مطالعه تغییرات متابولیت‌های سازگاری و فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانت ژنوتیپ‌های گندم در شرایط تنش رطوبتی

سمیرا قلی پور و علی عبادی*

گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشکده کشاورزی، دانشگاه محقق اردبیلی

(تاریخ دریافت: ٩٣/١٠/١١، تاریخ پذیرش نهایی: ١٣٩٤/٠٤/٢٤)

چکیده:

به منظور مطالعه تأثیر تنش رطوبتی بر متابولیت‌های سازگار و فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانت پنج ژنوتیپ گندم آزمایشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سال ١٣٩٣ به صورت گلدانی در شرایط گلخانه‌ای در دانشگاه محقق اردبیلی انجام گرفت. تیمارهای آزمایش شامل سه سطح تنش رطوبتی(٨٥، ٥٥ و ٣٥ درصد ظرفیت زراعی) و پنج ژنوتیپ گندم (Orom, Zarea, Mihan, ZSZOBKAYKA, JS3l7G217,) بودند. نتایج تجزیه واریانس نشان داد، میزان پرولین، قندهای محلول، لیزین، متیونین، پروتئین و فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانت کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز و پتانسیل اسمزی تحت تأثیر اثرات اصلی و برهم‌کنش تنش رطوبتی در ژنوتیپ در سطح یک درصد تفاوت معنی‌دار با یکدیگر داشتند. تنش رطوبتی موجب افزایش در تولید پرولین، قندهای محلول، فعالیت کاتالاز، پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز و موجب کاهش میزان لیزین، متیونین، پروتئین و پتانسیل اسمزی شد. بالاترین میزان پرولین، متیونین، کاتالاز پراکسیداز، پلی فنل اکسیداز از ژنوتیپ "Zarea" در سطح تنش ٣٥ درصد مشاهده شد. بالاترین غلظت قندهای محلول (٠/٩٨٨ میلی گرم بر گرم وزن تر) از رقم"Orom"، بالاترین غلظت لیزین (٢/٨٨ میلی‌گرم در گرم در ٨٥٪ ظرفیت زراعی) از ژنوتیپ "ZSZOBKAYKA" و بالاترین میزان پروتئین (٥٦/٦ میلی گرم بر گرم) از ژنوتیپ "Mihan" در سطح تنش ٣٥ درصد به دست آمد. همچنین مشاهده شد بیشترین پتانسیل اسمزی (٨/١- بار) در رقم "Mihan" می‌باشد. نتایج تجزیه رگرسیونی نشان داد که پتانسیل اسمزی بیشتر تحت تأثیر فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز و میزان پروتئین می‌باشد. میزان بیوماس نیز تحت تاثیر تنش کاهش معنی‌دار یافت که علت آن را نیز به کاهش پتانسیل اسمزی در اثر تنش مرتبط دانست. بنابراین ژنوتیپ "Mihan" به عنوان متحمل ترین ژنوتیپ به تنش بود که می‌توان علت آن را به دارا بودن بالاترین میزان پروتئین و کمترین فعالیت پلی‌فنل اکسیداز و در نهایت بالاترین پتانسیل اسمزی نسبت داد.

کلمات کلیدی: پرولین، لیزین، متیونین، کاتالاز، پراکسیداز.

مقدمه:

تنش‌های محیطی از مهم‌ترین عوامل تعیین کننده الگوهای پراکنش گیاهی در سطح جهان می‌باشد و تنش خشکی نیز به سهم خود تعیین کننده بخشی از این پراکنش می‌باشد (رازقی یدک، ١٣٨٦). تنظیم اسمزی یکی از مهم‌ترین مکانیزم‌های تحمل خشکی در گیاهان است (Bajii *et al.*, 2001). خشکی سبب کاهش پتانسیل فشاری شده و موجب کاهش رشد، نمو و اندازه سلول‌ها می‌گردد (Nilsen and Orcutt, 1996). تنش خشکی علاوه بر اینکه رشد و نمو را در گیاهان کاهش می‌دهد، باعث تغییر در مسیر برخی از فرآیندها شده و آن‌ها را در

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: ebadi@uma.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

مقابل تنش مقاوم می‌سازد (قربانلی، ۱۳۸٤).

گیاهان در تنش‌های محیطی با ذخیره مواد تنظیم‌کننده اسمزی با این تنش‌ها مقابله می‌کنند. مواد تنظیم‌کننده اسمزی بیشتر، شامل اسیدهای آمینه، قندها و برخی یون‌های معدنی، هورمون-ها و پروتئین‌ها هستند (Leinhose and Beragman, 1995). پرولین یکی از اسیدآمینه‌های فعال در پدیده تنظیم اسمزی است که در تنظیم اسمزی درون سلول نقش به سزایی دارد. در اثر تجمع پرولین، پتانسیل اسمزی سلول کاهش می‌یابد (Cicek and Cakirlar, 2002). همچنین تجمع پرولین سبب محافظت از ساختارهای سلولی و پایداری آنزیم‌ها می‌گردد (KaviKishor *et al.*, 2005). قندهای محلول یکی دیگر از محافظت‌کننده‌های اسمزی در جهت تنظیم اسمزی سلول می‌باشند (Patger *et al.*, 2005). انباشتن یک یا چند ماده آلی با وزن مولکولی کم، پتانسیل اسمزی را پایین آورده و تنظیم اسمزی به وسیله تبدیل پلی‌ساکاریدها (نشاسته و فروکتان‌ها) به یکدیگر و الیگوساکاریدها (ساکارز و گلوکز) کنترل می‌شود (Paul and Robert, 1999).

تنش خشکی باعث شکل‌گیری رادیکال سوپراکسید پراکسید هیدروژن و رادیکال هیدروکسیل می‌گردد. فعالیت گونه‌های فعال اکسیژن باعث بروز صدماتی مثل اکسید شدن چربی‌ها، تغییر ساختار غشاء، از هم پاشیدگی یکپارچگی آن، تغییر ساختار پروتئین‌ها و غیرفعال شدن آنزیم‌ها می‌گردد (Yang *et al.*, 2000). تغییرات کمی و کیفی پروتئین‌ها در شرایط تنش گزارش شده است و شواهد زیادی مبین ارتباط و تجمع پروتئین ناشی از خشکی و سازگاری فیزیولوژیکی با محدودیت آب می‌باشد (Korotaeva *et al.*, 2003). در برخی مطالعات تخریب پروتئین‌ها و انباشت برخی اسیدآمینه‌های آزاد در جهت تنظیم اسمزی سلول و کاهش سنتز پروتئین در شرایط خشکی نیز مشاهده شده است (Moran *et al.*, 1994). متیونین به تنش اکسیداتیو بسیار حساس بوده و اکسایش متیونین به متیونین سولفواکسید منجر به تغییر فعالیت آن و تشکیل بسیاری از پروتئین‌ها می‌شود (Davies, 2005). لیزین نیز یکی از اسیدآمینه‌های ضروری برای گیاهان بوده که تحت تأثیر شرایط تنش تا حد زیادی میزان سنتز آن تنظیم می‌شود (Galili *et al.*, 2001). تنش کم‌آبی همچنین موجب تحریک یکسری پاسخ‌های دفاعی در سطوح مختلف می‌شود. گیاهان از دو سیستم آنزیمی و غیر آنزیمی برای دفاع در مقابل گونه‌های اکسیژن فعال استفاده می‌نمایند. سیستم آنزیمی شامل آنزیم‌هایی سوپراکساید دیسموتاز، گلوتاتیون ردوکتاز، پراکسیداز، کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز می‌باشد. آنزیم سوپراکساید دیسموتاز یک آنزیم حد واسط بوده و رادیکال‌های آزاد سوپراکساید را به اکسیژن و هیدروژن پرکسیداز تبدیل می‌کند. بقیه آنزیم‌های مذکور در پاک‌سازی مولکول‌های هیدروژن پرکسیداز تولید شده در سلول، ایفای نقش می‌نمایند (Ariano *et al.*, 2005).

جباری و همکاران (۱۳۸۵) نیز افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز در برخی ارقام گندم در شرایط تنش خشکی را گزارش نمدند. طالع احمد و حداد (۱۳۸۹) در مطالعه خود نیز نشان دادند تنش خشکی باعث کاهش در محتوای آب نسبی برگ و پروتئین محلول و افزایش فعالیت کاتالاز، سوپراکسید دیسموتاز، آسکوربات پراکسیداز، پراکسیداز، میزان پرولین و محتوای گلایسین بتائین در ارقام گندم شد. Movludi و همکاران (۲۰۱٤) در مطالعه تأثیر تنش خشکی بر جو بهاره نشان دادند در طی تنش میزان پرولین، قندهای محلول، فعالیت آنزیم کاتالاز، پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز افزایش پیدا نمود. رشیدی و همکاران (۱۳۹۳) نیز در مطالعه تأثیر تنش بر لوبیا گزارش کردند تنش موجب افزایش میزان پرولین، قندهای محلول، فعالیت کاتالاز و پراکسیداز و میزان لیزین و متیونین شد. با توجه به مطالب بیان شده هدف از این مطالعه بررسی تغییرات متابولیت‌های سازگار و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت برخی ژنوتیپ‌های گندم و تعیین سهم هر یک از این عوامل در تنظیم پتانسیل اسمزی برگ‌ها ودر نهایت بیوماس در شرایط تنش رطوبتی بوده است.

مواد و روش‌ها:

این پژوهش به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی به صورت گلدانی در گلخانه تحقیقاتی دانشگاه محقق اردبیلی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

صورت گرفت. تیمارهای آزمایش شامل تنش کم‌آبی در ۳ سطح ۸۵، ۵۵ و ۳۵ درصد ظرفیت زراعی و ژنوتیپ‌های گندم با سه تکرار در سال ۱۳۹۳انجام شد، مشخصات ژنوتیپ‌های گندم در جدول ۱ ارائه شده است. مختصات جغرافیای منطقه انجام آزمایش شامل، ۳۸/۲۵ شمالی ۴۸/۳۰ شرقی در ارتفاع ۱۵۰۰ متری از سطح دریا است. گلخانه به صورت سر بسته با دمای متوسط ۲۵ تا ۲۷ درجه سانتی‌گراد و رطوبت نسبی ۴۷ درصد در طول اجرای آزمایش بود.

در این پژوهش تنش رطوبتی در مرحله ۳ برگی اعمال گیرد و در مرحله ۵ برگی نمونه برداری از پنج بوته جهت اندازه‌گیری میزان قندهای محلول، پرولین، لیزین، متیونین، پروتئین، فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانت (کاتالاز، پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز)، پتانسیل اسمزی و میزان بیوماس صورت گرفت. نمونه‌های گیاهی بعد از نمونه برداری در درون یخچال ۷۰- درجه سانتی‌گراد منتقل شد و سپس صفات مورد نظر اندازه-گیری شد. ظرفیت زراعی خاک به روش وزنی تعیین شد. برای تعیین میزان آب مورد نیاز در هر بار آبیاری، در ابتدا میزان رطوبت خاک در حد ظرفیت زراعی تعیین و سپس گلدان‌ها به صورت روزانه دو نوبت وزن شده و در صورت کمتر بودن وزن گلدان‌ها از حد ظرفیت مورد نظر، آب مورد نیاز جهت تأمین حد رطوبتی مورد نظر به هر گلدان اضافه شد (Riahinia *et al.*, 2013). گلدان‌های پلاستیکی با ظرفیت ۱۰ کیلوگرم خاک انتخاب شده و به هر کدام از آنها مقدار مساوی ۱۰ کیلوگرم خاک اضافه گردید. همچنین براساس تجزیه خاک (جدول ۲) انجام شده، میزان NPK، همچنین محلول‌پاشی عناصر ریزمغذی مورد نیاز گیاه به هر گلدان انجام گرفت.

میزان پتانسیل اسمزی بافت گیاهی به روش Janardhan و Krishnamorthy (۱۹۷۵) براساس هدایت الکتریکی تعیین شد. در این روش یک گرم بافت تازه برگی توزین، له و با آب مقطر به حجم ۲۵ میلی‌لیتر رسانده شد. هدایت الکتریکی (EC) آن در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد قرائت شد. محتوای آب یک گرم نمونه دیگر نیز با قرار دادن آن‌ها در آون در دمای ۷۵°C به مدت ۴۸ ساعت به دست آمد و با استفاده از معادلات زیر پتانسیل اسمزی محاسبه شد. در این رابطه df فاکتور رقیق‌سازی،OP پتانسیل اسمزی بر حسب بار است.

$$Df=\frac{25 \times \text{ماده } gr}{\text{مقدار آب موجود در یک گرم بافت آلی}}$$

$$OP=\frac{Ec(\text{در دمای ۲۵درجه سانتیگراد}) \times 0.36 \times df}{0.987}$$

برای اندازه‌گیری میزان پروتئین ۰/۵ گرم نمونه تر برگی در هاون چینی کوبیده و سپس ۳ میلی‌لیتر بافر استخراج که شامل ۵ میلی‌لیتر تریس- اسید کلریدریک یک مولار، ۲۰۰ میکرولیتر Na_2EDTA یک مولار و ۰/۰۴ درصد (v/v- ۲- مرکاپتو اتانول) می‌باشد مخلوط شده و مخلوط حاصل به مدت ۲۱ دقیقه با سرعت ۱۱۵۰۰ دور در دقیقه در دمای ٤ سانتی‌گراد سانتریفیوژ (مدل ۵۷۰۲ ساخت اپندورف آلمان) شد. سپس برای خارج کردن تمام ناخالصی‌ها موجود در نمونه قسمت بالایی داخل لوله مجدداً به مدت ۲۰ دقیقه در ٤۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد و ۵۰۰۰ میکرولیتر از محلول برادفورد و ۲۹۰ میکرولیتر بافر استخراج و ۱۰ میکرو لیتر عصاره استخراج را مخلوط کرده و بعد از ورتکس میزان جذب در طول موج ۵۹۵ نانومتر قرائت شد. میزان پروتئین بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر محاسبه شد (Bradford, 1976).

اندازه‌گیری میزان پرولین برگ با استفاده از روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) صورت گرفت، یک گرم بافت برگی در ۱۰ میلی‌لیتر سولفوسالیسیلیک اسید ۳/۳ درصد سائیده وهمگنای حاصل از کاغذ صافی عبور داده شد و با سرعت ٤۰۰۰ دور در دقیقه در دمای ٤ سانتی‌گراد به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ گردید و سپس به دو میلی‌لیتر از عصاره حاصل، دو میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین که ۱/۲۵ گرم پودر اسید نین هیدرین را در ۳۰ میلی‌لیتر اسید استیک گلاسیال حل نموده و سپس ۲۰ میلی‌لیتر اسید فسفریک ٦ مولار به آن اضافه کرده و سپس دو میلی‌لیتر اسید استیک گلاسیال خالص اضافه گردید. لوله‌ها به مدت یک ساعت در حمام آب گرم قرار داده شد و سپس چهار میلی‌لیتر تولوئن به هر یک از لوله‌ها اضافه و به مدت ۱۵ تا ۲۰ ثانیه ورتکس گردید. پس از تشکیل دو فاز جداگانه، فاز

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

جدول ۱- مشخصات ژنوتیپ‌های گندم مورد استفاده.

مشخصات	ژنوتیپ
اوروم	Orom
زارع	Zarea
میهن	Mihan
Zrn/ Shiroodi/6/Zrn/5/Omid/4/Bb/Kal/Ald/3/Y50E/Kal*3/Emu	ZSZOBKAYKA
Jagger "Sib"/3/lagos-7//Guimatli2/17	JS3l7G217

جدول ۲ - نتایج تجزیه خاک مورد استفاده در آزمایش.

*شوری	pH	کربن آلی (٪)	میزان عناصر قابل‌جذب			ذرات خاک (درصد)			بافت خاک
			نیتروژن	فسفر	پتاسیم	رس	سیلت	شن	
۰/٦۰۵	۷/۸۷	۰/٦۲	۰/۰٦	۸/٤	۱۷۱	۲	۱۳	۸۲	لومی

***شوری (دسی زیمنس بر متر)، pH بدون واحد، عناصر (میلی‌گرم بر کیلوگرم خاک خشک)، سایر صفات (درصد).**

بالایی رنگی، با دقت جدا و جذب آن با دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل یو وی ۲۱۰۰ ساخت یونیکو امریکا) با طول موج ۵۲۰ نانومتر قرائت و بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر اعلام شد. اندازه‌گیری قندهای محلول برگ به روش فنول سولفوریک (Dubois *et al.*, 1956) با کمی تغییر صورت گرفت. به مقدار ۰/۲ گرم از نمونه‌های جوان‌ترین برگ پودر شده را با دو میلی‌لیتر بافر سدیم فسفات (pH= ۷) ساییده و با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۲۰ دقیقه در دمای چهار درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شدند. از محلول رویی ۱۰ میکرولیتر برداشته و به آن ۹۹۰ میکرولیترآب مقطر افزوده شد. به ۰/۵ میلی‌لیتر از محلول حاصل، ۰/۵ میلی‌لیتر فنول ۵ درصد و ۲/۵ میلی‌لیتر اسید سولفوریک (۹۸ درصد) افزوده شد. پس از تثبیت رنگ به مدت ۱۵-۱۰ دقیقه در دمای ۳۰-۲۷ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت و جذب نمونه‌ها در طول موج ٤۹۰ نانومتر صورت گرفت. میزان قندهای محلول نیز بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر بدست آمد.

اندازه‌گیری لیزین و متیونین با استفاده از روش Feller و همکاران (۱۹٦۹) صورت گرفت، برای اندازه‌گیری میزان لیزین ۰/۵ گرم نمونه برگی را در ۵۰ میلی‌لیتر از هیدروکلریک اسید (۰/۱ نرمال) حل کرده آن را با آب به حجم ۱۰۰ میلی‌لیتر رسانده و صاف‌کرده و سپس نیم میلی‌لیتر از آن را با گلیسرول (۵۰ درصد)، دو میلی‌لیتر از بافر فسفات (pH=6) و یک میلی لیتر نین‌هیدرین حل و به مدت ۳۰ دقیقه در آب جوش ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و جذب در ۵۷۰ نانومتر قرائت شد. همچنین برای اندازه‌گیری مقدار متیونین ۱۰ میلی‌لیتر از محلول فیلتر شده در مرحله سه لیزین را برداشته و در فلاکس ۵۰ میلی‌لیتری به آن چهار میلی‌لیتر از سدیم هیدروکسید (۵ نرمال)، دو میلی‌لیتر از محلول گلیسین آبدار و دو میلی‌لیتر از محلول سدیم نیتروفری‌سیانید آبدار (۰/۱) اضافه شد بعد از هر اضافه کردن خوب مخلوط (ورتکس) گردید. محلول حاصل به مدت ۱۰ دقیقه در دمای٤۰ درجه سانتی‌گراد و سپس به مدت ۵ دقیقه در حمام یخ نگهداری شد. پنج میلی‌لیتر هیدروکلریک-اسید (۱:۱) را اضافه کرده و خوب مخلوط نموده و سپس به مدت ۳-۲ دقیقه خنک کرده و از صافی عبور داده شد. سپس میزان جذب در ۵۱۰ نانومتر قرائت و میزان لیزین و میتونین بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر محاسبه گردید.

استخراج عصاره آنزیمی برای اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز به روش Sudhakar و همکاران (۲۰۰۱) و فعالیت آنها به روش Karo و Mishra (۱۹۷٦) اندازه‌گیری شد. برای این کار ۰/۲ گرم نمونه گیاهی در یک میلی‌لیتر تریس ۰/۰۵ مولار با اسیدیته ۷/۵ در داخل هاون کوبیده شد و سپس ماده هموژنیزه ایجاد شده در داخل

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

دستگاه سانتریفیوژ به مدت ۲۰ دقیقه و با سرعت ۱۳۰۰۰ دور در دقیقه قرار داده شد. بعد از سانتریفیوژ و پس از خارج شدن نمونه‌ها دارای دو فاز مجزا از هم بود که فاز بالایی ایجاد شده در داخل اپندورف برای فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز استفاده شد. برای اندازه‌گیری فعالیت کاتالاز ٦۰ میکرولیتر از عصاره پروتئینی را در ۲/۵ میلی‌لیتر بافر تریس ۵۰ میلی‌مولار با پی اچ ۷ و ۰/۳ میلی‌لیتر آب اکسیژنه ۵ میلی مولار در حمام یخ اضافه نموده و میزان جذب در طول موج ۲٤۰ نانومتر قرائت شد (ضریب خاموشی ۳۹/٤ میلی‌مول بر سانتی‌متر). برای پراکسیداز نیز ۵۰ میکرولیتر عصاره پروتئینی را در ۲/۵ میلی‌لیتر بافر استخراج که شامل بافر تریس ۱۰۰ میلی‌مولار و آب اکسیژنه ۵ میلی‌مولار و پیروگالل ۱۰ میلی مولار بود در حمام یخ افزوده و میزان جذب در طول موج ٤۲۵ نانومتر قرائت شد (ضریب خاموشی ۲٦/٦ میلی‌مول بر سانتی‌متر). برای اندازه‌گیری فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز ۱/۵ میلی لیتر تریس اسید کلریدریک ۰/۲ مولار با pH=۷/٦ و ۰/۳ میلی مولار پیروگالول ۰/۰۲ مولار را با هم مخلوط کرده و سپس ۰/۱ میلی لیتر از عصاره پروتئینی استخراج شده به آنها افزوده و سپس ورتکس شده و به مدت ۵ دقیقه در بن ماری با دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده و سپس با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ٤۲۰ نانومتر قرائت گردید (ضریب خاموشی ۲/۷٤ میلی‌مول بر سانتی‌متر). فعالیت آنزیم‌ها براساس تغییرات جذب در میلی‌گرم پروتئین محاسبه گردید. میزان بیوماس با انتخاب ۳ بوته از هر گلدان و خشک کردن آنها در دمای ۷۰ درجه به مدت ٤۸ ساعت و محاسبه بیماس تک بوته صورت گرفت. تجزیه آماری داده‌های توسط نرم‌افزار SAS 9.1 و مقایسه میانگین با استفاده از آزمون LSD در سطح ۵ درصد انجام شد. تجزیه رگرسیونی با استفاده از SPSS 22 و رسم نمودارها با استفاده از Excel 2013 صورت گرفت.

نتایج و بحث:

پرولین: میزان پرولین نیز تحت تأثیر اثرات اصلی و اثرات متقابل تنش کم آبی و ژنوتیپ‌های گندم در سطح ۱ درصد قرار گرفت (جدول ۳). مقایسه میانگین‌های اثرات متقابل نشان داد، با افزایش شدت تنش بر میزان تجمع پرولین افزوده شد. بالاترین میزان پرولین در شرایط بدون تنش در ژنوتیپ"Zarea" با میانگین۱/۳٦ میلی‌گرم بر گرم و کمترین مقدار آن نیز از ژنوتیپ "ZSZOBKAYKA" با میانگین۰/۲۵ میلی‌گرم بر گرم به دست آمد این در حالی است در شدیدترین سطح تنش بالاترین مقدار پرولین از ژنوتیپ"Zarea" (۲/٦۱ میلی‌گرم بر گرم) به دست آمد (شکل ۱).

در پژوهش‌های Abbas-Zade و همکاران (۲۰۰۷)، Dehqanzadeh و همکاران (۲۰۰۸) در گندم، نیز به افزایش محتوای پرولین برگ برای اجتناب از تنش رطوبتی اشاره شده است. مطالعات Gunes و همکاران (۲۰۰۸) نیز اعمال تنش رطوبتی در مرحله بعد از گرده افشانی باعث افزایش معنی‌داری در میزان پرولین شد. از طرف دیگر Ghorbanli و Niakan (۲۰۰۵) از دلایل تجمع پرولین در شرایط تنش، به تخریب پروتئین‌ها و انباشت برخی آمینواسیدهای آزاد در جهت حفظ و تنظیم فشار اسمزی سلول اشاره کرده‌اند. بررسی‌ها نشان داد که انباشتگی میزان پرولین با میزان تحمل به خشکی گیاه ارتباط مستقیم دارد. تجمع پرولین در طی تنش، نقش چندگانه محافظتی داشته و یک بررسی طولانی مدت در مورد پرولین نشان می‌دهد، پرولین یک اسمولیت خنثی بوده که ساختارهای سلولی را محافظت کرده و منجر به پایداری آنزیم‌ها می‌شود (KaviKishor *et al.*, 2005).

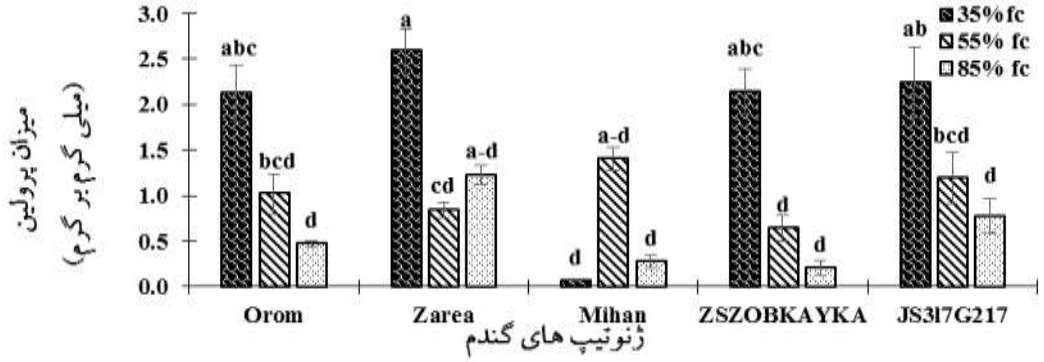
قندهای محلول: اثر اصلی تنش رطوبتی و ژنوتیپ‌های گندم و برهمکنش آن‌ها بر تجمع قندهای محلول تأثیرگذار بود (جدول ۳). مقایسه میانگین‌ها نشان دهنده افزایش تجمع قندهای محلول در ژنوتیپ‌های گندم در اثر افزایش شدت تنش بودند. بالاترین (۰/۹۸۸ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) و پایین‌ترین (۰/۲۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تر) قندهای محلول سنتز شده به ترتیب در ژنوتیپ "Orom" در تنش شدید (۳۵٪ ظرفیت زراعی) ظرفیت زراعی و ژنوتیپ "Mihan" در تنش(FC 80%) مشاهده شد (شکل ۲). انباشت قندهای محلول در شرایط تنش رطوبتی، می‌تواند باعث کاهش پتانسیل اسمزی سلول شده و از

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

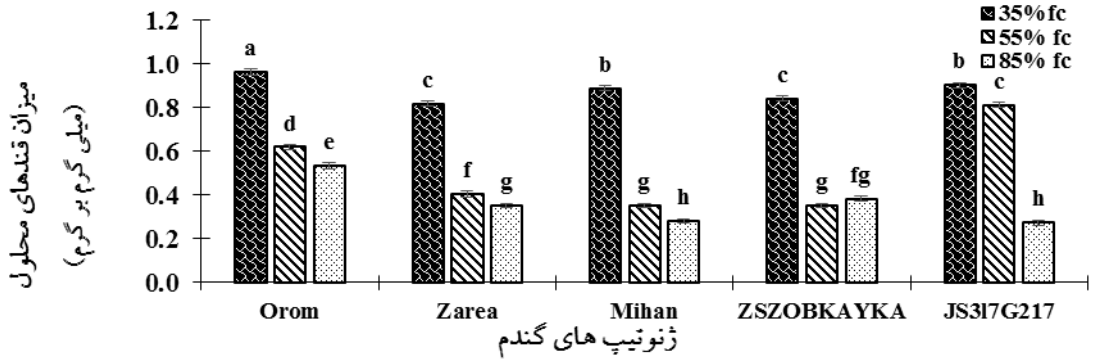
جدول ۳- نتایج تجزیه واریانس صفات اندازه‌گیری شده ژنوتیپ‌های مختلف گندم تحت تنش رطوبتی.

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		پرولین	قندهای محلول	لیزین	متیونین	پروتئین
تنش رطوبتی	۲	۰/۹۵۷**	۱/۰۸۲**	۰/۹٦٦**	۰/۰۰۰٤۷**	۲۱۳۷/۲٦**
ژنوتیپ‌های گندم	٤	۰/۳۹٦ns	۰/۰۷٦**	۱/۹٦**	۰/۰۰۰۱۰**	٤۸۲/٥۳**
اثر متقابل	۸	۰/۳۹٥*	۰/۰٤٥**	۰/۱٦۹**	۰/۰۰۰۰٥**	٥۰۸/٤۳**
خطا	۳۰	۰/۱٦۱	۰/۰۰۰٤۲	۰/۰٤۸	۰/۰۰۰۰۰۳۰	٤٤/٦٤
ضریب تغییرات	-	۱٤/۲٦	۳/٥۲	۱۳/۳۷	۷/۳٥	۱۳/۸٤

ns، *و به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال ٥٪ و ۱٪**



شکل ۱- تغییرات میزان پرولین در ژنوتیپ‌های مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ٥ درصد است.



شکل ۲- تغییرات میزان قندهای محلول در ژنوتیپ‌های مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ٥ درصد است.

طریق تنظیم اسمزی موجب بالاتر نگه داشتن میزان آب نسبی در ژنوتیپ‌های متحمل به کم آبی شود و در ساز و کار تحمل به تنش نقش مهمی داشته باشند. Bajii و همکاران (۲۰۰۱) افزایش معنی‌دار قندهای محلول در گیاهان تحت تنش را نسبت به گیاه شاهد گزارش کردند. آن‌ها بیان کردند که در شرایط تنش قندها اصلی‌ترین محلول‌های آلی هستند که در تنظیم اسمزی شرکت دارند. کربوهیدرات‌ها قادرند که نقش سیگنال‌های متابولیکی را ایفا کرد (Turkan, 2011). افزایش قندهای محلول در گیاهان تحت تنش باعث حفظ آماس سلولی و جلوگیری از پلاسمولیز می‌شود (Munnes and Tester, 2008).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

ساخته شدن قندهای محلول در برگ‌ها ممکن است دارای یک تأثیر محافظتی (اسموپروتکتانت) باشد. خصوصیت اسموتیکی قند می‌تواند نقش اساسی در افزایش نیروی محرکه‌ی ریشه برای جذب آب داشته باشد (Silveira *et al.*, 2010).

لیزین و متیونین: اثر متقابل تنش روطوبتی و ژنوتیپ‌های گندم بر میزان متیونین در سطح ۱ درصد معنی‌دار بود (جدول ۳). افزایش تنش رطوبتی موجب کاهش میزان متیونین در ژنوتیپ های گندم شد به‌طوری که بیشترین میزان متیونین در ژنوتیپ "ZSZOBKAYKA" تحت شرایط بدون تنش با میانگین (۰/۰۳۸ میکروگرم بر گرم وزن تر) و کمترین میزان آن مربوط به ژنوتیپ "Mihan" تحت تنش شدید (۳۵ ٪ ظرفیت زراعی) با میانگین (۰/۰۱۲ میکروگرم بر گرم وزن تر) مشاهده شد (شکل ۳). میزان لیزین نیز تحت تأثیر اثرات اصلی و متقابل تنش رطوبتی و ژنوتیپ‌های گندم قرار گرفت (جدول ۳). با افزایش شدت تنش از میزان لیزین در اکثر ژنوتیپ‌های گندم کاسته شد. در شرایط بدون تنش (۸۵٪ ظرفیت زراعی) بالاترین میزان لیزین از ژنوتیپ "ZSZOBKAYKA" و کمترین مقدار آن از ژنوتیپ‌های "JS3l7G217" و "Orom" به دست آمد. بالاترین مقدار لیزین در تنش ۳۵٪ ظرفیت زراعی از ژنوتیپ "Zarea" مشاهده شد (شکل ٤).

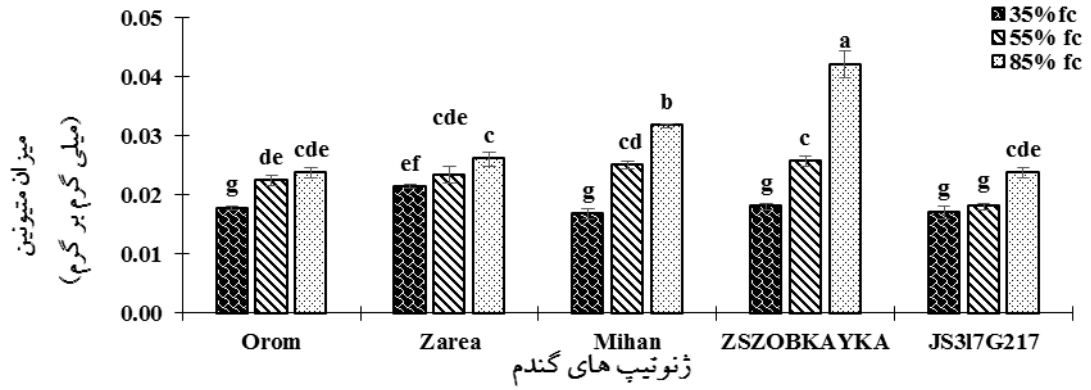
نتایج پژوهش‌های رشیدی و همکاران (۱۳۹۳) نشان دهنده‌ی کاهش میزان متیونین و لیزین در اثر تنش در لوبیا بودند. آن‌ها دلیل این کاهش را به نقش متیونین در متابولیت اساسی سلول-های گیاهی تشکیل دهند جزء اصلی پروتئین نسبت دادند. برخلاف اکسیژن اتمسفری، انواع اکسیژن فعال از میل ترکیبی بالایی با بیومولکول‌های حیاتی سلول برخوردار بوده، به طوریکه سوپراکسید قادر است، اسیدآمینه‌های متیونین، هیستیدین و تریپتوفان را اکسید نماید و از این طریق موجب کاهش مقدار آن‌ها در اثر تنش کم‌آبی شود (Breusegem *et al.*, 2001). میتونین پیش ماده سنتز پلی‌آمین‌ها از جمله اسپرمیدین و اسپرمین می‌باشد (Pang *et al.*, 2007) که تقویت‌کننده سیستم دفاعی گیاه در برابر کمبود آب محسوب می‌شوند. در طی تنش تجزیه این اسید آمینه موجب افزایش سوبسترای لازم برای سنتز پلی آمین‌ها و افزایش مقاومت گیاه به تنش می‌شود (Martin-Tanguy, 2001). لیزین نیز طی تنش با تبدیل شدن به آرژنین موجب تولید پلی‌آمین‌ها می‌شود. همچنین با تبدیل شدن به پرولین موجب پایداری پروتئین‌ها و حفاظت از ساختار آنزیم‌ها شده و نیز با تولید کوآنزیم A و وارد شدن آن به چرخه کربس در تولید ATP که انرژی مورد نیاز سلول را برای مقابله با تنش تأمین می‌کند (علیرضایی، ۱۳۹۱). همچنین لیزین در پاسخ به تنش و در برخی از برنامه های تکاملی ابتدا به گلوتامات و سپس به سایر متابولیت‌های مرتبط با تنش تبدیل می‌شود (Galili *et al.*, 2001).

پروتئین: میزان پروتئین کل برگ‌ها تحت تأثیر تنش رطوبتی و ژنوتیپ‌های گندم و اثرات متقابل آن‌ها قرار گرفت (جدول ۳). نتایج مقایسه میانگین اثرات متقابل نشان داد، در اکثر ژنوتیپ-های میزان پروتئین برگ‌ها در طی تنش کاهش پیدا کرد. بالاترین مقدار پروتئین در شرایط بدون تنش (۸۵٪ ظرفیت زراعی) از ژنوتیپ "Zarea" و کمترین مقدار پروتئین از ژنوتیپ "ZSZOBKAYKA" به دست آمد. همچنین بالاترین مقدار پروتئین در شدیدترین (۳۵٪ ظرفیت زراعی) سطح تنش از ژنوتیپ "Mihan" و کمترین مقدار آن از ژنوتیپ "Zarea" مشاهده شد (شکل ۵).

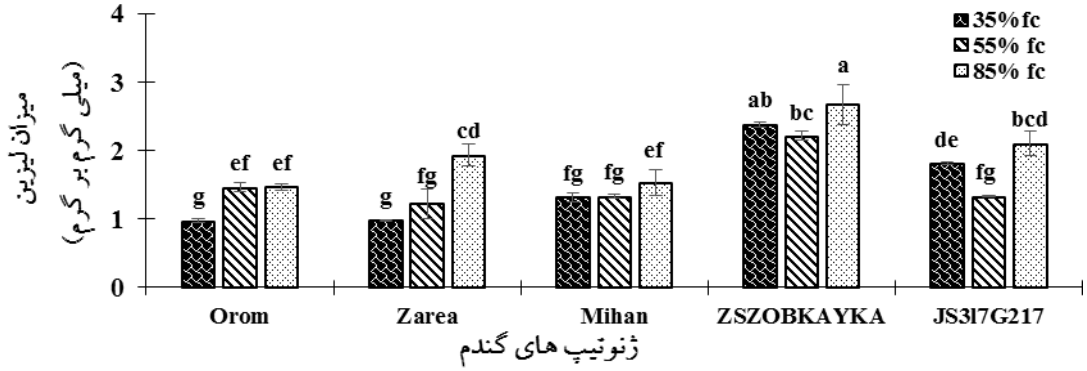
تغییرات کمی و کیفی پروتئین‌ها در شرایط تنش آب گزارش شده است و شواهد زیادی بین ارتباط و تجمع پروتئین ناشی از خشکی و سازگاری فیزیولوژیکی با محدودیت آب می‌باشد (Korotaeva *et al.*, 2003). به نظر می‌رسد که کاهش محتوای پروتئین تحت تنش کم آبی در نتیجه واکنش پروتئین با رادیکال‌های آزاد و در نتیجه تغییر اسیدآمینه، افزایش فعالیت آنزیم‌های تجزیه کننده پروتئین، کاهش سنتز پروتئین و نیز تجمع اسیدهای آمینه آزاد از جمله پرولین مرتبط است (Ranjan *et al.*, 2001). همچنین گزارش شده است که مکانیزمی که قندها برای ایجاد محافظت از سلول‌ها در طی تنش کم‌آبی استفاده می‌کنند، شامل جایگزینی گروه هیدروژن قندها به عنوان قسمت آب دوست بوده و تأثیر متقابل بر پروتئین‌ها و غشاء سلولی در طی از دست رفتن آب دارد. به

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

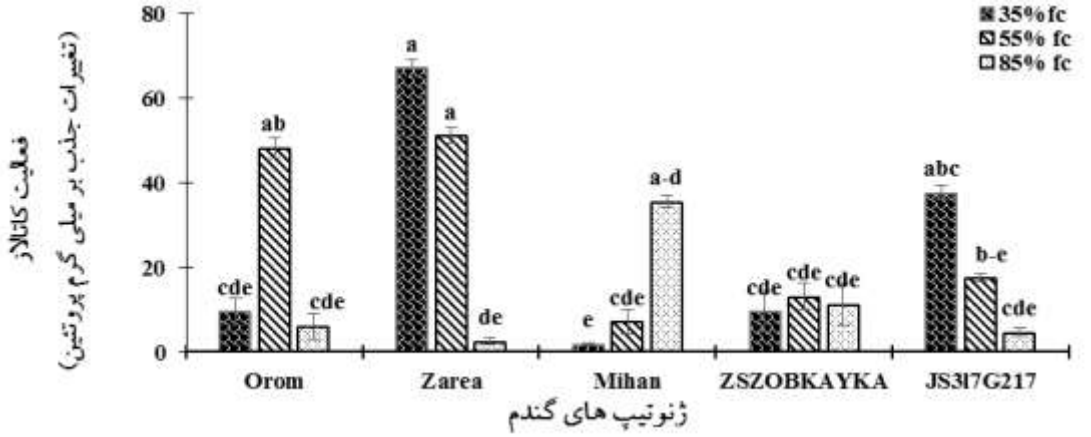
[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]



شکل ۳- تغییرات میزان متیونین در ژنوتیپ‌های مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ۵ درصد است.



شکل٤- تغییرات میزان لیزین در ژنوتیپ‌های مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ۵ درصد است.



شکل۵- تغییرات فعالیت آنزیم کاتالاز در ژنوتیپ‌های مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ۵ درصد است.

این ترتیب کربوهیدرات‌ها به وسیله تأثیر متقابل با پروتئین‌ها و غشاءها از طریق پیوند هیدروژنی، از غیرطبیعی شدن پروتئین‌ها جلوگیری می‌کند (Al- Rumaih, and Al- Rumaih, 2007).

کاتالاز: نتایج تجزیه واریانس‌ها نشان می‌دهد، اثرات اصلی تنش رطوبتی و ژنوتیپ‌های گندم در سطح ۱ درصد بر فعالیت آنزیم کاتالاز تأثیر معنی‌داری داشت. همچنین اثر متقابل تنش رطوبتی در ژنوتیپ‌های بر میزان فعالیت کاتالاز معنی‌دار بود (جدول ۳). مقایسه میانگین اثرات متقابل نشان داد، با افزایش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

شدت تنش رطوبتی میزان فعالیت این آنزیم در تمامی ژنوتیپ های افزایش یافت. در شرایط بدون تنش ژنوتیپ "Mihan" بالاترین فعالیت را از خود نشان دادند، این در حالی است که در تنش (٦٠٪ ظرفیت زراعی) ژنوتیپ‌های "Zarea"، "Orom" بالاترین فعالیت کاتالاز را به خود اختصاص داده و همگی در یک کلاس آماری قرار گرفتند. با شدت یافتن تنش به (٣٥٪ ظرفیت زراعی) تفاوت بین ژنوتیپ‌های بیشتر شد. در این شرایط ژنوتیپ "Zarea" بالاترین فعالیت کاتالاز را نشان دادند (شکل ٦).

آنزیم‌های آنتی‌کسیدان، در گیاهان گروهی از سازش‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی را در پاسخ به تنش نشان می‌دهند که از آن جمله می‌توان به تغییرات برخی آنزیم‌ها مانند پراکسیداز، کاتالاز و پلی‌فنل اکسیداز اشاره نمود (Jose *et al.*, 1999). تنش رطوبتی که در نهایت با افزایش تنش اکسیداتیو همراه است، باعث تجمع گونه‌های فعال اکسیژن و هیدروژن پراکسید در کلروپلاست، میتوکندری و پراکسی‌زوم می‌شود. در این شرایط فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان که به‌عنوان نوعی سازگاری متداول برای غلبه بر تنش اکسیداتیو در گیاهان به شمار می‌آید در گیاه القاء می‌شود (Foyer and Noctor, 2003). Ariano و همکاران (٢٠٠٥) مشاهده کردند که آنزیم‌های آسکوربات پراکسیداز، پراکسیداز و کاتالاز نقش موازی و مشابهی را در سیستم دفاعی گیاه ایفا می‌کنند. به‌طوری‌که وظیفه آنزیم، سم‌زدایی و تجزیه پراکسید هیدروژن تولید شده در سلول‌ها می‌باشد. آنزیم کاتالاز از سلول‌ها در برابر پراکسید هیدروژن محافظت می‌کند و موجب تجزیه این ماده به آب و اکسیژن می‌گردد. نتایج تحقیقات Movludi و همکاران (٢٠١٤) نشان داد تنش خشکی موجب افزایش فعالیت آنزیم های کاتالاز در جوه بهاره شد.

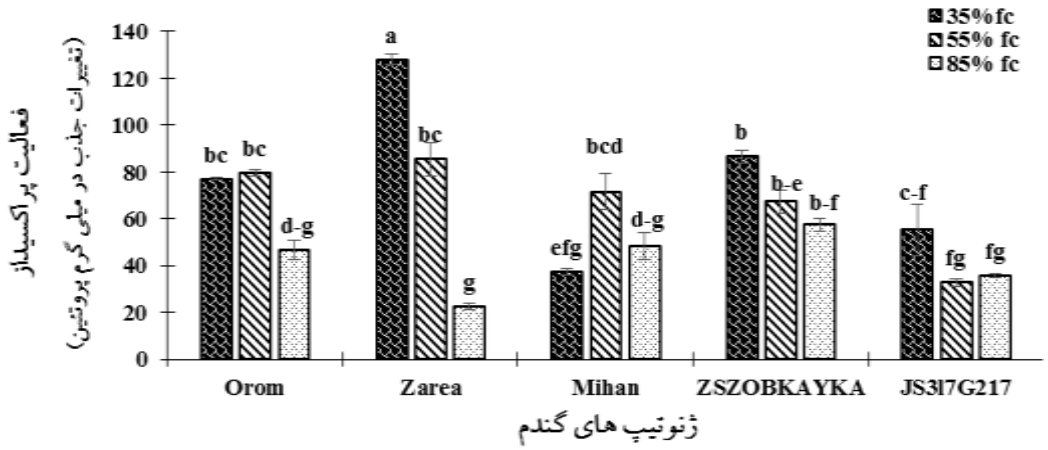
پراکسیداز: فعالیت آنزیم پراکسیدار نیز تحت تأثیر اثرات اصلی و متقابل تنش رطوبتی و ژنوتیپ‌های گندم در سطح ١ درصد قرار گرفت (جدول ٤). تنش رطوبتی بر فعالیت پراکسیداز ژنوتیپ‌های گندم متفاوت بود. بیش‌ترین فعالیت پراکسیداز در شرایط بدون تنش (٨٥٪ ظرفیت زراعی) از ژنوتیپ‌های "ZSZOBKAYKA" و "Orom" و کمترین میزان فعالیت آن نیز در ژنوتیپ "Zarea" مشاهده شد. در شرایط تنش متوسط (٦٠٪ ظرفیت زراعی) از میزان فعالیت آنزیم در ژنوتیپ "JS3l7G217" کاسته شده و با شدیدتر شدن تنش، فعالیت آنزیمی آنها افزایش یافت. این در حالی است که در بقیه ژنوتیپ‌ها فعالیت آنزیم در تمام ژنوتیپ‌ها روند افزایشی بود. بالاترین فعالیت آنزیم ١٣٦/٦ تغییرات جذب در میلی‌گرم پروتئین) در ٣٥٪ ظرفیت زراعی از ژنوتیپ "Zarea" و کمترین فعالیت (٤٢/٥ تغییرات جذب در میلی‌گرم پروتئین) از ژنوتیپ "Mihan" مشاهده شد (شکل ٧).

پراکسیداز یکی دیگر از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت بوده که در اثر افزایش تولید گونه‌های فعال اکسیژن و هیدروژن پراکسید در اثر تنش‌های اکسیداتیو فعالیت آن افزایش پیدا می‌کند (Foyer and Noctor, 2003). فعالیت پراکسیداز بیشتر در دیواره سلولی بوده و موجب تجزیه هیدروژن پراکسید به آب و اکسیژن می‌شود. آنزیم پراکسیداز بیش‌ترین تأثیر غیرمستقیم بر عملکرد کوانتومی را دارد و به عنوان کاتالیزور برای کوئینون‌هایی که از فنل به دست می‌آیند عمل می‌کند. افزایش تنش کم‌آبی موجب افزایش فعالیت آن می‌شود. Jabari و همکاران (٢٠٠٦) در بررسی ارقام گندم تحت تنش شدید کم‌آبی، افزایش فعالیت این آنزیم را گزارش نمودند. Movludi و همکاران (٢٠١٤) نیز بیان نمود فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز، کاتالاز و پلی فنل اکسیداز جو بهاره در اثر کم آبی افزایش می‌یابد.

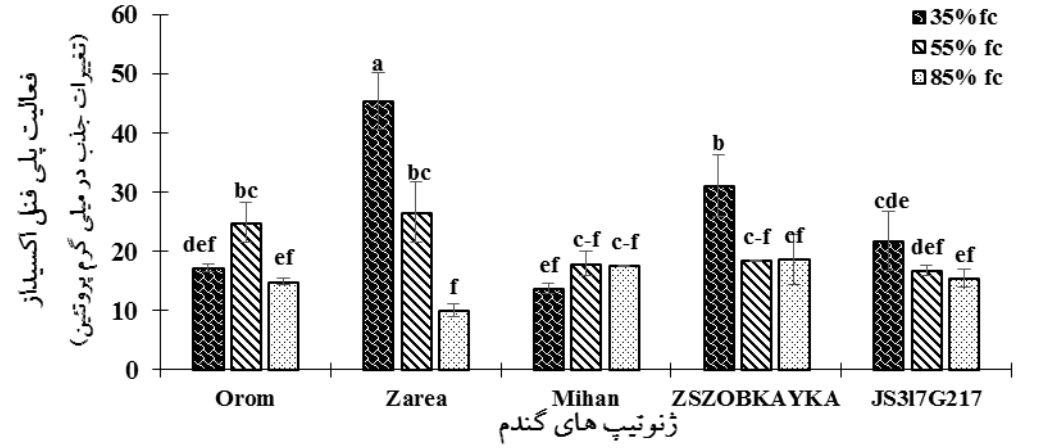
پلی فنل اکسیداز: اثر متقابل تنش رطوبتی در ژنوتیپ بر میزان فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز نیز تأثیرگذار بود (جدول ٤). مقایسه میانگین اثرات متقابل نشان داد، فعالیت پلی فنل اکسیداز در تمام ژنوتیپ‌های گندم افزایش یافت. بیشترین میزان فعالیت این آنزیم (٤٩/٠٦ تغییرات جذب در میلی‌گرم پروتئین) در ژنوتیپ "Zarea" در تنش شدید و کمترین میزان فعالیت (١٠/١١ تغییرات جذب در میلی‌گرم پروتئین) در حالت بدون تنش(٨٥٪ ظرفیت زراعی) در همین ژنوتیپ مشاهده شد (شکل ٧). این نتایج با گزارش‌های Bai و Sui (٢٠٠٦) در مورد فعالیت‌های آنزیم‌های آنتی اکسیدانت تحت خشکی در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]



شکل٦- تغییرات فعالیت آنزیم پراکسیداز در ژنوتیپ‌های مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ٥ درصد است.



شکل٧- تغییرات فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز در ارقام مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ٥ درصد است.

جدول ٤- نتایج تجزیه واریانس صفات اندازه‌گیری شده ژنوتیپ‌های مختلف گندم تحت تنش رطوبتی.

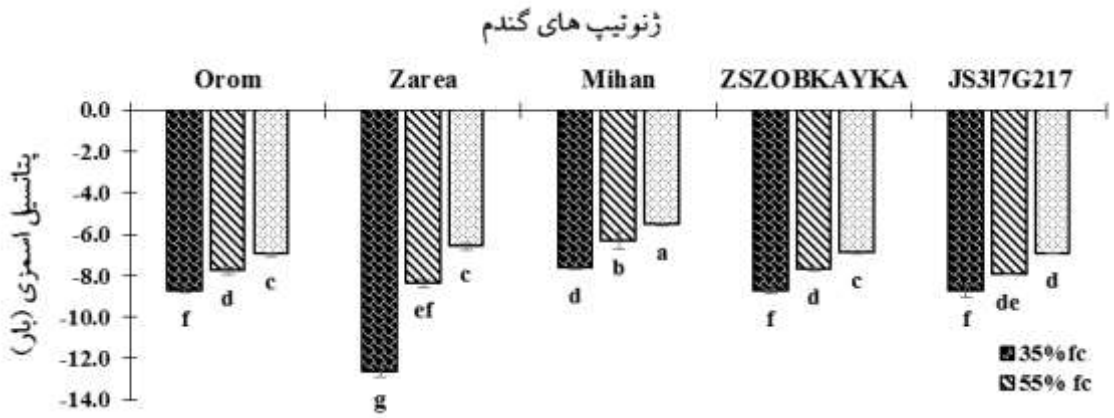
منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		کاتالاز	پراکسیداز	پلی فنل اکسیداز	پتانسیل اسمزی	میزان بیوماس
تنش رطوبتی	۲	۱۰/۰۳^{ns}	۱۸/٤٦**	٤/۳۳۸**	۲۸/٤٦**	۰/۸٥۲**
ژنوتیپ‌های گندم	٤	۷/۷۱^{ns}	۷/۰٦**	۱/۳۷۳**	۸/۲٦**	۰/۱۲٥^{ns}
اثر متقابل	۸	۱٥/۷۰**	٦/۷۳**	۲/۱۱**	۲/۹۰**	۰/۱٦٥^{ns}
خطا	۳۰	۳/٥٤	۱/۰۰٦**	۰/٥۲۹	۰/۰۹۲	۰/۱۳۳
ضریب تغییرات	–	۱٤/۲۸	۱۳/۰۷	۱۱/۹۰	۳/۸۷	۲۷/۳

ns ، *و به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال ٥٪ و ۱٪.**

ذرت و Celina و همکاران (۲۰۰٤) در گندم مطابقت دارد. فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز از تولید بیش از حد اجزای خطی انتقال الکترون در واکنش مهلر جلوگیری می‌کند (Thipyapong *et al.*, 2004).

پتانسیل اسمزی: نتایج تجزیه واریانس نشان داد، اثرات اصلی و متقابل تنش رطوبتی و ژنوتیپ‌های گندم بر پتانسیل

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]



شکل۸- تغییرات پتانسیل اسمزی برگ در ژنوتیپ‌های مختلف گندم در شرایط تنش رطوبتی. حروف نامشابه نشان دهنده تفاوت معنی‌دار آزمون LSD در سطح ۵ درصد است.

اسمزی تاثیر معنی‌دار داشت (جدول ٤). مقایسه میانگین‌ها در شکل ۸ نشان می‌دهد، تنش رطوبتی باعث کاهش مقدار پتانسیل اسمزی گردید. در شرایط بدون تنش ژنوتیپ "Mihan" بالاترین پتانسیل اسمزی و ژنوتیپ "JS3l7G217" کمترین پتانسیل اسمزی را به خود اختصاص داد. با وجود این در شرایط تنش (۳۵٪ ظرفیت زراعی) بالاترین و کمترین پتانسیل اسمزی به ترتیب متعلق به ژنوتیپ "Mihan" و "Zarea" با میانگین‌های۸/۳- و ۱۳/۳- بار بود (شکل ۸).

پتانسیل اسمزی طی تنش کم‌آبی کاهش پیدا کرده کاهش معنی‌دار پتانسیل اسمزی می‌تواند به دلیل از دست دادن آب آزاد سلول‌ها و یا به دلیل وجود سازوکار فعال در جذب و یا تولید املاح کاهش دهنده پتانسیل اسمزی در محیط سلول و یا هر دو آن‌ها باشد. می‌توان این‌گونه نتیجه گرفت که تنش کم-آبی به دلیل کاهش پتانسیل اسمزی گیاه، ظرفیت فتوسنتزی گیاه را برای تولید محصول کاهش داده است. کاهش پتانسیل اسمزی از طریق تجمع املاح در سلول‌های گیاه حاصل شده و با حفظ پتانسیل تورگر سلول‌ها به توسعه سلولی و رشد گیاه در شرایط تنش یک مکانیزیم تحمل خشکی در گیاهان می‌باشد (Bajii *et al.*, 2001). کاهش پتانسیل اسمزی در تنش کم‌آبی در یافته‌های Soliman Amira و همکاران (۲۰۱۱) نیز دیده شده است. با توجه به نتایج تجزیه رگرسیونی موجود در جدول ۵ مشاهده می‌شود در بین متابولیت‌های سازگاری و فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدنت اندازه‌گیری شده در این مطالعه میزان پروتئین و فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز بالاترین ضریب تبیین را با تغییرات پتانسیل اسمزی نشان دادند. بنابراین می‌توان احتمال داد تغییرات پتانسیل اسمزی در طی تنش می تواند در اثر تغییر میزان این دو پارمتر باشد. همچنین مشاهده می‌شود ژنوتیپ "Mihan" که در شرایط تنش شدید بالاترین پتانسیل اسمزی را از خود نشان داد. در شرایط تنش بالاترین میزان پروتئین و کمترین فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز را از خود نشان داد. همچنین مشاهده شد تغییرات تمام متابولیت-های سازگاری و فعالیت آنتی اکسیدنتی با پتانسیل اسمزی معنی‌دار بود تغییرات از نوع درجه دوم بود (جدول ۵).

میزان بیوماس: نتایج تجزیه واریانس نشان داد، میزان بیوماس در سطح ۱ درصد در اثر تنش رطوبتی تغییر معنی‌دار پیدا نمود (جدول ٤). تنش رطوبتی موجب کاهش میزان بیوماس شد، به‌طوری‌که بالاترین مقدار میزان بیوماس در (۸۵٪ ظرفیت زراعی) با میانگین ۲/۷۹ گرم بر بوته و کمترین آن در تنش شدید (۳۵٪ ظرفیت زراعی) با میانگین ۱/۲۱ گرم بر بوته به دست آمد (شکل ۱۰). Mohammadi و همکاران (۲۰۰٦) و Pireivatlou و همکاران (۲۰۱۰) نیز نتایج مشابهی مبنی بر کاهش میزان بیوماس در اثر تنش خشکی گزارش کردند. گلپرور و همکاران (۱۳۸۱) نیز بیان داشتند که بین میزان بیوماس و عملکرد دانه و تعداد سنبله در گیاه رابطه معنی‌دار و مثبت برقرار است. بنابراین با توجه به کاهش میزان بیوماس در اثر تنش خشکی، کاهش عملکرد طبیعی می‌باشد. همچنین با

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

توجه به نتایج موجود در شکل ۱۱ مشاهده می‌شود، بین تغییرات پتانسیل اسمزی و میزان بیوماس یک رابطه خطی وجود دارد. پتانسیل اسمزی طی تنش رطوبتی کاهش یافته که این تغییر می‌تواند به دلیل از دست دادن آب آزاد سلول‌ها و تولید املاح کاهش دهنده پتانسیل اسمزی در محیط سلول و باشد. بنابراین می‌توان این‌گونه نتیجه گرفت که تنش رطوبتی به دلیل کاهش پتانسیل اسمزی گیاه، ظرفیت فتوسنتزی گیاه را برای تولید محصول کاهش داده و موجب کاهش بیوماس می‌گردد. همچنین کاهش پتانسیل اسمزی از طریق تاثیر بر پتانسیل تورگر سلول‌ها بر توسعه سلولی و رشد گیاه تاثیر می‌گزارد (Bajii *et al.*, 2001).

نتیجه‌گیری:

با توجه به نتایج مشاهده می‌شود که تنش رطوبتی بستگی به ژنوتیپ موجب افزایش سنتز پرولین، قندهای محلول و کاهش مقدار لیزین، متیونین و میزان پروتئین می‌شود. همچنین در طی تنش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز افزایش یافت که در نهایت کاهش پتانسیل اسمزی و بیوماس در طی تنش را موجب شده است. در بین متابولیت‌های سازگاری، میزان پروتئین و فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز بالاترین سهم را در تعیین پتانسیل اسمزی نشان دادند که خود این صفت دارای تغییرات خطی با تغییرات بیوماس گندم می‌باشد. در بین ژنوتیپ‌های استفاده شده ژنوتیپ"Mihan" با داشتن بالاترین میزان پروتئین و کمترین فعالیت آنزیم‌های پلی‌فنل اکسیداز در نهایت بالاترین پتانسیل اسمزی را نشان داد، که این می‌تواند به عنوان متحمل‌ترین ژنوتیپ شناخته شود.

منابع:

جباری، ف.، احمدی، ع.، پوستینی، ک.، علیزاده، ه. (۱۳۸۵) بررسی ارتباط فعالیت برخی آنزیم‌های آنتی اکسیدانت با پایدراری غشای سلولی و کلروفیل در ارقام گندم نان مقاوم و حساس به تنش خشکی. مجله علوم کشاورزی ایران. ۳۷ : ۳۱٦–۳۰۷.

رازقی یدک، فرح لقا. (۱۳۸٦) بررسی اثر تنش‌های شوری و خشکی بر فعالیت آنزیم فسفاتاز در بذر ارقام گندم نان در مراحل اولیه جوانه‌زنی. پایان‌نامه کارشناسی ارشد، دانشگاه تهران،

رشیدی، س.، عبادی، ع.، پرمون، ق.، جهانبخش، س. (۱۳۹۳. اثر منبع نیتروژن بر برخی صفات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی لوبیا در شرایط تنش کم‌آبی. فرآیند و کارکرد گیاهی، ۳ : ۱۱۰–۹۸.

طالع احمدی، س.، حداد، ر. (۱۳۸۹) اثر سیلکسیون بر فعالیت آنزیم‌های ضداکسنده و محتوای تنظیم کننده‌های اسمزی در دو ژنوتیپ گندم در شرایط تنش خشکی. مجله له زراعی و نهال و بذر. جلد ۲٦ : ۲۲۵–۲۰۷

علیرضایی، ک.، جهانبخش، س.، رزمجو، ج.، عبادی، ع. (۱۳۹۱) بررسی بیان پروتئین‌های القاء شده تحت اثر زنگ زرد (*Puccinia striiformis* fsp tritici) در ژنوتیپ‌های مقاوم و حساس گندم نان با استفاده از تکنیک الکتروفورز ۲ بعدی. پایان‌نامه کارشناسی ارشد. دانشگاه محقق اردبیلی. ادبیل.

قربانلی، م .، نیکان، م. (۱۳۸٤) بررسی اثر تنش خشکی بر روی میزان قندهای محلول، پروتئین، ترکیبات فنلی و فعالیت آنزیم نیترات ردوکتاز گیاه سویا رقم گرگان. نشریه دانشگاه تربیت معلم دانشگاه آزاد اسلامی واحد گرگان

گلپرور، ا.، قنادها، م. زالی، ع. (۱۳۸۱) تعیین بهترین صفات گزینش برای بهبود عملکرد ژنوتیپ‌های گندم نان در شرایط تنش خشکی. نهال و بذر. ۱۸: ۱۵۵–۱٤٤.

Abbas-Zade, B., Sharifi. A., Abadi, A., Lebaschi, M. H., Naderi, M. and Maghdami, F. (2007) Effect of drought stress on proline, soluble sugars, chlorophyll and relative water content of (*Melissa officinalis* L). Agronomy Journal 23: 504-513.

Al- Rumaih, M. M. and Al- Rumaih, M. M. (2007) Physiological response of two species of datura to uniconazole and salt stress. Journal of Food Agriculture and Environment. 5: 450-453.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

Ariano, S., Bartolomeo, D., Cristos, X. and Andras, M. (2005) Antioxidant defences in Olive tree during drought strees: changes in activity of some antioxidant enzymes. Functional plant Biology. 32:45-53.

Bai, L. P. and Sui, F. G. (2006) Effect of soil drought stress on leaf water status, membrane permeability and enzymatic antioxidant system of maize. Pedosphere Journal. 16:326-332.

Bajii, M., Lutts, S. and Kinet, J. (2001) Water deficit effect on solute contribution toosmotic adjustment as a function of leaf ageing in three wheat cultivars performingdifferently in arid conditions. Plant Science 160: 669-681.

Bates, L. S., Walderen, R. D. and Taere, I. D. (1973) Rapid determination of free proline for water stress studies. Plant and Soil, 39: 205-207.

Bradford, M. M. (1979) A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry. 72: 248-254.

Breusegem, F. V., Vranova, E., Dat, J. F. and Inze, D. (2001) The role of active oxygen species in plant signal transduction. Plant Science 161: 405-414.

Celina, M. L., Gabriela, M. P. and Simon, D. (2004) Drought and CAT gen expression in wheat. Journal Experimental Botany 56:417-423.

Cicek, N. and Cakirlar, H. (2002) The effect of salinity on some physiological parameters in two maize cultivars. Bulgarian Journal of Plant Physiology 28: 66-74.

Davies, M. J. (2005) The oxidative environment and protein damage. Biochimicaet Biophysica Acta 1703: 93-109.

Dehqanzadeh, H., Khajehpour, M. R., Heidari Sharif Abad, H. and Soleimani, A. S. (2008) Effect of limited irrigation on the accumulation of proline, free soluble sugars and potassium in bread wheat cultivars. 10th Iran. Cong Agron. Plant Breed Science .430p.

Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A. and Smith, F. (1956) Colorimetric method for determination of sugars and related substances. Analytical Chemistry 28:350-356.

Feller, R. E., Feller, D. A. and Shepherd, A. D. (1969) Determiation of free lysine and Methionine in Amino acid-Forttified wheat 46: 614-620.

Foyer, C. and Noctor, G. (2003) Reader sensing and signalling associated with reactive oxygen in chloroplasts, peroxisomes and mitochondria. Physiology Plant 119:355-364.

Galili, G., Tang, G., Zhu, X. and Gakiere, B. (2001) Lysine catabolism: a stress and development super-regulated metabolic pathway. Current Opinion in Plant Biology 4:261–266.

Galili, G., Tang, G., Zhu, X. and Gakiere, B. (2001) Lysine catabolism: a stress and development super-regulated metabolic pathway. Current Opinion in Plant Biology 4:261–266.

Ghorbanli, M. and Niakan, M. (2005) Study the effect of drought stress on soluble sugars, protein, Proline, Phenol compounds and reductase enzyme activity in soybean plants cv. Gorgan 3. Tarbiat Moallem University Science Magazin 5: 537-550.

Gunes, A., Inal, A., Adak, M. S., Bagci, E. G., Cicek, N. and Eraslan, F. (2008) Effect of drought stress implemented at pre-or post-anthesis stage on some physiological parameters as screening criteria in chickpea cultivars. Russian Journal Plant Physiology 55: 59- 67.

Jabari, F., Ahmadi, A., Poustini, K. and Alizadeh, H. (2006) Evaluation of some antioxidant enzyme effects on chlorophyll and cell membrane in drought susceptible and tolerant wheat varieties. Iranian Journal Agriculther Science 37:307-316.

Janardhan, K. V. and Krishnamorthy, V. (1975) A rapid method for determination of osmotic potential of plant cell Current Science 44: 390-391

Jose, M., Mates eristinaperez, G. (1999) Antioxidant Enzmes and Human Disease chemical Biochemistry 32: 595-603.

Karo, M. and Mishra, D. (1976) Catalase, peroxidase and polyphenol oxidase activity during rice leaf senescence. Plant Physiology 57: 315-319.

KaviKishor, P. B., Sangam, S., Amrutha, R. N., Sri Laxmi, P., Naidu, K. R. and Rao, K. (2005) Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: Its implications in plant growth and abiotic stress tolerance. Current Science 88: 424-438.

Korotaeva, N., Borovskii, G. B. and Voinikov, V. K. (2003) Maize seedlings Accumulate SmHsPs in response to water stress. Field Crop Science 97: 291-298.

Leinhose, N. and Beragman, V. H. (1995). Changes in the yield lignin content and protein pattern of barley induced by drought stress. Angewandte- Batanik 69: 206-210.

Martin-Tanguy, J. (2001). Metabolism and function of polyamines in plants. Recent development (new approaches). Plant Growth Regulation 34:135-148.

Mohammadi, A., Majidi, E, Bihamta, M. R., Heidari, B. and Sharifabadi, H. (2006) Evaluation of drought stress on agromorphological characteristics in some wheat cultivars. Crop Scince 73: 184-192.

Moran, J. F., Becana, M., Ormaetxe, I. I., Frechilla, S. L., Klucase, R. V. and Tejo, D. A. (1994) Drought induces oxidative stress in pea plants. Plant Science 194: 346-352.

Movludi, A., Ebadi, A., Jahanbakhsh, S., Davari, M., Parmoon, GH. (2014) The effect of water deficit and nitrogen on

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]

the antioxidant enzymes activity and quantum yield of barley (*Hordeum vulgare* L.). Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca: 42:398-404.

Munnes, R., Tester, M. (2008) Mechanisms of salinity toleramce. Annual Review of Plant Biology 59: 651-681.

Nilsen, E.T. and Orcutt, D. M. (1996) Physiologhy of plant under stress (*Arabic factors*). Johan wiely and sons. New York.

Pang, X. M., Zhang, Z. Y., Wen, X. P., Ban, Y. and Moriguchi, T. (2007) Polyamines, allpurpose players in response to environment stresses in plants function of polyamines in plants: recent development (new approaches). Plant Growth Regulation 34: 135-148.

Patger, M., Bragato, C. and Brix, H. (2005) Tolerance and physiological responses of phragmites australis to water deficit. Aquatic Botony 81: 285-299.

Paul, E. V. and Robert, E. S. (1999) Proline accumulation in maize primery roots at low water potentials. II. Metabolic source of incread prolin deposition in the elongation zone. Plant Physiology 119:1349-1360.

Pireivatlou, A.S., Dehdar Masjedlou, B. and Ramiz, T.A. (2010) Evaluation ofb yield potential and stress adaptive trit in wheat genotypes under post anthesis drought stress. Crop Science 93: 55-72.

Ranjan, R., Bohra, S. P. and Jeet, A. M. (2001) Book of plant senescence. Jodhpur, pp. 18-42. Agrobios New York

Riahinia, S. H., Khazaei, H. R., Kafi, M. and Nezami, A. (2013) Effects of water stress and nitrogen levels on relative water content, chlorophyll fluorescence and membrane stability index in grain sorghum (*Sorghum bicolor* L.). Research on Crops 14: 88-94.

Silveira, J. A. G., Sandro, S. A. M., Lima, J. P. M. S. and Viégas, R. A. (2009) Roots and leaves display contrasting osmotic adjustment mechanisms in response to NaCl-salinity in Atriplex nummularia. Environmental and Experimental Botany 66: 1-8.

Soliman Amira, Sh., Shanan, N., Massoud, T., Osama, N. and Swelim, D. M. (2011) Improving salinity tolerance of (Acacia saligna) Plant by arbuscular mycorrhizal fungi and Rhizobium inoculation. African Journal of Biotechnology 11: 1259-1266 pp.

Sudhakar, C., Lakshmi, A. and Giridara kumar, S., (2001) Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Mours alba* L.) under NaCl salinity. Plant Science 167: 613-619.

Thipyapong, P., Melkonian, J., Wolfe, D. W. and Steffens, J. C. (2004) Suppression of polyphenol oxidases increases stress tolerance in tomato. Plant Science 167: 693–703.

Turkan, I. (2011) Plant responses to drought and salinity stress, Development in a post-Genomic era. Advances in Botanical Research 593p.

Yang, J., Zhang, J., Hung, Z., Zhu, Q. and Wang, L. (2000) Remobilization of carbon reserves is improved by controlled soil drying during grain filling of wheat. Crop Science 40: 1645-1655.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-07-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1396.6.19.4.2]