



دانشگاه املان
دانشکده علوم کشاورزی

تحقیقات غلات

سال چهارم/ شماره اول/ ۱۳۹۳ (۱۳-۲۵)

بررسی برخی از ساز و کارهای تحمل به تنش کم آبی در ژنوتیپ‌های گندم نان (*Triticum aestivum* L.)

حوریه توکلی حسنکلو^۱، علی عبادی^{۲*} و سودابه جهانبخش^۳

۲، ۱ و ۳- به ترتیب دانشجوی کارشناسی ارشد، دانشیار و استادیار گروه زراعت و اصلاح نباتات دانشکده کشاورزی دانشگاه محقق اردبیلی

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۲/۸/۷ - تاریخ پذیرش: ۱۳۹۲/۱۲/۱۲)

چکیده

به منظور بررسی برخی ویژگی‌های فیزیولوژیک تحمل به تنش کم آبی در ژنوتیپ‌های گندم نان، آزمایشی گلدانی به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در سال ۱۳۹۱ در گلخانه تحقیقاتی و آزمایشگاه دانشکده علوم کشاورزی دانشگاه محقق اردبیلی اجرا شد. فاکتورهای آزمایش شامل سه سطح تنش کم آبی (۳۵، ۶۰ و ۸۵ درصد ظرفیت زراعی) و پنج ژنوتیپ گندم نان (C-88D-7، C-88D-17، C-88D-19، C88D-20 و رقم میهن) بودند. نتایج آزمایش نشان داد که در اکثر ژنوتیپ‌ها با افزایش شدت تنش کم آبی، مقاومت روزنه‌ای، میزان پرولین و قندهای محلول به طور معنی‌داری افزایش یافته و با تشدید تنش در ژنوتیپ‌های مورد بررسی کاهش پایداری غشا، پتانسیل اسمزی، میزان اسیدهای آمینه لیزین و متیونین و عملکرد کوانتومی فتوسیستم ۲ مشاهده شد. به نظر می‌رسد که افزایش تجزیه لیزین و متیونین در اثر تنش، منجر به افزایش سنتر پرولین در جهت افزایش تنظیم اسمزی تنش شده باشد. در این آزمایش ژنوتیپ C-88D-17 کمترین کاهش زیست توده را طی تنش نشان داد که ممکن است به دلیل افزایش مقاومت روزنه‌ای، پایداری غشا و کاهش میزان پتانسیل اسمزی در شرایط تنش شدید باشد. رقم میهن نیز بیشترین میزان پرولین و قند محلول را تولید کرده و مقاومت مناسبی نسبت به تنش کم آبی نشان داد، به طوری که زیست توده آن کمتر تحت تأثیر تنش قرار گرفت. با توجه به این نتایج می‌توان رقم میهن و ژنوتیپ C-88D-17 را ژنوتیپ‌های متحمل و ژنوتیپ‌های C-88D-19 و C-88D-7 را نیمه متحمل نسبت به تنش کم آبی معرفی کرد. همچنین، از آنجایی که ژنوتیپ C-88D-20 کمترین تجمع پرولین و زیست توده را نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها تحت شرایط تنش داشت و کاهش انباشت قندهای محلول در آن مشاهده شد، به نظر می‌رسد این ژنوتیپ نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها حساس‌تر به تنش کمبود آب باشد.

واژه‌های کلیدی: پایداری غشا، پرولین، عملکرد کوانتوم، لیزین، متیونین، مقاومت روزنه‌ای

مقدمه

کارآیی مصرف آب مرتبط می‌باشد (Mohammadi and Farshadfar., 2003). در گیاهانی که در معرض کم‌آبی قرار می‌گیرند، تجمع پرولین تنها نتیجه تنش نیست، بلکه قسمتی از سیستم دفاعی متابولیک بر علیه تنش‌های غیرزنده می‌باشد (Turkan, 2011). منوساکاریدها نیز نقش اصلی در پاسخ اولیه به کم‌آبی و شوری را بر عهده دارند. علاوه بر این، تجمع قندها در گیاهان تحت تنش کم‌آبی و شوری سیگنالی در ژنوتیپ‌های حساس برای بهبود مقاومت به کم‌آبی و شوری بوده و محتوای قندهای محلول ممکن است روش موثری در انتخاب گونه‌های مقاوم به کم‌آبی و شوری باشد (Kerepesi, 1998). افزایش قندهای محلول می‌تواند سیالیت غشاها و حالت هیدراته پروتئین‌ها را حفظ کرده و از این‌رو ساختارهای آنرا پایدار کند (Ghorbanli and Niakan., 2005). ممنوعی و سید شریفی (Mamnoei and Seyed Sharifi, 2010) افزایش میزان انباشت پرولین در ژنوتیپ‌های متحمل به کم‌آبی را نسبت به ژنوتیپ‌های حساس گزارش کردند. غشای سلولی اولین مکانی است که در تنش‌های محیطی آسیب می‌بیند. تنش موجب تغییراتی در پایداری غشا و تراوایی آن شده (Hoque and Arima, 2000) و آسیب غشا علاوه بر تأثیر مستقیم بر نفوذپذیری انتخابی آن، گرادیان الکتروشیمیایی لازم جهت سنتز ATP را در کلروپلاست و میتوکندری متأثر می‌سازد. پایداری غشای سلولی تحت تأثیر تنش کم‌آبی و گرما کاهش یافته و در صورت قرار گرفتن برگ در یک محیط آبی، مواد محلول از سلول‌های آن تراوش می‌یابد و بنابراین پایداری غشا به وسیله ارزیابی میزان تراوش یون‌ها از آن تعیین می‌شود (Sairamet al., 2002). سینگ و همکاران (Singhet al., 1992) با بررسی پایداری غشای سلولی تحت تنش خشکی در گیاهچه‌های ۹ ژنوتیپ گندم دریافتند که گیاهچه‌های تحت آبیاری در شرایط گلخانه‌ای با ژنوتیپ‌های تحت تنش خشکی در شرایط مزرعه‌ای، همبستگی داشته و درصد کاهش عملکرد با میزان خسارت به غشای سلولی مرتبط می‌باشد. با وقوع تنش، مقاومت روزنه‌ای برای کاهش تلفات آب افزایش می‌یابد. بسته شدن کامل روزنه‌ها آخرین واکنش گیاه برای ممانعت از مرگ سلولی در اثر کمبود آب است که از طریق تجمع ABA در سلول‌های محافظ روزنه انجام می‌شود (Raschke, 1976). پارامتر فلورسانس کلروفیل نیز برای

گندم مهم‌ترین غله‌ای است که در سطح وسیعی از زمین‌های کشاورزی دنیا کشت می‌شود (Khodabande, 1998). گیاهان در اغلب مناطق خشک جهان، کم و بیش با تنش رطوبتی مواجه می‌شوند. اکثر تنش‌ها مانند تنش شوری، سرمازدگی و یخ‌زدگی، همراه با از دست رفتن آب بافت، منجر به تنش کم آبی در گیاهان می‌شوند (Kafi et al., 2000)، که بر فعالیت فیزیولوژیک آن‌ها تأثیرگذار است (Hanson et al., 1986). در شرایط تنش کم‌آبی انواع اکسیژن فعال (Reactive Oxygen Species) تولید شده که اثرات سمی آن منجر به پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء، تخریب اسیدهای نوکلئیک و تخریب پروتئین‌ها می‌شود. پروتئین‌ها در برابر آسیب‌های شیمیایی ناشی از انواع اکسیژن فعال حساس بوده و نتایج پژوهش‌ها نشان می‌دهد، که اسیدهای آمینه با گونه‌های اکسیژن فعال واکنش می‌دهند. اسید آمینه متیونین به تنش اکسیداتیو بسیار حساس بوده و اکسایش متیونین به متیونین سولفواکسید (MetSO) منجر به تغییر فعالیت آن و تشکیل بسیاری از پروتئین‌ها می‌شود (Davies, 2005). لیزین نیز یکی از اسید آمینه‌های ضروری برای گیاهان است که میزان سنتز آن در برخی از بافت‌های گیاهی و تحت تأثیر تنش تا حدود زیادی تنظیم می‌شود (Galili et al., 2001). مسیر بیوسنتز اسید آمینه‌های ضروری لیزین، متیونین و ایزولوسین در گیاهان وابسته به بیوسنتز اسید آمینه‌های خانواده آسپاراتات بوده و با این گروه از اسیدهای آمینه پیش ماده مشترکی دارد (Azevedo et al., 1997). لیزین به طور مؤثری گلوتامات و چند متابولیت مرتبط با تنش را توسط ساز و کارهای تنظیم سوخت و ساز کاتابولیز می‌کند. این احتمال وجود دارد که سوخت و ساز لیزین فرآیندهای مختلف گیاهی را از طریق این گیرنده‌ها تنظیم کند (Galili et al., 2001). پژوهش‌های علیرضایی و همکاران (Alirezaie et al., 2012) روی دو رقم گندم نشان داد که میزان اسید آمینه‌های لیزین و متیونین تحت تأثیر تنش اکسیداتیو حاصل از بیماری زنگ زرد کاهش یافت. تحمل کم آبی می‌تواند حاصل ترکیبی از صفات مورفولوژیک و فیزیولوژیک باشد که با محتوای آب نسبی برگ، فلورسانس کلروفیل، تنظیم اسمزی، تجمع پرولین و اسید آبسزیک و پارامترهای دیگر مانند تبادل روزنه‌ای و

سپس ۰/۳ گرم از نمونه برگی توزین و سه مرتبه با آب مقطر، شستشو شد تا سطح آن‌ها شسته شود. نمونه‌های جفتی از این قطعه‌ها در لوله‌های آزمایش حاوی ۲۵ میلی‌لیتر آب مقطر (شاهد) و ۲۵ میلی‌لیتر پلی‌اتیلن گلیکول (PEG 6000) به مدت ۲۴ ساعت در انکوباتور و در دمای ۱۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. بعد از این مدت، مایع لوله‌ها خالی و نمونه‌ها سه مرتبه با آب مقطر شستشو شد. سپس، نمونه‌های شاهد و تیمار شده با پلی اتیلن گلیکول ۶۰۰۰ به مدت ۲۴ ساعت درون ۲۵ میلی‌لیتر آب مقطر قرار گرفت. پس از سپری شدن زمان تعیین شده، هدایت الکتریکی اندازه‌گیری و سپس نمونه‌ها به مدت ۱۵ دقیقه در فشار یک اتمسفر اتوکلاو شد. بعد از اتوکلاو، هدایت الکتریکی برای بار دوم اندازه‌گیری شد. برای محاسبه پایداری غشا از رابطه ۱ استفاده شد:

$$CMS = 1 - (1 - T_1/T_2)/(1 - C_1/C_2) \times 100 \quad (1)$$

که در آن CMS پایداری غشا، C و T به ترتیب هدایت الکتریکی تیمار پلی‌اتیلن گلیکول و شاهد و زیرنویس یک و دو به ترتیب هدایت الکتریکی اولیه و نهایی هستند (Saneoka et al., 2004).

پتانسیل اسمزی بر اساس هدایت الکتریکی تعیین شد (Janardhan and Krishnamorthy, 1975). به این ترتیب که یک گرم بافت تازه برگ توزین و له شد و با آب مقطر به حجم ۲۵ میلی‌لیتر رسانده شد و EC آن در دمای ۲۵ درجه سلسیوس قرائت شد. محتوای آب یک گرم دیگر از برگ‌های نمونه هم با قرار دادن در آن در دمای ۷۵ درجه سلسیوس به مدت ۲۴ ساعت به دست آمد. پتانسیل اسمزی با روابط ۲ و ۳ محاسبه شد:

$$DF = \frac{g \times 25}{\text{مقدار آب در موجود یک گرم بافت برگی}} \quad (2)$$

$$OP = \frac{EC (25^\circ) \times 0.36 \times df}{0.987} \quad (3)$$

DF فاکتور رقیق سازی، Op پتانسیل اسمزی بر حسب بار و EC هدایت الکتریکی بر حسب میلی‌موس بر سانتی‌متر می‌باشد.

اندازه‌گیری پرولین از جوان‌ترین برگ‌ها با استفاده از روش بیتز و همکاران (Bates et al., 1973) انجام گرفت. به این صورت که مقدار ۰/۱ g بافت برگی در دو میلی‌لیتر سولفوسالسیلیک اسید ۳/۳ درصد سائیده شده و با

ارزیابی میزان تأثیر تنش کم‌آبی بر سیستم فتوسنتزی گیاه کاربرد دارد. فلورسانس کلروفیل می‌تواند اطلاعات مفیدی در مورد فتوسیستم II ارایه دهد (Fracheboud, 2006). در پژوهش‌های پیشین کمترین میزان عملکرد کوانتومی فتوسیستم دو تحت تأثیر تنش شدید مشاهده شده است (Arous et al., 1998). در ژنوتیپ‌های مختلف کاهش عملکرد کوانتومی و تغییرات فلورسانس به عنوان معیاری از درجه تحمل و مقاومت به تنش مورد استفاده قرار گرفته است (Eshghizade and Ehsanzadeh, 2009). هدف از این پژوهش ارزیابی تغییرات صفات فیزیولوژیک مرتبط با تنش کم‌آبی در ژنوتیپ‌های مختلف گندم به منظور سنجش میزان تحمل این ژنوتیپ‌ها به شرایط تنش کم‌آبی و تعیین ساز و کارهای مقاومت به کم‌آبی بود.

مواد و روش‌ها

به منظور بررسی واکنش ژنوتیپ‌های گندم نسبت به تنش کم‌آبی، آزمایش گلدنای به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در گلخانه و آزمایشگاه تحقیقاتی دانشکده علوم کشاورزی دانشگاه محقق اردبیلی در سال ۱۳۹۱ اجرا شد. بذره‌های ژنوتیپ‌های گندم درون گلدان‌هایی با گنجایش ۱۰ کیلوگرم در گلخانه و تحت شرایط میانگین ۱۴ ساعت روشنایی و ۱۰ ساعت تاریکی و دمای روزانه ۲۸±۰/۵ و دمای شبانه ۱۶ درجه سلسیوس کشت شد. تیمارهای آزمایشی شامل تنش کم‌آبی در سه سطح (۸۵، ۶۰ و ۳۵ درصد ظرفیت زراعی) و ۵ ژنوتیپ گندم (C88D-20, C88D-19, C-88D-17, C-88D7) و رقم میهن) بودند. تنش کم‌آبی در مرحله گیاهچه‌ای بر اساس ظرفیت زراعی (FC) با روش وزنی تعیین شد و تیمارهای تنش بر حسب درصد‌های ظرفیت زراعی با توزین روزانه گلدان‌ها اعمال شد و در طی ۲۴ تا ۳۶ ساعت بعد از قرار گرفتن گیاه در تنش مورد نظر، اندازه‌گیری‌های گلخانه‌ای و نمونه‌برداری برای ارزیابی صفات صورت گرفت. کود مورد نیاز نیز بر اساس آزمون تجزیه خاک تأمین شد. نتایج آزمون تجزیه خاک در جدول ۱ ارایه شده است.

برای تعیین پایداری غشا انتهایی‌ترین برگ توسعه یافته انتخاب و در داخل یخ به آزمایشگاه منتقل شد.

جدول ۱- مشخصات خاک مورد استفاده در آزمایش

Table 1. Soil properties in experiment

خواص فیزیکی شیمی خاک									
لوم	شن	سیلت	رس	پتاسیم	فسفر	نیتروژن	کربن آلی	شوری	
Loam	Gravel	Silt	Clay	Potassium (mg/kg)	Phosphorus (mg/kg)	Nitrogen (%)	Organic carbon	pH	Salt (ds.m ⁻¹)
0	84%	14%	2%	170	8.5	0.06	0.62	7.88	0.625

سانتریفیوژ شد. از محلول روشن‌آور (supernatant) حاصل برای اندازه‌گیری لیزین و متیونین استفاده شد. جهت اندازه‌گیری لیزین، ۴۰۰ میکرولیتر محلول روشن‌آور با گلیسرول (۵۰ درصد)، بافر فسفات و نین هیدرین مخلوط شد. سپس در آب جوش ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده گرفت. میزان جذب در ۵۷۰ نانومتر قرائت شد. برای اندازه‌گیری متیونین به عصاره استخراج شده در قسمت بالا، سدیم هیدروکسید (۵ نرمال)، محلول گلیسین آبدار (۵۰ درصد)، محلول سدیم نیتروفری سیانید آبدار (۱ درصد و هیدروکلریک اسید (۱:۱) اضافه شد و میزان جذب در ۵۱۰ نانومتر اندازه‌گیری شد (Losaket *al.*, 2010).

تجزیه و تحلیل داده‌ها با استفاده از نرم افزار SAS، مقایسه میانگین‌ها با استفاده از آزمون LSD در سطح احتمال ۵٪ انجام شد.

نتایج و بحث

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که اثر تنش کم‌آبی، ژنوتیپ و اثر متقابل آنها بر مقاومت روزنه‌ای معنی‌دار بود (جدول ۲). مقایسه میانگین‌های اثر متقابل تیمارهای آزمایشی نشان داد که حداکثر مقاومت روزنه‌ای (۶۷/۹) متر مربع در ثانیه بر مول) در ژنوتیپ C-88D-17 تحت شرایط رطوبتی ۳۵٪ ظرفیت زراعی مشاهده شد و حداقل مقاومت روزنه‌ای (۵۸/۸) متر مربع در ثانیه بر مول (۲۸) به رقم میهن تحت شرایط رطوبتی ۸۵ درصد ظرفیت زراعی اختصاص یافت (شکل ۱، A).

افزایش مقاومت روزنه‌ای ژنوتیپ‌ها در شرایط تنش در مقایسه با شرایط بدون تنش می‌تواند به افزایش تجمع ABA در آپوپلاست سلول‌های محافظ روزنه نسبت داد که به کاهش میزان تلفات آب می‌انجامد (Raschke, 1976). همبستگی بین مقاومت روزنه‌ای و عملکرد کوانتوم مثبت و معنی‌دار بود در حالی که بین لیزین، پتانسیل اسمزی و مقاومت روزنه‌ای همبستگی منفی وجود داشت

سرعت ۴۰۰۰ دور در دقیقه در دمای چهار درجه سلسیوس به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ شد. سپس از عصاره حاصل برای اندازه‌گیری پرولین استفاده شد. جذب در دستگاه اسپکتروفتومتری با طول موج ۵۲۰ نانومتر قرائت شد.

برای اندازه‌گیری میزان کربوهیدرات، ابتدا عصاره الکلی از برگ‌ها تهیه شد. بدین صورت که، ابتدا ۰/۵ گرم از بافت برگ‌های نگهداری شده در یخچال ۷۰- درجه سانتی-گراد برداشته و در هاون چینی کاملاً هموزن شد. سپس پنج میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد به آن اضافه و به لوله آزمایش درب‌دار منتقل شده و به مدت ۳۰ ثانیه ورتکس شد. مایع رویی جدا و به لوله‌ی دیگری منتقل شده و سپس دو بار و در هر بار پنج میلی‌لیتر اتانول ۷۰ درصد به بخش جامد باقی‌مانده اضافه و کاملاً شستشو شد و بخش مایع رویی به لوله آزمایش منتقل شده و در نهایت ۱۵ میلی‌لیتر از عصاره به دست آمد. عصاره‌ی حاصل، به مدت ۱۵ دقیقه با سرعت ۳۵۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. از روشن‌آور برای سنجش قند محلول استفاده شد (Omokolo *et al.*, 1996). میزان جذب در طول موج ۶۲۵ نانومتر با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتری اندازه‌گیری شد.

میزان فلورسانس حداکثر (F_m)، فلورسانس اولیه (F₀) و فلورسانس متغیر (F_v) در انتهای‌ترین برگ کاملاً توسعه یافته به وسیله دستگاه فلورومتر (Chlorophyll Fluorometer) مدل OS-30-Optic Science-USA انجام گرفت و از داده‌های حاصل برای ارزیابی میزان عملکرد کوانتوم میفتوسیسستم II (F_v/F_m) و به کمرباطه ۴ استفاده شد.

$$\Phi_{II} = (F_m - F_0) / F_m = F_v / F_m \quad (4)$$

برای استخراج اسیدهای آمینه لیزین و میتونین در گیاهچه‌های گندم نمونه‌های برگ‌ی در هاون به همراه اسید هیدروکلریک ۰/۱ درصد خوب سائیده و سپس

جدول ۲- تجزیه واریانس تاثیر تنش کم آبی بر مقاومت روزنه‌ای، پایداری غشاء و پتانسیل اسمزی در ژنوتیپ‌های گندم
Table 2. Analysis of variance effects of water deficit on stomatal conductance, membrane stability and osmotic potential in wheat genotypes

Source of variation	منابع تغییر	درجه آزادی df	میانگین مربعات (MS)							
			مقاومت روزنه‌ای Stomatal conductance	پایداری غشاء Membrane stability	پروлін Proline	قند محلول Soluble sugar	متیونین Methionin	لیزین Lysin	عملکرد کوانتومی Quantum yield	زیست توده Drymatter
Water stress (S)	کم آبی	2	1560**	3972**	7.34**	0.129**	0.00068**	0.057**	0.056**	0.465**
Genotype (G)	ژنوتیپ	4	619**	94 ^{ns}	1.25**	0.131**	0.00029**	0.011**	0.0084*	0.079*
	S×G	8	160*	205*	0.46**	0.063**	0.00009**	0.007**	0.0252**	0.0177 ^{ns}
Error	خطای آزمایش	30	67	49	0.015	0.0028	0.0000018	0.0005	0.003	0.0217
CV (%)	ضریب تغییرات (%)	-	18	9.72	11.32	7.75	5.51	13	9.34	23.18

ns, * and ** Non-significant and significant at 5% and 1% probability levels, respectively.

ns, * and ** به ترتیب غیرمعنی دار و معنی دار در سطح احتمال ۵٪ و ۱٪.

جدول ۳- همبستگی بین صفات گیاهی مورد مطالعه در ژنوتیپ‌های گندم تحت تاثیر تیمار تنش کم آبی
Table 3. Correlation between plant characteristics in wheat genotypes in water stress treatment

Traits	صفات	متیونین Methionin	لیزین Lysin	کوانتومی Quantum yield	کارایی کوانتومی Quantum yield	پتانسیل اسمزی Osmotic potential	مقاومت روزنه‌ای Stomatal conductance	پایداری غشاء membrane stability	قند محلول Soluble sugar	پروлін Proline	بیوماس Biomass
Methionin	متیونین	1									
Lysin	لیزین	0.565**	1								
Quantum yield	کارایی کوانتومی	0.319*	0.638**	1							
Osmotic potential	پتانسیل اسمزی	-0.125	0.336*	0.185	1						
Stomatal conductance	مقاومت روزنه‌ای	-0.275	-0.437**	0.327*	-0.350**	1					
Membrane stability	پایداری غشاء	0.05	-0.141	-0.234	-0.173	0.23	1				
Soluble sugar	قند محلول	-0.449**	-0.396**	-0.153	-0.009	0.196	-0.443**	1			
Proline	پروлін	0.492*	-0.496*	-0.327*	0.031	0.256	0.064	0.504**	1		
Biomass	بیوماس	0.225	0.583**	0.474**	0.208	-0.417**	-0.368*	-0.245	-0.346*	1	

* and ** Significant at 5% and 1% probability levels, respectively.

* و ** به ترتیب معنی دار در سطح احتمال ۵٪ و ۱٪.

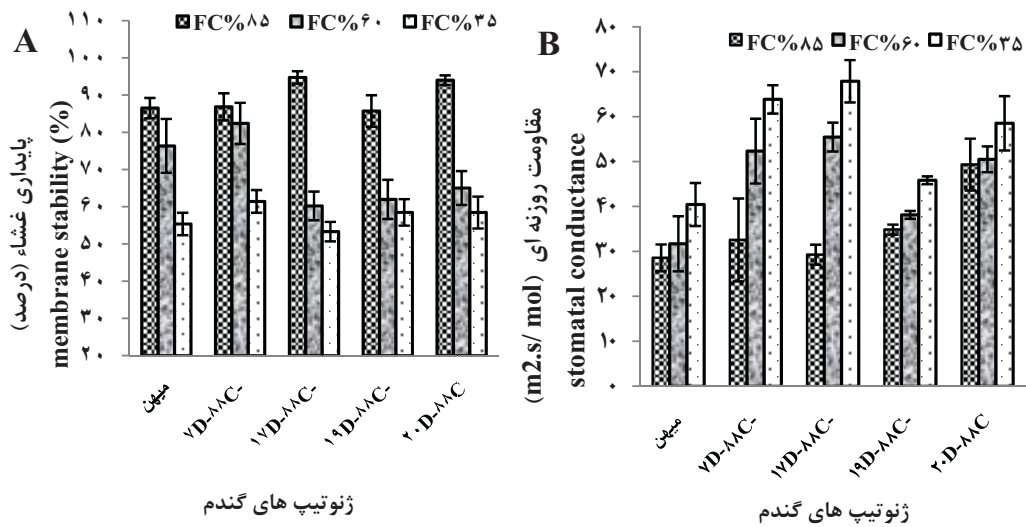
(Farooq *et al.*, 2009) و به افزایش نشتی غشا کمک کرده است. پرولین توانایی واکنش مستقیم با رادیکال هیدروکسیل را داشته و به پایداری غشاءها کمک می‌کند (Sairam *et al.*, 2002)، زیرا در طی تنش اسمزی پرولین به حذف اکسیژن منفرد کمک کرده و می‌تواند آسیب‌های ناشی از ROS مانند پراکسیداسیون لیپید در گیاهان مختلف را کاهش دهد (Hong *et al.*, 2000). کاهش پایداری غشاء و همبستگی غیرمعنی‌دار آن با پرولین (جدول ۳) را می‌توان به ناکافی بودن اثرات پرولین در کاهش آسیب‌های تنش کم آبی در غشاء نسبت داد.

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که اثر متقابل تنش کم آبی و ژنوتیپ بر پتانسیل اسمزی معنی‌دار بود (جدول ۲). پتانسیل اسمزی در اثر تنش کم آبی در ژنوتیپ‌های مختلف کاهش یافت. مقایسه میانگین‌های مربوط به اثر متقابل تیمارهای آزمایشی نشان داد که ژنوتیپ C-88D-17 دارای کمترین میزان پتانسیل اسمزی (۱۴/۰۹- مگاپاسکال) در شرایط تنش شدید (۳۵ درصد ظرفیت زراعی) بود. در حالی که بیشترین میزان پتانسیل اسمزی (۶/۸۲۳- مگاپاسکال) در رقم میهن و در سطح شاهد (۸۵ درصد ظرفیت زراعی) بدست آمد (شکل ۲). تنظیم اسمزی مکانیزمی برای حفظ روابط آبی در تنش اسمزی بوده (Farooq *et al.*, 2009) و فشار آماس بالای سلول‌ها برای انجام فعالیت‌های مهم فیزیولوژیک از جمله رشد سلول‌ها و حرکات روزنه‌ای ضروری می‌باشد. گیاه مقاوم به تنش کم آبی قادر است پتانسیل آماس سلول‌ها را حفظ نماید (Hanson *et al.*, 1986)، بنابراین شدت تنظیم اسمزی به رقم و مقدار کاهش پتانسیل آب برگ بستگی دارد (Morgan, 1984). همبستگی مقاومت روزنه‌ای و پتانسیل اسمزی منفی و معنی‌دار بود (جدول ۳) که نشان می‌دهد گیاه برای مقابله سریع با تنش باید روزنه‌های خود را مسدود نماید تا فرصتی برای انباشت متابولیت‌های سازگاری نظیر پرولین و قندهای محلول برای تنظیم اسمزی فراهم شود. مسلماً بعد از موفقیت گیاه در تنظیم اسمزی که به حفظ پتانسیل آماس می‌انجامد بتدریج به گشودن روزنه‌ها و کربن گیری اقدام می‌کند.

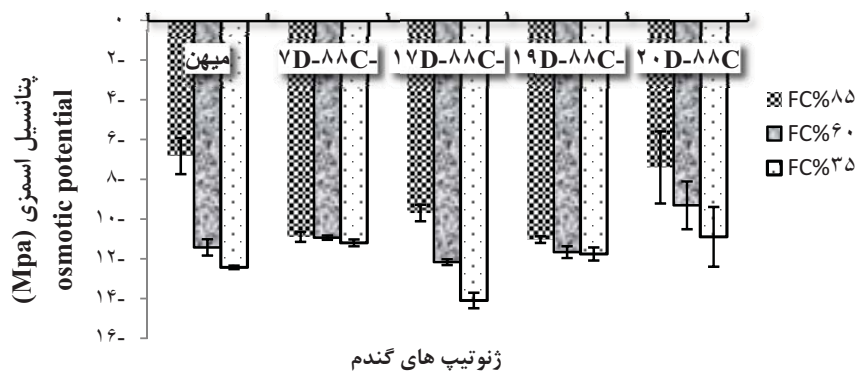
نتایج تجزیه واریانس نشان داد که اثر متقابل کم آبی و ژنوتیپ بر میزان پرولین معنی‌دار بود (جدول ۲) به طوری که بیشترین میزان این اسمولیت در رقم میهن تحت تنش شدید (۳۵ درصد ظرفیت زراعی) مشاهده شد و در این

(جدول ۳). از آنجایی که سازوکارهایی مانند گلوکاتینون آسکوربات نیز از طریق مصرف NADPH+H از بلوکه شدن زنجیره انتقال الکترون غیرگردشی جلوگیری می‌کند، چنین ساز و کارهایی می‌تواند به بالا نگه داشتن کارایی کوانتومی فتوسیستم دو منجر شود. با این حال افزایش مقاومت روزنه‌ای در مراحل اولیه تنش کم آبی، از مهم‌ترین عوامل مرتبط با توقف فتوسنتز بوده (Kramer, 1983) به طوری که بسته شدن روزنه‌ها از ورود دی اکسید کربن به برگ جلوگیری کرده و موجب کاهش انتشار دی اکسید کربن به فضای بین سلولی می‌شود که از عوامل کاهش فتوسنتز و رشد گیاه می‌باشد (Abbasi *et al.*, 2009). برای شناسایی و انتخاب ارقام پرمحصول و مقاوم به کم آبی، می‌توان از توانایی هدایت روزنه‌ای استفاده کرد (Kramer, 1983). تغییرات پتانسیل اسمزی (شکل ۱B)، پرولین و قندهای محلول (شکل ۳A و B) نشان می‌دهد که در شرایط تنش رقم میهن و ژنوتیپ C88D-19 از تنظیم اسمزی قابل توجهی نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها بهره‌مند بوده و در اثر تشدید تنش مقاومت روزنه‌ای کمتری (هدایت روزنه‌ای بیشتر) داشتند. در حالی که ممکن است سایر ژنوتیپ‌ها با استفاده از ساز و کار کاهش هدایت روزنه‌ای، از اتلاف آب ناشی از باز بودن روزنه‌ها کاسته باشند. از نظر بلوم و همکاران (Blum *et al.*, 1981) از ژنوتیپ‌هایی که بدون نیاز به بستن روزنه‌های خود قادرند آب بیشتری را حفظ کنند، می‌توان برای مناطق خشک استفاده کرد.

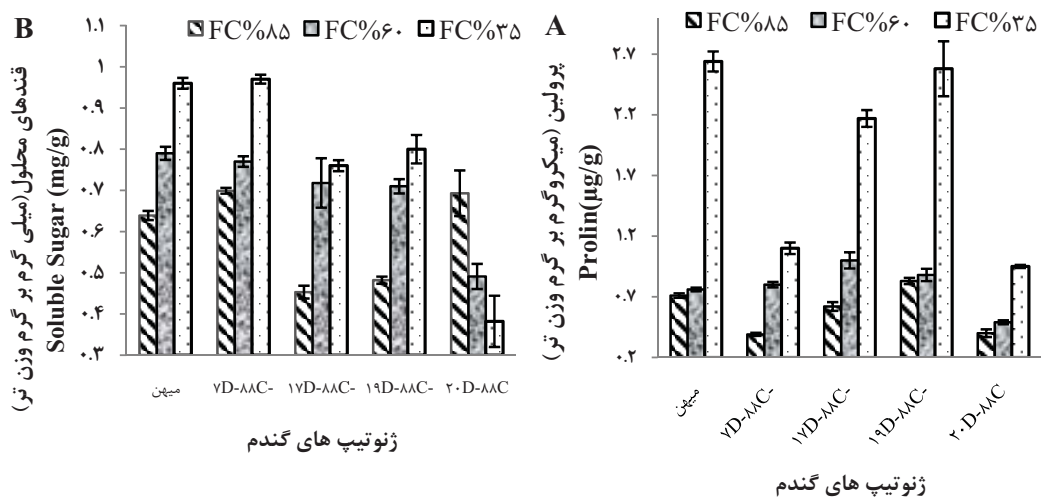
طبق نتایج تجزیه واریانس (جدول ۲) اثر متقابل تنش کم آبی و ژنوتیپ بر پایداری غشا معنی‌دار بود. معنی‌دار بودن اثر متقابل تیمارهای آزمایشی را می‌توان به متفاوت بودن واکنش ژنوتیپ‌های مورد آزمایش در سطوح مختلف تنش کم آبی نسبت داد. ژنوتیپ C-88D-17 در مقایسه با سایر ژنوتیپ‌ها از پایداری غشاء بالاتری در شرایط بدون تنش برخوردار بود (شکل ۱A). با تشدید تنش از پایداری غشاء در همه ژنوتیپ‌ها کاسته شد و ژنوتیپ C-88D-17 بیشترین میزان خسارت به غشاء را در تنش شدید (۳۵ درصد ظرفیت زراعی) نشان داد. سایرام و همکاران (Sairam *et al.*, 2002) بیان کردند که تنش کم آبی منجر به کاهش پایداری غشا می‌شود. احتمالاً افزایش تولید انواع اکسیژن فعال (ROS) در اثر تنش کم آبی منجر به پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء شده



شکل ۱- تاثیر کمبود آب بر پایداری غشای (A) و مقاومت روزنه‌ای (B) در ژنوتیپ‌های گندم. FC (Field Capacity) معادل ظرفیت زراعی می‌باشد.
Figure 1. Effects of water deficit on membrane stability (A) and stomatal conductance (B) in wheat genotypes.



شکل ۲- تاثیر تنش کم‌آبی بر پتانسیل اسمزی در ژنوتیپ‌های گندم.
Figure 2. Effects water deficit on osmotic potential in wheat genotypes.



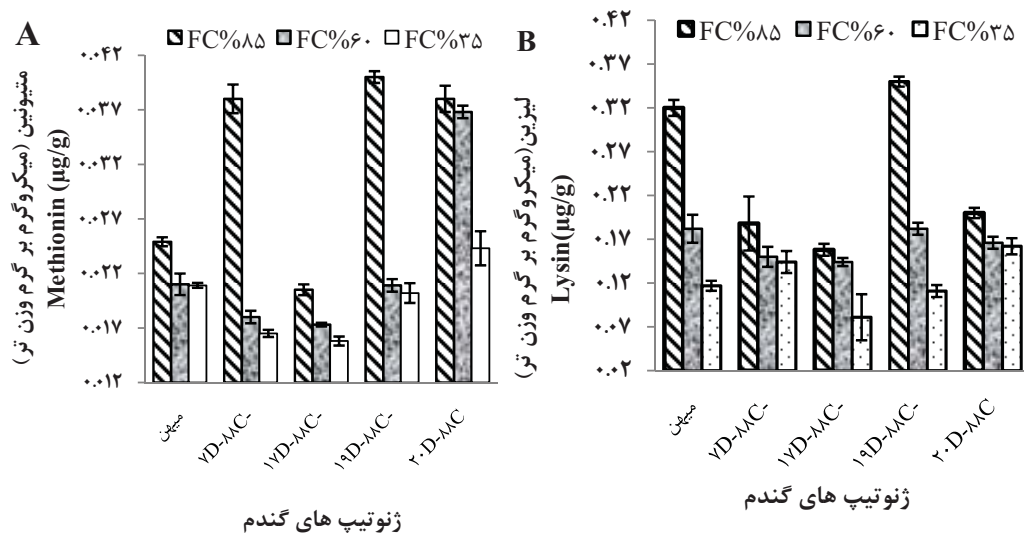
شکل ۳- اثر تنش کم‌آبی بر میزان سنتز پرولین (A) و تولید قندهای محلول (B) در ژنوتیپ‌های گندم.
Figure 3. Effects of water deficit on synthesis of proline (A) and production of soluble sugar in wheat genotypes.

انتقال ساکارز شده و بافت‌های برگ‌ی با نگهداری یا حتی تولید قند، غلظت قندهای احیاء کننده را حفظ کرده (De Souza *et al.*, 2005) و از این قندها به عنوان محافظت کننده‌های اسمزی در فرایند تنظیم اسمزی سلول استفاده می‌کند. تعیین میزان قندهای محلول ممکن است روشی مفید در انتخاب گونه‌های مقاوم به شوری و خشکی باشد (Pagter *et al.*, 2005). به نظر می‌رسد ژنوتیپ‌های مقاوم توانایی افزایش میزان قندهای محلول را داشته و ژنوتیپ حساس مقدار کمتری از قند محلول را انباشت کرده است. نتایج نشان داد که تنش کم‌آبی تاثیر معنی‌دار کاهنده بر میزان متیونین در ژنوتیپ‌های گندم دارد. در شرایط بدون تنش، ژنوتیپ C-88D-19 دارای بیشترین سنتز متیونین بود و با افزایش شدت تنش تجزیه این اسید آمینه افزایش یافت، چنان که کمترین میزان آن در ژنوتیپ C-88D-17 در شرایط تنش شدید (۳۵ درصد ظرفیت زراعی) مشاهده شد (جدول ۲ و شکل ۴، A). بر خلاف اکسیژن اتمسفری، انواع اکسیژن فعال از میل ترکیبی بالایی با بیومولکول‌های حیاتی سلول برخوردارند، به طوری که سوپراکسید قادر است اسید آمینه‌های متیونین، هیستیدین و تریپتوفان را اکسید نماید (Breusegem *et al.*, 2001). متیونین پیش‌ماده سنتز پلی‌آمین‌ها از جمله اسپرمیدین و اسپرمین می‌باشد (Pang *et al.*, 2007) که تقویت‌کننده سیستم دفاعی گیاه در برابر کمبود آب محسوب می‌شوند. پلی‌آمین‌ها پلی‌کاتیون‌های مهمی هستند که در مراحل مختلف فیزیولوژیک نقش داشته و بیوسنتز آنها یکی از مهم‌ترین پاسخ‌های بیوشیمیایی گیاهان به تنش‌هاست. اتصال پلی‌آمین‌های آزاد به درشت مولکول‌ها موجب حفاظت آنها در برابر آسیب‌های تنش اکسیداتیو شده، در حالی که نقش پلی‌آمین‌های آزاد عمدتاً در تعادل اسمزی و pH سلولی می‌باشد (Martin-Tanguy, 2001). بنابراین شکستن متیونین و تبدیل آن به پلی‌آمین‌ها ممکن است به تحمل تنش کمک نماید. به نظر می‌رسد که گیاه برای مقابله با تنش کم‌آبی مقدار متیونین بیشتری را به سایر متابولیت‌های دفاعی تبدیل کرده و از این طریق مقاومت خود را در برابر تنش کم‌آبی افزایش داده است. چنانچه غلظت متیونین در گیاه تحت تنش نسبت به شاهد کمتر بوده و تفاوت تنش شدید با شاهد در ژنوتیپ‌های C-88D-7، C-88D-19، و C-88D-20 محسوس‌تر است.

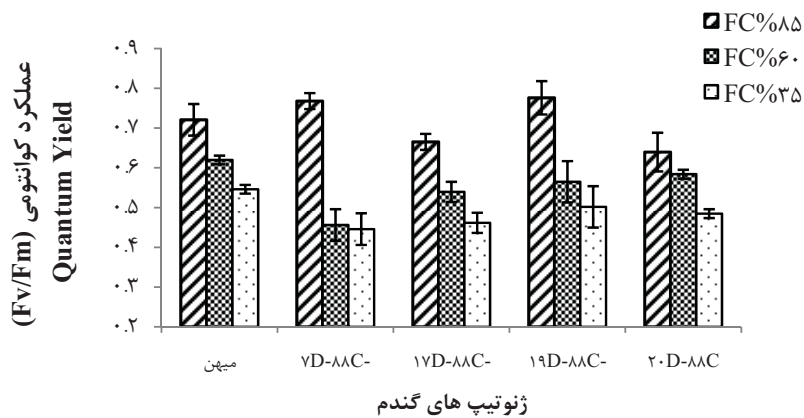
رقم پرولین در تنش شدید ۲/۷۱ برابر افزایش داشت. این تغییرات در ژنوتیپ C-88D-17 معادل ۲/۵ برابر بود در حالی که کمترین تغییرات پرولین معادل ۱/۸۲ برابر افزایش به ژنوتیپ C-88D-7 تعلق داشت (شکل ۳، A). افزایش تجمع پرولین در طی تنش، نقش چندگانه محافظتی داشته و یک بررسی طولانی مدت در مورد پرولین نشان داده است پرولین یک اسمولیت خنثی بوده که ساختارهای سلولی را محافظت کرده و منجر به پایداری آنزیم‌ها می‌شود (KaviKishor *et al.*, 2005).

همچنین تجمع ROS نیز می‌تواند منجر به افزایش پرولین در طی تنش شده و در نتیجه به حفظ چرخه انتقال الکترون در جریان فتوسنتز در کلروپلاست کمک کند. جلوگیری از فعالیت چرخه کالوین می‌تواند منجر به استفاده از NADPH، ATP و گلوتامات در مسیر تولید پرولین در کلروپلاست شود (Turkan, 2011). در نتیجه گیاه با تجمع پرولین در برابر تنش ایجاد شده مقاومت نشان می‌دهد. در تنش شدید ژنوتیپ C-88D-20 کمترین میزان پرولین را در بین ژنوتیپ‌های مختلف نشان داد. به نظر می‌رسد این ژنوتیپ برای حفظ پتانسیل اسمزی از پرولین به میزان کمتری بهره برده است.

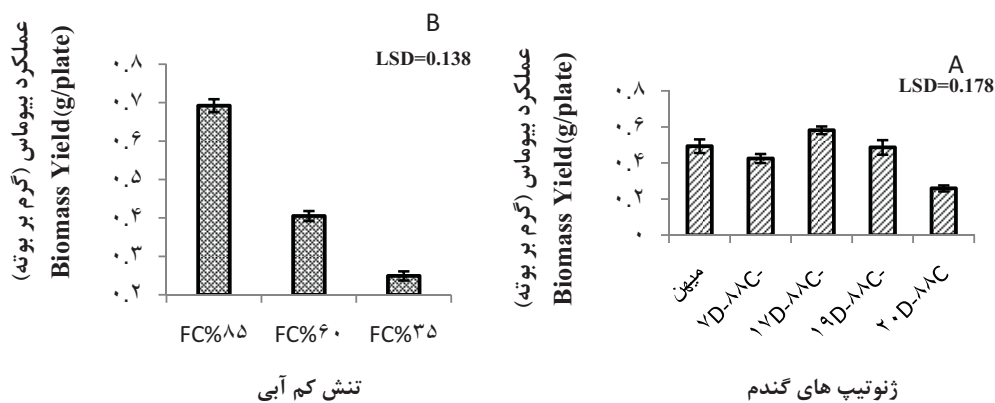
بین شدت‌های مختلف تنش کم‌آبی و ژنوتیپ‌های گندم اثر متقابل معنی‌داری از نظر میزان انباشت قندهای محلول مشاهده شد (جدول ۲). با تشدید تنش کم‌آبی میزان قندهای محلول در همه ژنوتیپ‌ها به غیر از ژنوتیپ C-88D-20 افزایش یافت. کاهش قند محلول در ژنوتیپ C-88D-20 ممکن است ناشی از نیاز پایین به مواد فتوسنتزی بدلیل توقف رشد باشد (Ehdaie *et al.*, 2006). اگرچه ژنوتیپ C-88D-20 در تمامی شرایط رطوبتی از کمترین میزان ماده خشک برخوردار بود، اما افزایش میزان قند محلول این ژنوتیپ در شرایط بدون تنش در مقایسه با سایر ژنوتیپ‌های مورد مطالعه حاکی از کم بودن پتانسیل این ژنوتیپ در تثبیت کربن و تبدیل مواد حاصل به ماده خشک می‌باشد. بیشترین قند محلول سنتز شده در تنش شدید (۳۵٪ ظرفیت زراعی) و در ژنوتیپ C-88D-7 مشاهده شد، اما روند کاهشی کربوهیدرات‌ها در ژنوتیپ C-88D-20 موجب شد تا کمترین میزان قندهای محلول در تنش ۳۵ درصد ظرفیت زراعی در این ژنوتیپ انباشت شود (شکل ۳، B). معمولاً تنش کم‌آبی منجر به افزایش هیدرولیز نشاسته و کاهش



شکل ۴- اثر تنش کم آبی بر تغییرات متیونین (A) و لیزین (B) در ژنوتیپ‌های گندم
Figure 4. Effects of water deficit on changes of methionin and lysin in wheat genotypes



شکل ۵- تاثیر تنش کم آبی بر عملکرد کوانتومی در ژنوتیپ‌های گندم
Figure 5. Effects of water deficit on quantum yield in wheat genotypes



شکل ۶- A-تاثیر ژنوتیپ بر عملکرد بیوماس B-تاثیر تنش کم آبی بر عملکرد بیوماس
Figure 6. A-effects of wheat genotypes on dry matter B- effects of water deficit on dry matter

درون سلول‌های پارانشیم برگ شده و از غلظت درون سولی آن می‌کاهد. بنابراین از آثار منفی کمبود آب تاثیر سوئی است که بر آسیمیلاسیون کربن می‌گذارد و ظرفیت پذیرش و انتقال الکترون را کاهش می‌دهد. کوئینون‌ها که ملکول‌های ناقل الکترون بوده و در فتوسیستم II فعالیت می‌کند، در هنگام پذیرفتن الکترون کوئینون به حالت احیاء درآمده در نتیجه میزان فلورسانس کلروفیل افزایش پیدا می‌کند. در صورتی که کوئینون الکترون خود را به یک ناقل دیگر انتقال دهد به وضعیت اکسید تبدیل می‌شود که به کاهش مقدار فلورسانس کلروفیل منجر می‌شود (Paknejadet *et al.*, 2007). بنابراین واکنش ژنوتیپ‌های مختلف به دلیل تفاوت در اکسیداسیون و احیاء کوئینون می‌تواند متفاوت باشد.

اثرات اصلی کم آبی و ژنوتیپ بر زیست توده معنی‌دار بود. بیشترین میزان زیست توده در ژنوتیپ C-88D-17 و کمترین میزان آن در ژنوتیپ C-88D-20 مشاهده شد و در بین سطوح تیمار کم آبی، شاهد دارای بیشترین میزان زیست توده بود. افزایش شدت تنش منجر به کاهش معنی‌دار عملکرد زیست توده شده به طوری که در تنش شدید (۳۵ درصد ظرفیت زراعی) کمترین میزان زیست توده مشاهده شد. پژوهش‌های موسوی و همکاران (Mousavi *et al.*, 2010) نشان داد که تیمار تنش شدید باعث کاهش ۶۲/۷ درصدی عملکرد ماده خشک کل نسبت به تیمار بدون تنش شد. کاهش بیوماس در ژنوتیپ‌هایی که مقاومت نسبتاً مناسبی نشان دادند کمتر تحت تاثیر تنش قرار گرفت. همچنین همبستگی مثبتی بین بیوماس و عملکرد کوانتوم وجود دارد که نشان‌دهنده تاثیر مثبت عملکرد کوانتوم بر بیوماس می‌باشد.

نتیجه‌گیری

نتایج این آزمایش نشان داد که تنش کم آبی با افزایش انباشت اسمولیت‌ها به عنوان یک ساز و کار مناسب برای تنظیم اسمزی پتانسیل اسمزی را کاهش داد. اگرچه افزایش مقاومت روزنه‌ای موجب کاهش اتلاف آب از روزنه‌ها شد، اما منجر به افزایش فلورسانس کلروفیل شد. کاهش پایداری غشا در این پژوهش نشان‌دهنده تاثیر تنش کم آبی بر افزایش نشت یون‌ها از غشاء ژنوتیپ‌ها می‌باشد.

نتایج تجزیه واریانس نشان‌دهنده تاثیر معنی‌دار تنش کمبود آب بر مقدار لیزین در ژنوتیپ‌های گندم بود (جدول ۲). همان‌طور که شکل ۴-B نشان می‌دهد، در اثر افزایش شدت تنش از میزان لیزین در ژنوتیپ‌های گندم کاسته شد. کاهش لیزین موجب شد تا کمترین میزان این اسیدآمیننه در تنش شدید (۳۵ درصد ظرفیت زراعی) به ژنوتیپ C-88D-17 تعلق گیرد و بیشترین میزان آن در C-88D-19 مشاهده شود. لیزین در پاسخ به تنش و در برخی از برنامه‌های تکاملی ابتدا به گلوتامات و سپس به سایر متابولیت‌های مرتبط با تنش تبدیل می‌شود (Galili *et al.*, 2001). لیزین، پیش ماده اصلی سه متابولیت مهم مرتبط با تنش می‌باشد که عبارتند از پرولین که یک اسمولیت نیرومند بوده (Hare and Cress, 1997) که در این بررسی تنش کم آبی منجر به افزایش آن شده است. امینوبوتیریک اسید یک مولکول انتقال‌دهنده پیام مرتبط با تنش می‌باشد (Baumet *et al.*, 1996) و آرژینین که پیش ماده بالقوه مربوط به ترکیبات پلی‌آمین‌ها و پرولین است (Racké and Warnken, 2010). علاوه بر این، اسید پیپیکولیک نیز یکی دیگر از محصولات کاتابولیسم لیزین بوده و از اسمولیت‌های قوی محسوب می‌شود (Galili *et al.*, 2001). همبستگی مثبت و معنی‌دار متیونین و لیزین با همدیگر و رابطه منفی و معنی‌دار آن‌ها با پرولین و قند محلول (جدول ۳) نشان می‌دهد تجزیه این دو اسیدآمیننه رابطه نزدیکی با سنتز قندهای محلول و پرولین دارد. ممکن است مواد حدواسط ایجاد شده از کاتابولیسم این اسیدهای آمینه در سنتز پرولین استفاده شده و یا در تولید قندهای محلول دخالت داشته باشد.

تاثیر تنش کم آبی بر میزان پتانسیل عملکرد کوانتوم در ژنوتیپ‌های گندم متفاوت بود. اگرچه با تشدید تنش میزان پتانسیل عملکرد کوانتوم در همه ژنوتیپ‌ها کاهش یافت ولی میزان این کاهش در ژنوتیپ‌ها متغیر بود. علیرغم وجود اختلاف معنی‌دار آماری در شرایط بدون تنش همه ژنوتیپ‌ها از پتانسیل عملکرد کوانتوم بالایی برخوردار بودند، ولی با تشدید تنش اختلاف بین ژنوتیپ‌ها آشکارتر شد و کمترین میزان آن (معادل ۶۲ درصد کاهش نسبت به شرایط بدون تنش بود) در ژنوتیپ C-88D-7 در شرایط تنش شدید (۳۵ درصد ظرفیت زراعی) مشاهده شد (شکل ۵). در این بررسی مقاومت روزنه‌ای افزایش یافت (شکل A، ۱) که نتیجه آن کاهش ورود CO₂ به

کمترین تجمع پرولین و کاهش انباشت قندهای محلول اتفاق افتد. با توجه به نتایج حاصل از این آزمایش می‌توان رقم میهن و ژنوتیپ C-88D-17 را به عنوان ژنوتیپ‌های متحمل و ژنوتیپ‌های C-88D-19 و C-88D-7 را ژنوتیپ‌های نیمه متحمل نسبت به تنش کم‌آبی معرفی کرد. همچنین به نظر می‌رسد ژنوتیپ C-88D-20 حساس‌ترین ژنوتیپ به تنش کم‌آبی باشد.

ژنوتیپ‌های مورد استفاده در این آزمایش دارای سازوکارهای مختلفی برای تحمل تنش کم‌آبی بوده و از مسیرهای متفاوت برای تحمل به تنش بهره بردند. به طوری که در تنش شدید ژنوتیپ C-88D-17 بیشترین میزان مقاومت روزنه‌ای، پایداری غشا و کمترین میزان پتانسیل اسمزی را نشان داد. همچنین رقم میهن دارای بیشترین میزان پرولین و قند محلول بود. با این حال تشدید تنش در ژنوتیپ C-88D-20 موجب شد تا

References

- Abbasi, F., Kuchaki, A. and Jafari, A. 2009.** The evaluation of germination and vegetative growth in alfa under NaCl concentration. **Iranian Journal of Field Crops Research** 2 (7): 515-525. (In Persian).
- Alirezaie, K., Jahanbakhsh Ghode Kahriz, S., Razmjou, J., Faravardeh, L. and Ebadi, A. 2012.** Assess lysine and methionine in the two disease resistant and susceptible species under of, wheat yellow rust (*Puccinia striiformis* f.sp. tritici) stress. The 17th Iranian National & 5th International Biology Conference, 1-6 September, Shahid Bahonar Kerman University, Iran. (In Persian).
- Azevedo, R. A., Arruda, P., Turner, W. L. and Lea, P. J. 1997.** The biosynthesis and metabolism of the aspartate derived amino acids in higher plants. **Phytochemistry** 46: 395-419.
- Bates, L. S., Waldren, R. P. and Teare, I. D. 1973.** Rapid determination of free prolin for water stress studies. **Plant and Soil** 39: 205-208.
- Baum, G., Lev-Yadun, S., Fridmann, Y., Arazi, T., Katsenelson, H., Zik, M. and Fromm, H. 1996.** Calmodulin binding to glutamate decarboxylase is required for regulation of glutamate and GABA metabolism and normal development in plants. **EMBO Journal** 15: 2988-2996.
- Blum, A., Gozlan, G. and Mayer, J. 1981.** The manifestation of dehydration avoidance in wheat breeding germplasm. **Crop Science** 21: 495-499.
- Davies, M. J. 2005.** The oxidative environment and protein damage. **Biochimicaet Biophysica Acta** 1703: 93-109.
- De Souza, C. R., Maroco, J. P., Dos Santos, T. P., Rodrigues, M. L., Lopes, C. M., Pereira, J. S. and Chaves., M. M. 2005.** Impact of deficit irrigation on water use efficiency and carbon isotope composition ($\delta C-13$) of field-grown grapevines under Mediterranean climate. **Journal of Experimental Botany** 56: 2163-2172.
- Ehdaie, B., Alloush, G. A., Madore, M. A. and Waines, J. G. 2006.** Genotypic variation for stem reserves and mobilization in wheat: I. Post anthesis changes in internode dry matter. **Crop Science** 46: 735-746.
- Eshghizade, H. R., and Ehsanzadeh, P. 2009.** Maize hybrids performance under differing irrigation regimes: 1- chlorophyll fluorescence, growth and grain yield. **Iranian Journal of Agriculture Science** 32: 60- 87.(In Persian).
- Farooq, M., Wahid, A., Kobayashi, N., Fujita, D. and Basra, S. M. A. 2009.** Plant drought stress: effects, mechanisms and management. **Agronomy for Sustainable Development** 29: 185-212.
- Fracheboud, Y. 2006.** Using chlorophyll fluorescence to study photosynthesis. Institute of Plant Science. ETH, Universitatstrass, CH- 8092 Zurich.
- 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.** Studing the effect of drought stress on soluble sugars,protein, proline, phenol compounds and nitrate reductase enzyme activity in soybean plantsev. **Gorgan 3. Tarbiat Moallem University Science Magazin** 5 (1): 537-550. (In Persian).
- Hanson, A., Hoffman, N. E. and Samper, C. 1986.** Identifying and manipulating metabolic stress-resistance. **Horticultural Science** 21: 1313-1317.
- Hong, Z., Lakkineni, K., Zhang, Z. and Verma, D. P. 2000.** Removal of feedback inhibition of delta (1)-pyrroline-5-carboxylate synthetase results in increased proline accumulation and protection of plants from osmotic stress. **Plant Physiology** 122 (4): 1129-1136.

- Hoque, A. and Arima, S. 2000.** Evaluation of salt damage through cell membrane stability monitored by electrolyte leakage in water chestnut (*Trapa sp.*). **Faculty of Agriculture, Saga University** 85: 141-146.
- Janardhan, K. V. and Krishnamorthy, V. 1975.** A rapid method for determination of osmotic potential of plant cell. **Current Science** 44 (1): 390-391.
- kafii, M., Basra, A. and Basra, R. 2000.** The mechanisms of environmental stress resistance in plant. Ferdowsi University of Mashhad Press. 390p.
- 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(3): 424-438.
- Kerepesi, I. 1998.** Osmotic and salt stresses induced differential alteration in water soluble carbohydrate content in eheat seedling. **Journal of Agricultural and Food Chemistry** 5347-5354.
- Khodabande, N. 1998.** Cereal Production. Tehran University Press. 401 P. (In Persian).
- Kramer, P. J. 1983.** Water Relation of Plant. Academic Press. PP: 342- 415.
- Losak, T., Hlusek, J., Filipcik, R., Pospisilova, L., Manasek, J., and Prokes, K. 2010.** Effect of nitrogen fertilization on metabolism of essential and non-essential amino acids yield-grown grain maize (*Zea mays L.*). **Plant Soil Environment** 56: 574-579.
- Martin-Tanguy, J. 2001.** Metabolism and function of polyamines in plants: recent development (new approaches). **Plant Growth Regulation** 34: 135-148.
- Mamnoei, E. and Seyed Sharifi, R. 2010.** Study the effects of water deficit on chlorophyll fluorescence indices and the amount of proline in six barley genotypes and its relation with canopy temperature and yield. **Journal of Plant Biology** 2 (5):51-62.
- Mohammadi, R. and Farshadfar, V. A. 2003.** Identification of physiological traits associated with drought tolerance control chromosomes in rye. **Iranian Journal of Crop Sciences** 5(2): 133-177.
- Morgan, J. M. 1984.** Osmoregulation and water stress in higher plants. **Annual Review of Plant Physiology** 35: 299-319.
- Mousavi, S. G. R., MirHadi, M. J., Siadat, S. A., Noor Mohamadi, Gh. and Darvish, F. 2010.** Effect of water stress and nitrogen fertilizer on yield and water use efficiency of Sorghum and forage millet. **Journal of New Agricultural Sciences** 5 (15): 101-114.(In Persian).
- Omokolo, N. D., Tsala. N. G. and Djocgoue, P. F. 1996.** Changes in carbohydrate, amino acid and phenol content in cocoa pods from three clones after infection with *Phytophthora megakarya* Bra. and Grif. **Annales Botany- London** 77: 153-158.
- Pagter, M., Bragato, C. and Brix, H. 2005.** Tolerance and physiological responses of phragmites australis to water deficit. **Aquatic Botany** 81: 285-299.
- Paknejad, F., Majidiheravan, E., Noor mohammadi, Q., Siyadat, A. and Vazan, S. 2007.** Effects of drought stress on chlorophyll fluorescence parameters, chlorophyll content and grain yield of wheat cultivars. **American Journal of Biochemistry and Biotechnology** 5 (4): 162-169.
- Pang, X. M., Zhang, Z. Y., Wen, X. P., Ban, Y. and Moriguchi, T. 2007.** Polyamines, all purpose players in response to environment stresses in plants function of polyamines in plants: recent development (new approaches). **Plant Growth Regulation** 34: 135-148.
- Racké, K. and Warnken, M. 2010.** L-Arginine metabolic pathways. **The Open Nitric Oxide Journal** 2: 9-19
- Raschke, K. 1976.** How stomata resolve the dilemma of opposing priorities. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London** 273: 551-560.
- Sairam, R. K., Rao, K. V. and Srivastava, G. C. 2002.** Differential response of wheat genotypes to long-term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. **Plant Science** 163: 1037-1046.
- Saneoka, H., Moghaieb, R. E. A., Premachandra, G. S. and Fujita, K. 2004.** Nitrogen nutrition and water stress effects on cell membrane stability and leaf water relation in *Agrostis pabustris* Huds. **Environmental Experimental Boany** 52: 131-138.
- Singh, M., Srivastava, J. P., Kumar, A. 1992.** Cell membrane stability in relation to drought tolerance in wheat genotypes. **Journal of Agronomy Crop Science** 168:186-190.
- Turkan, I. 2011.** Plant responses to drought and salinity stress, Development in a post-genomic era. **Advances in Botanical Research**. 593p.

Study of some tolerance mechanisms to water deficit stress in bread wheat genotypes (*Triticum aestivum* L.)

Horieh Tavakoli Hasanaklou¹, Ali Ebadi^{*2} and Sodabeh jahanbakhsh³

1, 2 and 3. M.Sc. Student, Assoc. Prof. and Assist. Prof., respectively, Dept. of Agronomy and Plant Breeding, Faculty of Agricultural Sciences, University of Mohaghegh Ardabili

(Received: October 29, 2013- Accepted: March 3, 2014)

Abstract

To assess the physiological characteristics of wheat genotypes under water deficit conditions, a pot experiment was carried out as factorial based on completely randomized design with three replications in greenhouse and laboratory of Mohaghegh Ardabili in 2012. Treatments were consisted of water deficit in three levels (85%, 60% and 35% of field capacity) and five wheat genotypes (Mihan, C-88D-7, C-88D-17, C88D-19 and C88D-20). Results showed that stomatal conductance, proline content, soluble sugar, primary florescence and maximum florescence increased significantly in most of the genotypes due to an increase in drought stress intensity. It seems that enhancing the lysine and methionine breakdown under stress, leads to increase synthesis of proline for osmotic adjustment. The genotype C-88D-17 showed minimum biomass loss during stress which may be due to increase stomatal resistance, membrane stability by reducing the osmotic potential in severe stress. The maximum amount of proline and soluble sugars produced by Mihan genotype so it showed better resistance to water stress and the less biomass reduction under stress. According to these results the Mihan and genotype C-88D-17 can introduced resistant genotypes and genotype C-88D-19 and C-88D-7 Semi resistant to water stress. Also, since the genotype C-88D-20 showed lowest proline accumulation, biomass production and soluble sugars accumulation than other genotypes it is sensitive to water stress compared to the other genotypes.

Keywords: Lysin, Membrane leakage, Methionin, Proline, Quantum yield, Stomatal conductance

*Corresponding author: ebadi@uma.ac.ir