئین کل و میزان کلروفیل و نیز مقایسه آن‌ها با شرایط بدون تنش‌خشکی بررسی شد (۲۱). مطالعات زیادی نشان داده‌اند که تنش‌های غیر زیستی مانند شوری باعث افزایش فزاینده عوامل اکسیژن فعال می‌گردد که به‌ویژه در غلظت‌های بالا، سبب اکسیداسیون مولکول‌های حیاتی مثل پروتئین‌ها، اسیدهای نوکلئیک و چربی‌ها می‌شوند (۴۱). مرادی و همکاران (۴۰) گزارش کردند که در ماش تنش خشکی در مراحل مختلف رشدی، سبب کاهش برخی صفات فیزیولوژیکی شده و محتوی نسبی آب برگ نیز کاهش می‌یابد. اشرف و همکاران (۶) نیز گزارش کردند که تنش خشکی غلظت کلروفیل b را بیشتر از کلروفیل a در گندم نان کاهش داد.کلروفیل از نظر شیمیایی دارای هسته پورفیرین (تتراپیرول) و اتم منیزیم مرکزی و یک زنجیره طویل هیدروکربن (فیتول)می‌باشد. خشکی باعث شکسته شدن کلروپلاست‌ها و کاهش میزان کلروفیل می‌شود. تحت شرایط خشکی، کمپلکس کلروفیل- پروتئین و لیپید در گیاه ناپایدار شده و تشکیل پلاستیدهای جدید، کلروفیل‌های a و b و کاروتن در آن‌ها کاهش می‌یابد (۳۶). جاگتاپ و همکاران (۲۷) اثر تنش نور زیاد، شوری، خشکی و گرما را روی میزان کلروفیل، فعالیت آنزیم روبیسکو ۱ و آنزیم فسفوانول پیروات کربوکسیلاز ۲ میزان اکسیژن تولید شده در فتوسنتز که معیاری از انجام عمل فتوسنتز است و فلورسانس کلروفیل ارقام سورگوم در یک آزمایش مزرعه‌ای مورد بررسی قرار دادند. آنها دریافتند که راندمان فتوشیمیایی فتوسیستم IIدر تنش کم شده و فعالیت PEPcase کاهش زیاد نشان داد. کاهش میزان فعالیت روبیسکو و مقدار کلروفیل فقط در مقادیر بالای تنش اتفاق افتاد. ژنوتیپ‌های متحمل، فعالیت روبیسکو بیشتر، مقدار اکسیژن تولیدی بیشتر و راندمان فتوسیستم II بیشتری داشتند. کامروا و همکاران (۲۹) در تحقیقی به منظور بررسی تاثیر تنش خشکی بر صفات کلروفیل و پرولین در ژنوتیپ‌های مختلف سویا گزارش کردند که که تنش خشکی باعث کاهش معنی‌داری در میزان رنگریزه فتوسنتزی کلروفیل (شامل کلروفیل b، a وکل) و افزایش معنی‌داری در میزان اسید آمینه پرولین ۸ ژنوتیپ سویای مورد مطالعه شد.

هدف از این مطالعه بررسی اثر سطوح مختلف تنش خشکی بر میزان فعالیت رنگیزه‌های فتوسنتزی و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و میزان پرولین و کربوهیدرات جهت شناخت و بررسی به تنش خشکی در پنج ژنوتیپ‌های گندم دوروم در مرحله گیاهچه‌ای بود.

مواد و روش‌ها

آزمایش بصورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با ۳ تکرار در پژوهشکده زیست‌فناوری دانشگاه زابل در سال زراعی ۹۵-۱۳۹۴ انجام شد. فاکتورهای مورد بررسی شامل پنج ژنوتیپ گندم دوروم (کرخه، آریا و دنا، تهیه شده از موسسه اصلاح و تهیه نهال و بذر کرج و ارقام شبرنگ و بهرنگ، تهیه شده از مرکز تحقیقات کشاورزی زابل) و فاکتور دوم شامل پنج سطح تنش (۵، ۱۰، ۱۵، ۲۰ و ۲۵ درصد ظرفیت زراعی) بودند. در ابتدا بذرها پس از ضدعفونی با هیپوکلریت سدیم به مدت ۵ دقیقه با آب مقطر شستشو گردید و سپس در پتری‌دیش‌ها بر روی کاغذ صافی مرطوب به مدت ۷۲ ساعت در دمای ۲۵°C برای جوانه زدن قرار گرفتند. پس از جوانه‌زنی و مشاهده ریشه‌چه به اندازه ۲ سانتی‌متر (۳۴)، سه بذر ریشه دار شده از هر ژنوتیپ انتخاب و در عمق ۳ سانتی‌متری از خاک درون گلدان‌هایی به گنجایش ۳۰۰۰ گرم خاک معمولی مزرعه حاوی خاک، ماسه، و کود دامی با نسبت ۲:۱:۱، (۴۵) قرار داده شد. دمای ۲ ±۲۵ و دوره نوری ۱۶ ساعت روشنایی و ۸ ساعت تاریکی در نظر گرفته شد (۱۳). گلدان‌ها به‌صورت یک روز در میان با آب معمولی مورد آبیاری قرار گرفتند و به منظور جلوگیری از خروج آب زهکش از انتهای گلدان، از گلدان بدون روزنه استفاده شد (۱۶). با استفاده از محاسبات، مقدار آب در خاک خشک نسبت به ظرفیت مزرعه مشخص شد. برای تعیین تیمارها مقادیر آب در هر گلدان، ابتدا مقدار ۱۲۸۳ گرم خاک در داخل آون در درجه حرارت ۱۰۳ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و پس از ۴۸ ساعت، توزین و وزن خاک خشک ۱۰۲۰ گرم تعیین شد. سپس خاک خشک شده در گلدانی ریخته و به آرامی و تا حد اشباع آب به آن اضافه شد و پس از خارج شدن کامل آب ثقلی، گلدان توزین و پس از کسر وزن گلدان و خاک خشک مقدار آب نگهداری شده در ظرفیت زراعی با توجه به فرمول ظرفیت زراعی مزرعه، ۲۵ درصد تعیین شد و تیمارهای مختلف بر این اساس محاسبه شدند (فرمول ۱).

$$\text{درصد ظرفیت زراعی خاک} = \frac{\text{وزن خاک خشک در حالت ظرفیت زراعی} - \text{وزن خاک خشک}}{\text{وزن خاک خشک}} \times 100$$

$$FC = \frac{1283-1020}{1020} \times 100 = 25\% \quad (1)$$

هر گلدان حاوی ۳۰۰۰ گرم خاک در حالت معمولی بود بنابراین آب مورد نیاز برای رسیدن خاک این گلدان‌ها به حد ظرفیت زراعی با استفاده از روش زیر برآورد شد. آب مورد نیاز برای رسیدن خاک گلدان به حد ظرفیت زراعی = درصد ظرفیت زراعی خاک × وزن خاک خشک هر گلدان. بنابراین سطح نرمال (شاهد) ظرفیت زراعی خاک ۲۵ درصد تعیین شد. در مرحله چهار برگی عملیات تنک انجام شد و در پایان از هر ژنوتیپ یک گیاه در هر گلدان باقی ماند (۴). اعمال تنش خشکی روی گیاهان ۴۵ روز پس از کشت صورت

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]

[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]

گرفت و ۲۰ روز پس از اعمال تنش، اندازه‌گیری صفات انجام شد. اندازه‌گیری کلروفیل با استفاده از روش آرنون (۵) و کارتنوئید با روش Lichtenthaler (۳۲) انجام گرفت. برای این منظور مقدار ۰/۰۵ گرم از بافت تر گیاه در هاون چینی ریخته شد. سپس با استفاده از نیتروژن مایع خرد و به خوبی له شد. ۵ میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد به نمونه اضافه شد. مخلوط به دست آمده به مدت ۱۰ دقیقه در ۴۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ گردید و در نهایت، قسمت بالایی عصاره برای اندازه‌گیری میزان کلروفیل a و کلروفیل b و کارتنوئید جدا شد (۵). اندازه‌گیری کلروفیل a و کلروفیل b و کارتنوئید با استفاده از روش اسپکتوفتومتری (Spectrophotometer UV-2100 ساخت کشور آمریکا) و به ترتیب در طول موج های ۶۶۳ نانومتر برای کلروفیل a، ۶۴۵ نانومتر برای کلروفیل b برحسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر طبق معادله (۱ و ۲و ۳) و۴۷۰ نانومتر برای کارتنوئید (۲۷) برحسب $\mu g\ g^{-1}$ FW طبق معادله (۴) انجام گرفت.

Chlorophylla=(19.3×A663-0.86×A645)V/100W(1)

Chlorophyllb=(19.3×A645-3.6×A663)V/100W(2)

Chlorophylltotal mg/g FW=(2.20(A645)+2.8(A663))×V/W(3)

$$\text{Cartenoid}=\frac{[1000\times A(1/8\times Chla-85/02\times Chlb)]}{198}(4)$$

V: حجم محلول صاف شده (محلول فوقانی حاصل از سانتریفیوژ)

A: جذب نور در طول موج‌های ۶۶۳ ، ۶۴۵ و ۴۷۰ نانومتر

W: وزن تر نمونه بر حسب گرم

Chla نشان دهنده کلروفیل a و Chlb نشان‌دهنده کلروفیل b می‌باشد.

روش استخراج عصاره آنزیمی

جهت استخراج عصاره آنزیمی، از بافر فسفات پتاسیم ۱۰۰ میلی‌مولار با pH= ۷ استفاده شد. ۲۰۰ میلی‌گرم بافت سبز برگی با ۴ میلی‌لیتر بافر استخراج عصاره آنزیمی در هاون چینی کاملا ساییده شد و پس از عبور دادن از کاغذ صافی، به مدت ۱۵ دقیقه با دمای ۴ درجه سانتی‌گراد با سرعت ۱۶۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. از فاز رویی جهت سنجش میزان فعالیت آنزیمی استفاده شد.

روش سنجش میزان فعالیت آنزیمی

آنزیم کاتالاز با روش بییر و سایزر (۹) اندازه‌گیری شد. ابتدا مقدار ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی در ۲/۸ میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم ریخته و ۳۰ میکرولیتر آب اکسیژنه به آن اضافه شد. در طول موج ۲۴۰ نانومتر بافر فسفات پتاسیم صفر شد و ۳۰ ثانیه پس از قرائت جذب نوری اول مجددا جذب نوری دوم نمونه‌ها. قرائت شد. بررسی فعالیت آنزیم پلی‌فنل‌اکسیداز با روش جانوویتز-کلپ و همکاران (۲۸) انجام شد. ابتدا ۲/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم به همراه ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی و ۲۰۰ میکرولیتر پیروگالل ۲۰ میلی‌مولار مخلوط شدند و سپس در طول موج ۴۲۰ نانومتر بافر فسفات پتاسیم صفر شد و ۳۰ ثانیه پس از قرائت جذب نوری اول مجددا جذب نوری دوم نمونه‌ها. قرائت شد. میزان فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز با روش فیلدینگ و هال (۱۷) اندازه‌گیری شد. بافر فسفات پتاسیم با گایاکول ۱ درصد در ۱۰۰ میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم حل شد. مقدار ۴۸۰ میکرولیتر آب اکسیژنه ۰/۳ درصد با ۲۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی مخلوط شد. ابتدا توسط بافر پتاسیم بلانک و سپس جذب نوری ۳۰ ثانیه پس از قرائت جذب نوری اول در طول موج ۴۷۰ نانومتر جذب نوری دوم نمونه‌ها. قرائت شد. اندازه‌گیری میزان فعالیت آسکوربات پراکسیداز به روش یوشی‌مورا و همکاران (۴۲) انجام شد. میزان ۲/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم با ۳۰۰ میکرولیتر اسید آسکوربیک ۰/۵ میلی‌مولار و ۳۰ میکرولیتر آب اکسیژنه به همراه ۳۰ میکرولیتر EDTA ۰/۱ میلی‌مولار و ۱۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی مخلوط شد. ابتدا توسط بافر پتاسیم بلانک و سپس جذب نوری ۳۰ ثانیه پس از قرائت جذب نوری اول در طول موج ۲۹۰ نانومتر مجددا جذب نوری دوم نمونه‌ها. قرائت شد.

اندازه‌گیری میزان تنظیم‌کننده‌های اسمزی (کربوهیدرات و پرولین)

کربوهیدرات بر اساس روش ایریگوین و همکاران (۲۶) اندازه‌گیری شد. مقدار ۰/۲ گرم بافت سبز گیاه را به همراه ۱۰ میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد در لوله‌های آزمایش در بسته قرار داده و به مدت ۱ ساعت در حمام بن‌ماری در دمای ۸۰ درجه سانتی‌گراد حرارت داده شد. پس از سرد شدن ۱ میلی‌لیتر از نمونه‌ها به همراه ۱ میلی‌لیتر فنل ۰/۵ درصد و ۵ میلی‌لیتر اسید سولفوریک ۹۸ درصد ترکیب شد. در نهایت با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر UV -۱۶۰ در طول موج ۴۸۳ نانومتر مقدار جذب خوانده و میزان کربوهیدرات استخراجی بر اساس میکرومول گلوگز بر گرم وزن تر استخراج شدند. اندازه‌گیری میزان پرولین با استفاده از روش بیتز و همکاران (۸) به شرح زیر انجام گرفت. ۰/۱ گرم از نمونه برگ به همراه ۵ میلی‌لیتر اسید سولفوسالسیلیک ۳٪ در هاون کوبیده و از کاغذ صافی واتمن شماره ۲ عبور داده شدند. به ۲ میلی‌لیتر از این محلول، ۲ میلی‌لیتر اسیداستیک گلاسیال و ۲ میلی‌لیتر اسید نین هیدرین[1] اضافه و به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. ۶ میلی لیتر تولوئن به این نمونه‌ها اضافه و در نهایت میزان نور جذبی در دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج۵۲۰ نانومتر خوانده شد. میزان پرولین استخراجی بر اساس میکرومول بر گرم وزن تر از جدول استاندارد بدست آمد. پس از اندازه‌گیری داده فیزیولوژیکی، تجزیه واریانس و مقایسه میانگین با روش LSD با استفاده از نرم‌افزارهای Excel و SAS نسخه ۹/۱ انجام شد.

نتایج و بحث

اثر تنش خشکی بر میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی

طبق نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌ها، برهمکنش تنش و ژنوتیپ برای همه صفات به جز صفت پلی فنل اکسیداز معنی‌دار بود (جدول ۱). همان‌طورکه در شکل ۱ مشاهده می‌شود، ژنوتیپ دنا در سطح آبیاری ۲۵ درصد ظرفیت زراعی بالاترین میزان (۱/۷۶) و ژنوتیپ کرخه در

1- Ninhydrin

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]

[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]

سطح آبیاری ۲۰ درصد ظرفیت زراعی کمترین میزان کلروفیلa (۰/۷۳) را در بر داشت (شکل ۱). طی تنش خشکی محتوای کلروفیل سلول کاهش می‌یابد و ارقام دارای محتوای کلروفیل بالاتر، مقاومت بیشتری در شرایط تنش از خود نشان می‌دهند (۳۰،۲۰). بیشترین میزان کلروفیلb اندازه‌گیری شده را ژنوتیپ‌های بهرنگ و کرخه در سطح ۲۵ درصد ظرفیت زراعی با میزان (۱/۸۲) داشت که تفاوت معنی‌داری با ژنوتیپ‌دنا در سطح ۵ درصد ظرفیت زراعی با کمترین میزان (۰/۱۸) نشان دادند (شکل ۲). واکنش گیاه به تنش خشکی به ماهیت کمبود آب وابسته است و می‌تواند به‌صورت پاسخ‌های فیزیولوژیک کوتاه‌مدت یا بلندمدت باشد. تغییرات محتوای رطوبتی برگ و غلظت کلروفیل a و b به عنوان یک واکنش کوتاه مدت به تنش و معیاری از توان حفظ قدرت منبع در شریط تنش خشکی مورد استفاده قرار می‌گیرد (۲). با کاهش میزان کلروفیلb در اثر تنش خشکی میزان تخریب غشاهای کلروپلاستی نیز افزایش می‌یابد از این رو در اثر تنش خشکی تخریب کمپلکس پروتئینی Chla/b و در نتیجه میزان کلروفیلb نیز افزایش پیدا می‌کند. مطالعه بر روی گیاهان مختلف از جمله ارقام ذرت نشان داده که کلروفیلb حساسیت بیشتری به تنش غرقابی دارد. همچنین فتوسیستم II که دارای مقدار بیشتری از کلروفیل b می‌باشد به تنش‌های محیطی حساس است و در نتیجه کلروفیل b بیشتری در اثر شرایط نامساعد محیطی از بین می‌رود (۴۸). براساس نتایج جدول ۲، اثر برهمکنش تنش و ژنوتیپ نشان داد ژنوتیپ کرخه و بهرنگ در سطوح آبیاری ۲۵ درصد ظرفیت زراعی بیشترین میزان کلروفیل کل (۳/۳۳) و ژنوتیپ دنا در سطح آبیاری ۵ درصد ظرفیت زراعی کمترین میزان کلروفیل کل (۱/۸۷) را داشت(شکل ۴). طبق نتایج مطالعات حسن‌پور لسکوکلایه و همکاران (۲۱)، تنش خشکی در ارقام گندم دوروم سبب کاهش میزان کلروفیل کل شد که نتایج مقایسه میانگین مقدار کلروفیل کل از ۳۹۹ میلی‌گرم بر گرم در شرایط بدون تنش به ۳۰۷ میلی‌گرم بر گرم کاهش (۲۲/۱درصدی) در شرایط تنش نشان داده بود. برهمکنش اثر ژنوتیپ شبرنگ در سطح آبیاری ۲۵ درصد ظرفیت زراعی بیشترین میزان میانگین کارتنوئید را (۰/۵۳) دارا بود و سطوح آبیاری ۱۰ درصد ظرفیت زراعی در ژنوتیپ‌های آریا و دنا و همچنین سطح ۲۰ درصد ظرفیت زراعی در ژنوتیپ آریا (۰/۱۰) کمترین میزان کارتنوئید را دارا بودند (شکل ۳). کارتنوئیدها غشای کلروپلاستی را به طور مستقیم با جلوگیری از تشکیل اکسیژن فعال و یا از طریق فرو نشاندن کلروفیل برانگیخته شده به صورت غیرمستقیم در مقابل تنش اکسیداتیو محافظت می‌کند.

جدول ۱- نتایج تجزیه واریانس دادهای حاصل از تاثیر ژنوتیپ و تنش خشکی بر صفات فیزیولوژیکی

Table 1. Analysis of variance data from the influence of genotype and drought on physiological traits

منابع تغییرات	درجه آزادی	کلروفیل a	کلروفیل b	کارتنوئید	کلروفیل کل	کاتالاز	پلی فنل اکسیداز	گایاکول پراکسیداز	آسکوربات پراکسیداز	کربوهیدرات	پرولین
بلوک	۲	۰/۰۰۸^{ns}	۰/۰۶۹^{ns}	۰/۰۰۰۴۳^{ns}	۰/۰۶۹**	۰/۰۰۰۰۳^{ns}	۰/۰۰۱۴^{ns}	۰/۰۰۰۵۲^{ns}	۰/۰۰۴۰^{ns}	۰/۰۰۱۹**	۰/۰۰۴۸**
تنش	۴	۲/۳۶**	۰/۴۷**	۰/۲۶**	۰/۸۵۳**	۰/۱۸**	۰/۰۰۰۶۸^{ns}	۰/۰۷۲**	۰/۰۷۹۶**	۰/۳۸**	۰/۴۴**
ژنوتیپ	۴	۰/۳۴**	۰/۱۴**	۰/۰۰۶**	۰/۵۶۲**	۰/۰۷۸**	۰/۰۰۳۹^{ns}	۰/۰۰۵۷**	۰/۰۰۶۱^{ns}	۰/۴۵**	۰/۰۰۵۲**
تنش ×ژنوتیپ	۱۶	۰/۲۳**	۰/۲۳**	۰/۰۰۴**	۰/۸۹۴**	۰/۰۸۸**	۰/۰۰۱۰^{ns}	۰/۰۱۹**	۰/۰۱۸۸**	۰/۲۶**	۰/۰۰۳۸**
خطا	۴۸	۰/۰۰۱	۰/۰۳۲	۰/۰۰۱۴	۰/۰۰۶۳	۰/۰۰۰۰۱۴	۰/۰۰۱۸	۰/۰۰۰۵۳	۰/۰۰۱۳	۰/۰۰۰۰۴۲	۰/۰۰۰۷۷
ضریب تغییرات (٪)	-	۴/۵۴	۱۳/۹۶	۱۸/۶۴	۳/۷۲	۵/۸۵	۱۸/۸۱	۱۴/۸۶	۲۳/۶۱۷	۰/۴۷	۵/۵۹

ns، * و **: به ترتیب نمایانگر عدم‌معنی‌داری و تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال پنج و یک درصد می‌باشد.

جدول ۲- اثرات اصلی ژنوتیپ و تنش خشکی بر میانگین صفت پلی فنل اکسیداز

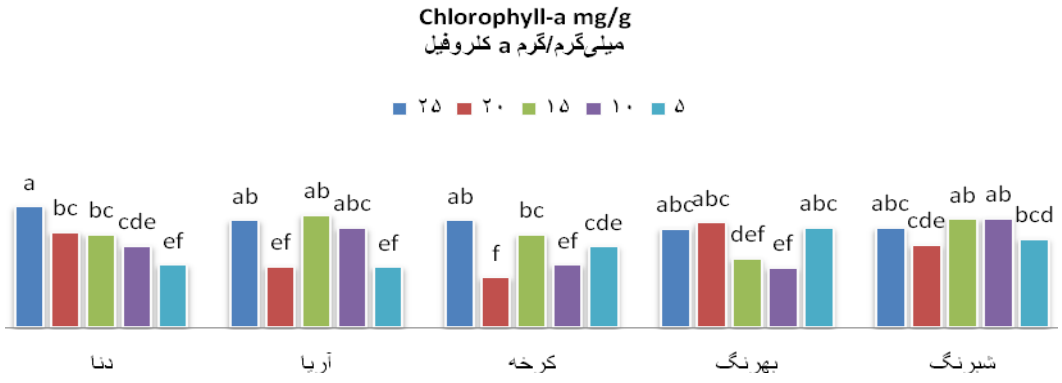
Table 2. Main effects of genotype and drought stress on PPO

	تیمارها	پلی فنل اکسیداز
تنش	۲۵	۰/۲۳^{a}
	۲۰	۰/۲۱^{a}
	۱۵	۰/۲۲^{a}
	۱۰	۰/۲۲^{a}
	۵	۰/۲۳^{a}
ژنوتیپ	آریا	۰/۲۲^{ab}
	دنا	۰/۲۱^{ab}
	کرخه	۰/۲۰^{b}
	بهرنگ	۰/۲۳^{a}
	شبرنگ	۰/۲۴^{a}

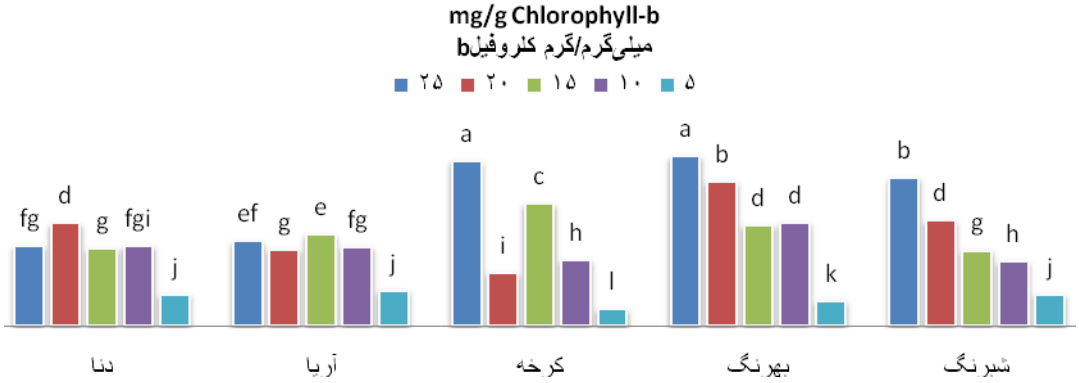
در هر ستون میانگین‌های دارای حروف مشترک مطابق با آزمون چند دامنه‌ایی دانکن ($P\leq۰/۰۵$) و ($P\leq۰/۰۱$) تفاوت معنی‌داری با یکدیگر ندارند.

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]

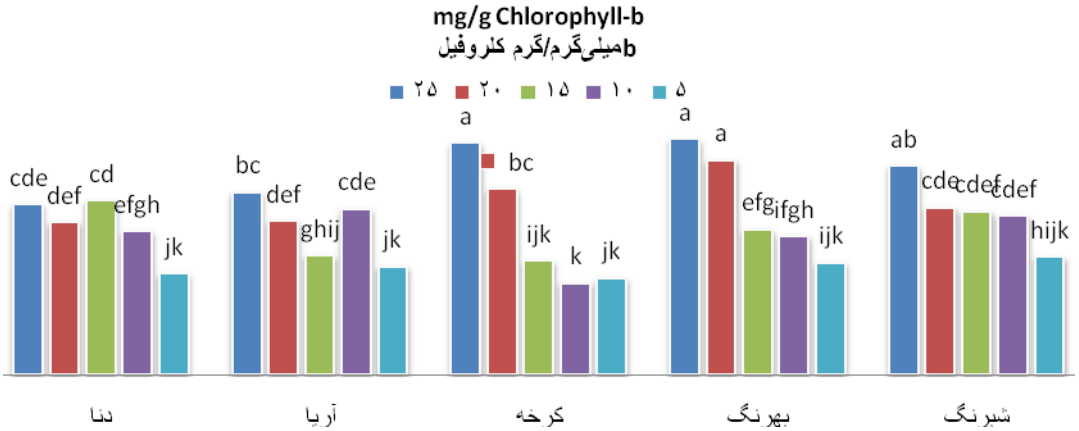
[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]



شکل ۱- نمودار اثر متقابل پنج سطح آبیاری بر میزان کلروفیل a در ارقام گندم دوروم
Figure 1. Diagrams the interaction of five irrigation levels on chlorophyll a in Durum wheat varieties

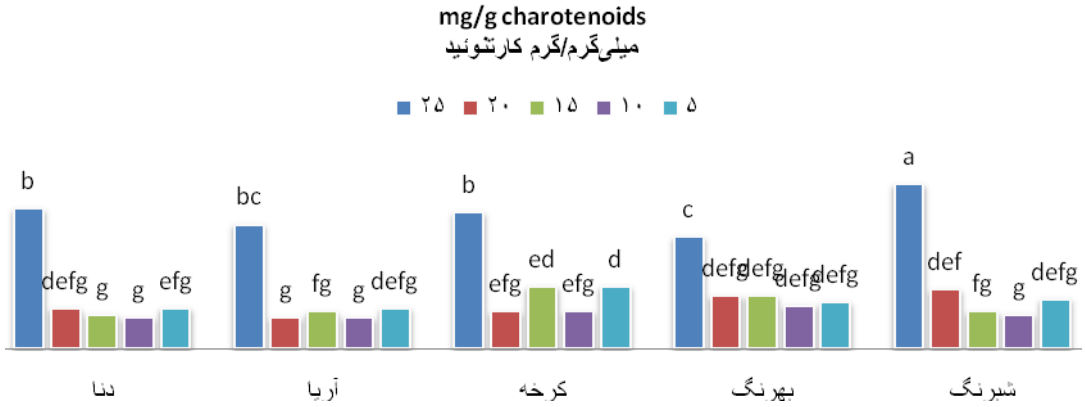


شکل ۲- اثر متقابل پنج سطح آبیاری بر میزان کلروفیل b در ارقام گندم دوروم
Figure 2. Interaction five irrigation levels on chlorophyll b in Durum wheat varieties

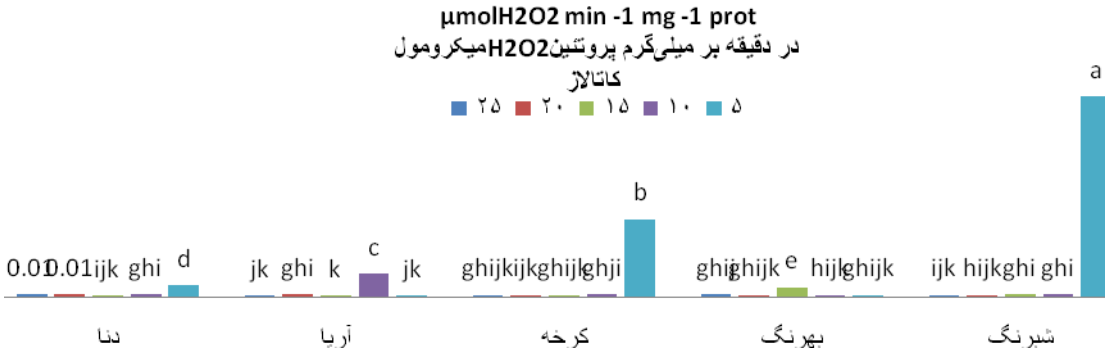


شکل ۳- تاثیر پنج سطح آبیاری بر میزان کلروفیل کل در ارقام گندم دوروم
Figure 3. The effect of five irrigation levels on chlorophyll total content in durum wheat varieties

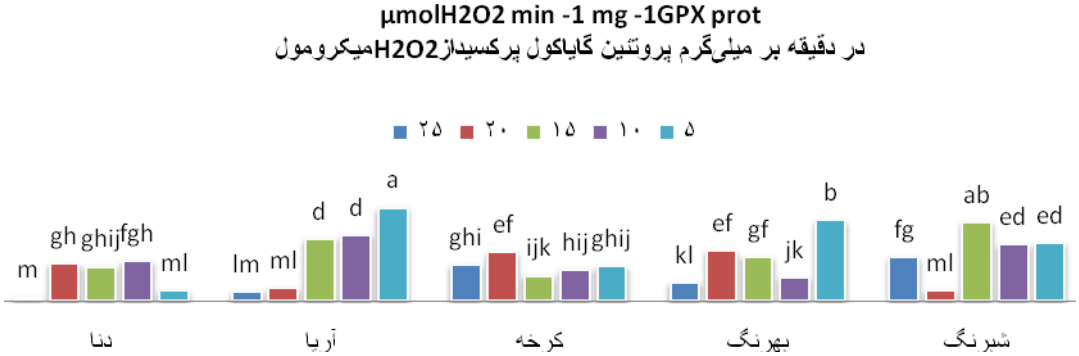
[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]
[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]



شکل ۴- اثر متقابل پنج سطح آبیاری بر میزان کارتنوئید در ارقام گندم دوروم
Figure 4. Interaction between five levels of irrigation on the amount of carotenoids in Durum wheat varieties



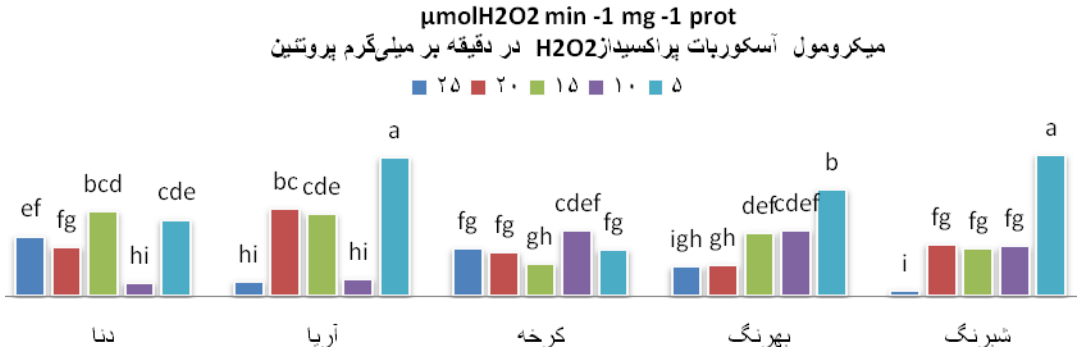
شکل ۵- تاثیر پنج سطح آبیاری بر میزان آنزیم کاتالاز در ارقام گندم دوروم
Figure 5. The effects of irrigation on the five levels of CAT in Durum wheat varieties



شکل ۶- اثر متقابل پنج سطح آبیاری بر میزان آنزیم گایاکول پرکسیداز در ارقام گندم دوروم
Figure 6. Interaction five irrigation levels of GPX on the Durum wheat varieties

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]

[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]



شکل ۷- اثر متقابل پنج سطح آبیاری بر میزان آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ارقام گندم دوروم
Figure 7. Interaction five irrigation levels on the APX in Durum wheat varieties

اثر تنش خشکی بر میزان تنظیم‌کننده‌های اسمزی سلولی (پرولین و کربوهیدرات)

طبق نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌ها اثر بلوک، تنش خشکی (از طریق اعمال سطوح مختلف آبیاری) و ارقام گندم دوروم مورد ارزیابی، تفاوت معنی‌داری در سطح ۱ و ۵ درصد بر میزان تنظیم‌کننده‌های اسمزی مانند پرولین و کربوهیدرات نسبت به سطح آبیاری شاهد (۲۵٪) مشاهده شد (جدول ۱). ژنوتیپ کرخه بیشترین (۱/۵۶) و ژنوتیپ شبرنگ (۱/۰۹) کمترین میزان کربوهیدرات اندازه‌گیری شده را نشان دادند. اثر متقابل تنش و خشکی ژنوتیپ بهرنگ را در سطح ۱۰ درصد ظرفیت زراعی بالاترین میزان (۱/۹۹) کربوهیدرات و کمترین میزان گربوهیدرات (۰/۶۶) در سطح ۱۵ درصد ظرفیت زراعی در ژنوتیپ کرخه نشان داد (شکل ۹). افزایش سطوح تنش خشکی، باعث افزایش معنی‌داری در میزان قندهای محلول در ریشه و برگ گیاه نوروزک (*Salvia leriifolia*)، در مقایسه با گیاهان شاهد شد. در گیاهان پتانسیل اسمزی بستگی به تعداد مولکول‌های ماده محلول دارد و تنظیم اسمزی از مسیر تبدیل پلی‌ساکاریدهایی نامحلول مانند نشاسته و فروکتان به قندهای محلول مانند اولیگوساکاریدها، ساکارز و گلوکز تنظیم می‌شود (۲۳). فتوسنتز و رشد گیاه هر دو تحت تأثیر تنش خشکی قرار می‌گیرد اما رشد گیاه بیشترتحت تأثیر تنش خشکی قرار گرفته و با توقف رشد میزان محصولات فتوسنتزی افزایش می‌یابد (۳۴). براساس نتایج مقایسه میانگین (جدول ۲)، ژنوتیپ دنا و کرخه در سطح ۵ درصد ظرفیت زراعی با مقدار ۰/۸۲ بیشترین میزان پرولین و نوتیپ شبرنگ و کرخه در سطح ۲۵ درصد ظرفیت زراعی با میانگین ۰/۳۱ کمترین میزان از این آنزیم را به خود اختصاص داد. (شکل ۱۰). در طی بروز تنش خشکی حفظ و نگهداری پتانسیل فشار جهت فعال نگه داشتن فتوسنتز و ادامه رشد از طریق افزایش غلظت املاح محلول سلول به وجود می آید. کربوهیدرات و پرولین مهم‌ترین این ترکیبات هستند، در این بین پرولین به عنوان یک شاخص برای مقاومت به تنش به کار می‌رود (۱۵). پرولین آزاد بسیاری از گیاهان در پاسخ به تنش کم‌آبی مثل خشکی و شوری به مقدار زیاد تجمع می‌یابد (۳۷). افزایش محتوای پرولین۳۰۰ -۳ برابر در ارقام و تیمارهای مختلف گزارش شده است (۱۲). افزایش تنش خشکی سبب افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، همچنین افزایش میزان کربوهیدرات و محتوی پرولین و کاهش میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی در سطح تنش ۵، ۱۰، ۱۵ و ۲۰ درصد نسبت به سطح شاهد (۲۵ درصد) شد. نتایج پژوهش‌گران نشان می‌دهد با افزایش میزان تنش خشکی فعالیت آنزیم کلروفیلاز در برگ گندم زیاد شده و کاهش میزان کلروفیل در سطوح خشکی بیشتر خواهد شد (۳۲). که با نتایج حاصل از این آزمایش هم‌خوانی داشته است. دلیل افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در ژنوتیپ‌های گندم مورد بررسی، کاهش شدت آسیب به بیومولکول‌ها و عدم بروز تنش اکسیداتیو بود. در ارقام متحمل به شوری میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان مورد مطالعه با فعالیت بالای آنزیم‌های مورد بررسی در این ارقام سبب تعادل بین تولید و جمع‌آوری انواع اکسیژن فعال شده و از وقوع تنش اکسیداتیو جلوگیری کرده است که میزان کم پراکسید هیدروژن و پراکسیداسیون لیپیدی مؤید آن است (۴۳). نتایج مطالعات پیشین نشان داد میزان تنظیم‌کننده‌های اسمزی مانند پرولین با هر عاملی که سبب کاهش پتانسیل آبی شود افزایش یافته است. تجمع پرولین در شرایط خشکی اثرات زیستی متعددی دارد. پتانسیل آبی محلول خاک کاهش یافته و تولید پرولین آزاد تا یازده میکرومول در روز به ازاء یک گرم وزن تر در شرایط کسر آب نیز افزایش می‌یابد که سبب افزایش فشار اسمزی شیره سلول شده است (۳۱). طبق یافته‌های این پژوهش مشخص شد ژنوتیپ‌های بهرنگ و کرخه بالاترین میانگین را از نظر میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی و ژنوتیپ شبرنگ بیشترین میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و همچنین ژنوتیپ کرخه بالاترین میزان محتوی پرولین و کربوهیدرات در بین سایر ژنوتیپ‌های مورد بررسی در این آزمایش داشتند.

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]
[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]

منابع

1. Agarwal, S. and V. Pandey. 2004: Antioxidant enzyme responses to Nacl stress in Cassia angustifolia. Journal of Biology Plant, 48: 555-560.
2. Ahmadi, A. and A. Ceiocemardeh. 2004. Effect of drought stress on soluble carbohydrate, chlorophyll and Proline in four adopted wheat cultivars with various climate of Iran. Journal of Agricultur Science, 35: 753-763 (In Persian).
3. Alvesda Costa, P.H., A.D. Azevedo Neto, M. Alves Bezerra, J. Tarquinio paisco and E. Gomes–Filho. 2005. Antoxidative–enzymatic system of two sorghum genotypes differing in salt tolerance. Plant Physiology, 17: 353-361.
4. Amiri Deh Ahmadi, S.R. and E. MohamadiGanjeali. 2010. Effects of drought stress on morphological characteristics and yield components in different phenological stages of chickpea (*Cicer arietinum* L.) greenhouse conditions. Journal of Agricultural Research, 8: 166-157 (In Persian).
5. Arnon, A.N. 1967. Method of extraction of chlorophyll in the plants. Agronomy Journal, 23: 112-121.
6. Ashraf, M.Y., A.R. Azmi, A.H. Khan and S.A. Ala. 1994. Effect of water on total phenols, peroxidase activity and chlorophyll content in wheat. Acta Phsiologiae Plantarum, 16: 185-191.
7. Bandyopadhyay, P., X. Linehan-Stieers, C.B.T. Kren and C.J. Steer. 1999. Nucleotide exchange in genomic DNA of rat hepatocytes using RNA/DNA oligonucleotides. Targeted delivery of liposomes and polyethylene mine to the asialoglyco protein receptor. Journal of Biological Chemistry, 15: 10163-10172.
8. Bates, S., R.P. Waldern and E.D. Teare. 1973. Rapide determination of free proline for water stress studies, Plant and Soli, 39: 205-207.
9. Beers, G.R. and I.W. Sizer. 1952. A spectrophotometric method for measuring the breakdown of hydrogen peroxide by catalase. Biology Chemical, 195: 133-140.
10. Blum, A., G. Gozlan and J. Mayer. 1981. The Manifestation of Dehydration Avoidance in Wheat Breeding Germplasm. Crop Science, 21: 495-499.
11. Bonwell, E.S., T.L. Fisher, A.K. Fritz and D.L. Wetzel. 2008. Determination of endosperm secondary structure in hard wheat breeding lines using synchrotron infrared crospectroscopy protein. Journal of Vibrational Spectroscopy, 48: 76-81.
12. Delauney, A.J. and D.P.S. Verma. 1993. Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. Plant Journal, 4: 215-223.
13. Esfandiari, E., A. Javadi, M. Shokrpour and F. Shekari. 2011. The effect of salt stress on theantioxidant defense mechanisms on wheat seedling. Fresenius Environmental Bulletin, 20: 2021-2036 (In Persian).
14. Esfandiari, E.A., M.R. Shakiba, S.A. Mahboob, H. Alyari and S. Shahabivand. 2009. The effect of water stress on the antioxidant content, protective enzyme activities, proline content and lipid peroxidation in wheat seedling. Pakistan Journal of Biological Sciences, 11: 1916-1922 (In Persian).
15. Fedine, L.S. and A.V. Popova. 1996. Photosynthesis, photorespiration and proline accumulation in water-stressed pea leaves. Crop Science, 32: 213-220.
16. Fielding, J.L. and J. Hall. 1978. A biochemical and cytochemical Study of peroxidase a ctivity in root pea. Journal of Experimental Botany, 29: 98-989.
17. Gharbi, A., A. Rashidin, S. Tarynzhad and Q. Chlbyyany. 2013. Salinity and drought tolerance of durum wheat lines under greenhouse conditions. Journal of Crop Eco Physiology, 4: 393-410 (In Persian).
18. Gosset, D.R., E.P. Millhollon and M.C. Lucas. 1994. Antioxidant response to NaCl stress in salt–tolerant and salt sensitive cultivars of cotton. Crop Science, 34: 106-714.
19. Gregersen, P.L. and P.B. Holm. 2007. Transcriptome analysis of senescence in the flag leaf of wheat (Triticum aestivum L.). Journal of Plant Biotechnology, 5: 192-206.
20. Gressel, J., E. Galun, C. H.Foyer and P. M.Mullineaux. 1994. Genetic controls of photo oxidant tolerance. Causes of photooxidative stress and amelioration of defense systems in plants, 237-273
21. Hassanpour Lesko Kalaye, K., J. Ahmadi, J. Daneshian and P. Hatem. 2015. Determine the changes in chlorophyll, protein and antioxidant enzymes in durum wheat under drought stress. Journal of modified crop plants, 7: 76-87 (In persian).
22. Heidari, M. and F. Tarahomi. 2010. Effect of different levels of salinity on physiological reactions and Zn uptake of sodium and potassium. Journal of environmental stress on Crop Science, 3: 83-93 (In persian).
23. Hendry, G. 1993. Evolutionary origins and natural functions of fructanc. New Phytologist, 123: 3-14.
24. Hernandez, J.A., M. Angeles Ferrer, A. Jimenez, A. Ros Barcelo and F. Sevilla. 2001. Antioxidant Systems and O2.−/H2O2 Production in the Apoplast of Pea Leaves. It's Relation with Salt-Induced Necrotic Lesions in Minor Veins. Plant Physiol. 2001 Nov, 127: 817-831.
25. Hissao, T. 1973. Plant responses to water stress. Ann. Rev. Plant Physiol, 24: 519-570.
26. Irrigoyen, J.H., D.W. Emerich and M. Sanchez Diaz. 1992. Water stress induced changes in concentration of proline and total soluble sugars in nodulated alfalfa plant. Physiologic Pantarum, 84: 55-66.
27. Jagtap, V., S. Bhargava, P. Stredo and J. Feirabend. 1998. Comparative effect of water, salt and light stresses on photosynthetic reactions in (Sorghurm biocolor L. Moench). Journal of Experimental Botany, 49: 1715-1721.
28. Janovitz-Klapp, A.H., F.C. Richard. P.M.J.Goupyand and J. Nicolas. 1990. Inhibition studies on apple polyphenol oxadase. Journal of Agricultural Food Chemistry, 38: 926-931.

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]

[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]

29. Kamrava, S., N. Babaeian Jolodar and N. Bagheri. 2017. Evaluation of Drought Stress on Chlorophyll and Proline Traits in Soybean Genotypes. Journal of Crop Breeding, 9(23): 95-104 (In Persian).
30. Kriedmann, P.E. 1980. Stomatal and photosynthetic limitations to leaf growth. Plant physiology, 13: 145-31.
31. Kuznestov, VI.V. and N.I. Shevyakova. 1999. Prolin under stress: metabolism and regulation. Russian jornal of Plant Physiology, 46: 274-286.
32. Lichtenthaler, H. 1987. Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes Methods in Enzymology, 148: 350-382.
33. Loggini, B., A. Scartazza, E. Brugnoli and F. NavariIzzo. 1999. Antioxidative Defense System, Pigment Composition, and Photosynthetic Efficiency in Two Wheat Cultivars Subjected to Drought. Plant Physiology, 119: 1091-1099.
34. Maali-Amiri, R., I.V. Goldenkova-Pavlova, V. Pchelkin, V.D. Tsydendambaev, A.G. Vereshchagin, A.N. Deryabin, T.I. Trunova, D.A. Los and A.M. Nosov. 2007. Lipid fatty acid composition of potato plants transformed with the Δ12-desaturase gene from cyanobacterium. Russian Journal of Plant Physiology, 54: 678-685.
35. Malek Ahmadi, F., K.H.M. Station and A. Taher Race. 2005. Ghrqa no stress on the accumulation of some minerals and induce oxidative stress in plants pepper (capsicum annum L.), Fourth National Conference on Biotechnology Iran, Kerman, International Center for Advanced Science and Technology and Environmental Sciences, 104-214 (In Persian).
36. Masinovsky, Z., G.I. Lozovaya and A.A. Sivash. 1992. Some aspects of the early evolution of photosynthesis. Advances in Space Research, 12: 199-205.
37. Michalak, P. 2006. RNA world-the dark matter of evolutionary genomics. Journal compilation European society for Evolutionary Biology, 19: 1768-1774.
38. Mihailović, N., M. Lazarević, Z. Dželetović, M. Vučković and M. Đurđević. 1997. Chlorophyllase activity in wheat, (*Triticum aestivum* L.). Leaves during drought and its dependence on the nitrogen ion form applied. Plant Science, 129: 141-146.
39. Mittal, S., N. Kumari and V. Sharma. 2012. Differential response of salt stress on Brassica juncea: Photosyntheticperformance, pigment, proline, D1 andantioxidant enzymes. Plant Physiolgy Biochemical, 54: 17-26.
40. Moradi, A., A. Ahmadi and M. Judy. 2005. Response of photosynthesis and stomatal conductance 0. gram Severe and Moderate Drought stress at different growth stages. First Conference on bean National Institute of Plant Sciences Plant Sciences University of Mashhad, 272-268 (In Persian).
41. Ranney, T.G., N.L. Bassuk and T.H. whitlow. 1991. Osmotic adjustment and solute contributes in leaves and roots of water-stressed cherry (*prunus*) trees. Journal of the American society for Horticultural Science, 116: 684-688.
42. Shahriari, P., A. Mirshams Kakhaki and M. Amini. 2012. Molecular detection of enzyme polyphenol oxidase in a number of common wheat varieties in Iran marker by STS. Iran's third national conference on agricultural biotechnology of plant, animal and industrial, Mashhad, Ferdowsi University of Mashhad, 45 pp (In Persian).
43. Shokrpur, M. and AS. Esfandiari. 2014. Grvhbndy different varieties tolerant to salinity based on biochemical and physiological indices. Journal of Crop Breeding, 14: 54-65 (In Persian).
44. Syosamardha, A.A., K. Ahmadi, V.H. Postini and H. Ebrahimzadeh. 2004. Factor controlling stomatalaperture and photosynthesis and its relationship with drought resistance in wheat cultivars. Journal of Agricultural Science, 35: 93-106 (In Persian).
45. Tarahomi, P., D. Lahooti and P. Abbasi. 2010. Effects of drought stress on soluble sugars, chlorophyll and potassium S. leriifolia (*Salvia leriifolia Benth*). Journal of Biological Sciences, 3: 1-7 (In Persian).
46. Verma, S. and R.S. Dubey. 2003. Lead toxicity induces lipid peroxidation and alters the activities of antioxidant enzymes in growing rice plants. Plant Science, 164: 645-655
47. Xue, T., X. Li, W. Zhu, C.H. Wu, G. Yang and C.H. Zheng. 2008. Cotton metallothionein GhMT3a, a reactive oxygen species scavenger, increased tolerance against abiotic stress in transgenic tobacco and yeast. Journal of Experimental Botany, 60: 339-349.
48. Yan, B., Q. Dai, X. Liu, S.H. Huang and Z. Wang. 1996. Plant and Soil Flooding-induced membrane damage, lipid oxidation and activated oxygen generation in corn leaves. Springer, 179: 261-268.
49. Yoshimura, K., Y. Yabute. T. Ishikawa and S. Shigeoka. 2000. Expression of spinach ascorbate peroxidase isoenzymes in response to oxidative stresses. Plant Physiology, 123: 223-233.

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]

[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]

The Impact of Drought Stress on Antioxidant Enzymes Activities, Containing of Proline and Carbohydrate in Some Genotypes of Durum Wheat (*Triticum turgidu* L.) at Seedling Stage

Tahereh Naeemi[1], Leila Fahmideh[2] and Barat Ali Fakheri[3]

1 and 3- M.Sc. Student and Professor, Department of Plant Breeding and Biotechnology, University of Zabol,
2- Assistant Professor of Department of Plant Breeding and Biotechnology, University of Zabol
(Corresponding author: l.fahmideh@uoz.ac.ir)
Received: November 14, 2016 Accepted: September 10, 2017

Abstract

Drought and changes in weather conditions, cause damage and reduce their agricultural products. The fact that durum wheat, after common wheat or Simultaneous with that, is one of the major sources of food supplies, makes it a necessity to identify its drought tolerant species.This article reports an experiment on the impact of different levels of drought (5,10,20, 25 percent of field capacity) on activity of antioxidant enzymes, including Catalase (CAT), Poly phenol oxidase (PPO), Ascorbate peroxidase (APX), Guaiacol peroxidase (GPX), and also some photosynthetic pigments (Chlorophylls a, b, total Chlorophyll and Carotenoid), as well as some osmosic regulators include Carbohydrates and Proline in durum wheat genotypes (Shabrang, Behrang, Karkhe, Aria, Dena). This experiment was designed as a factorial randomized blocks with three repeats, conducted at the Institute for Biotechnological Research in the University of Zabol. Following planting the seeds in pots, the drought stress was introduced at the tillering stage, after which the attributes of the plants were measured. The results of analysis of variance demonstrated that the impact of genotype, drought stress, and the interaction of stress and drought were statistically significant at 1 percent and 5 percent in all the attributes under investigation. The impact of genotype and drought stress on polyphenol oxidase trait was not significant. The most significant effects observed were those of 5 percent watering level of the capacity on antioxidant activity and osmos regulator. The results of this study indicated that in the conditions of this experiment, Behrang and Karkheh genotypes determined the highest level of photosentises pigments and Shabrang genotype have most level of antioxidant activity and Karkheh genotype have highest level of proline and carbohydrate contain, identifying it as a drought tolerant species.

Keywords: Drought, Field capacity, Genotype, Physiological response, Seedling stage

[Downloaded from jcb.sanru.ac.ir on 2025-11-13]

[DOI: 10.29252/jcb.10.26.22]