نشریه فیزیولوژی محیطی گیاهی، سال پانزدهم، شماره ۵۹، پاییز ۱۳۹۹ / صفحات: ۴۲-۳۰

بررسی پاسخ‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی لاین‌های جهش یافته برنج حاصل از پرتوتابی با پرتو گاما و ارقام محلی در شرایط شور مزرعه

لیلا باقری[۱]، سارا سعادتمند[۱*]، ندا سلطانی[۲]، وحید نیکنام[۳]

[۱]گروه زیست شناسی گیاهی، دانشکده علوم پایه، واحد علوم و تحقیقات، دانشگاه آزاد اسلامی، تهران، ایران

[۲]پژوهشکده علوم پایه کاربردی، جهاد دانشگاهی، دانشگاه شهید بهشتی، تهران، ایران

[۳]گروه زیست‌شناسی گیاهی، دانشکده علوم پایه، دانشگاه تهران، تهران، ایران

تاریخ دریافت:۹۹/۰۶/۰۳ تاریخ پذیرش:۹۹/۰۸/۰۸

چکیده

برنج (*Oryza sativa* L.) یکی از گیاهان زراعی است که منبع اصلی غذایی بیشتر از یک سوم جمعیت جهان است. عوامل محدود کننده نظیر تنش‌های محیطی، نیاز به افزایش عملکرد محصولات کشاورزی در واحد سطح را ایجاب می‌کند. شوری خاک یکی از مهم‌ترین عوامل کاهش دهنده عملکرد گیاهان زراعی در سراسر جهان است. موتاسیون القایی به عنوان یکی از ابزارهای مؤثر در بهبود عملکرد، کیفیت و مقاومت به تنش‌های زنده و غیر زنده در اصلاح محصولات استفاده می‌گردد. به منظور انتخاب لاین‌های جهش یافته برتر متحمل به شوری، ۱۰ لاین موتانت انتخابی نسل پنجم حاصل از پرتوتابی سه رقم برنج بومی ایرانی با پرتو گاما (طارم، عنبربو و حسنی) در طول دو سال (نسل‌های ششم و هفتم) در مزرعه با شوری خاک (۸-٦ دسی زیمنس بر متر) ارزیابی شدند. این تحقیق بر اساس طرح بلوک کامل تصادفی با سه تکرار انجام شد. سه لاین جهش یافته برتر متحمل به شوری (۳-۱۳، ۱۸-۳۲ و ۱-۲۲) در مقایسه با ارقام مادری خود (شاهد) انتخاب شدند. ویژگی‌های فیزیولوژیکی لاین‌های موتانت برتر (هدایت روزنه‌ای، فلورسانس کلروفیل و شاخص سبزینگی بالا)، بیوشیمیایی (نسبت سدیم به پتاسیم پایین، تجمع پرولین بالا، تخریب غشایی پایین) بودند. در نهایت لاین‌های جهش یافته برتر، به عنوان ارقام جدید برنج موتانت متحمل به شوری و منابع جدید ژرم پلاسم گیاهی معرفی خواهند شد.

واژه‌های کلیدی: برنج، پرتو گاما، پراکسیداسیون چربی، شوری، فلورسانس کلروفیل

مقدمه

افزایش نمک‌های قابل حل در آب آبیاری و در محلول خاک یکی از مهم‌ترین تنش‌های غیر زنده است که بر عملکرد گیاهان زراعی، در مناطق خشک، نیمه خشک و اراضی ساحلی تأثیر می‌گذارد (Munns,1993). آسیا بیشترین مساحت اراضی شور را به خود اختصاص داده است (Yeo and Flowers, 1984). از کل ۱٦۵ میلیون هکتار سطح کشور ایران، مساحتی در حدود ۲۳/۵ میلیون هکتار، معادل ۱٤/۲ درصد سطح کل کشور با درجات متفاوت مسائل شوری، سدیمی (قلیایی بودن) روبروست (Momeni, 2006). کشت برنج در ایران، جایگاه ویژه‌ای دارد و اقتصاد کشور به آن وابسته می‌باشد؛ لذا در کشور به عنوان محصول استراتژیک شناخته می‌شود (Babaeian gelodar et al., 1999). در سال‌های اخیر با پیشروی آب دریای خزر، زمین‌های نوار ساحلی در برابر شوری قرار گرفته و پتانسیل خسارت به شالیزارهای واقع در این مناطق افزایش یافته است

*مسئول مکاتبه: s_saadatmand@yahoo.com

(Mohammadzadeh, 2007). اثرات شوری در برنج به دلیل ایجاد سمیت یون‌ها و جلوگیری از جذب آب و عناصر غذایی و برهم زدن توازن آن‌ها، از مهم‌ترین محدودیت‌های رشد این گیاه محسوب می‌شود. با افزایش غلظت یون‌ها در بافت‌های این گیاه، شوری روی نمو کلی گیاه اثر می‌گذارد (Yeo and Flowers, 1984) معمولاً راهکارهای متعددی جهت کاهش خسارت شوری خاک اعمال می‌شود که آبیاری ممتد، زه کشی، اصلاح خاک از آن جمله می‌باشد. معهذا این روش‌ها اغلب اقتصادی یا عملی نمی‌باشند (Yosefi, 2005)؛ بنابراین اصلاح واریته‌هایی با تحمل بالا در مقابل شوری بایستی مورد توجه قرار گیرد. اصلاح موتاسیونی یکی از این روش‌ها است که مزیت آن، پتانسیل اصلاح یک یا چند صفت بدون تغییر در دیگر قسمت‌های ژنوم می‌باشد (Aguiba, 2005). این روش زمانی که سایر راه‌های ایجاد تنوع و اصلاح با مشکل و هزینه بالا همراه است، قادر به حل مسئله از راهی ساده‌تر و کم هزینه‌تر است (Farshadfar, 1997). موتاسیون از طریق ایجاد تنوع ژنتیکی در ژنوم گیاهی و غنی سازی ژرم پلاسم گیاهی، منجر به تولید لاین‌ها و ارقام برتر نسبت به ارقام مادری می‌گردد (Babaeian gelodar et al., 1999). اثرات مخرب تنش شوری بر فرایندهای فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاهان، بیشتر در سطوح سلولی اعمال می‌شود (Cheraghi et al., 2009). القاء شرایط تنش شوری، سبب تخریب غشاهای سلولی می گردد که در نتیجه آن، میزان تولید مالوندآلدئید به عنوان شاخصی از میزان آسیب اکسیداتیو می‌تواند مورد توجه قرار گیرد؛ لذا استحکام غشاهای سلولی، در انتخاب ژنوتیپ‌های گیاهی متحمل و حساس به تنش شوری مؤثر می‌باشد (Meloni et al., 2003). از دیگر مکانیسم‌های تحمل به شوری در گیاهان عالی، تجمع و انباشتگی محلول های سازگار از جمله پرولین، گلایسین بتائین و پلی‌اول‌ها برای مقابله با تنش اسمزی اعمال شده می‌باشد که در این بین، پرولین نقش عمده‌ای در میزان تحمل به شوری داشته و به عنوان محافظ اسمزی در حفظ ساختار بخش‌های مختلف سلول ایفای نقش می‌نماید، بطوری‌که میزان تجمع پرولین در گیاهان تحت شرایط تنش، رابطه مستقیم با میزان تحمل به شوری دارد (Zhang et al., 2012). شرایط محیطی نامطلوب به‌ویژه تنش شوری، از طریق افزایش تولید انواع گونه‌های فعال اکسیژن از جمله رادیکال سوپراکسید، پراکسید هیدروژن و رادیکال هیدروکسیل، منجر به اکسیداسیون لیپیدها، پروتئین ها و اسیدهای نوکلئیک می‌شود و بنابراین، متابولیسم، رشد و عملکرد گیاهان تحت تأثیر قرار می‌گیرد (Masood et al., 2017) گیاهانی که توانایی سیستم آنتی اکسیدانی بالاتری نسبت به گیاهان دیگر دارند، بهتر می‌توانند محیط‌های شور را تحمل کنند (Hasanuzzaman et al., 2013).

هدف از انجام این پژوهش، ارزیابی خصوصیات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی لاین‌های جهش یافته برنج حاصل از پرتوتابی با پرتو گاما در ارقام محلی برنج در شرایط شور مزرعه، به منظور انتخاب لاین‌های موتانت برتر می‌باشد که حاصل اینگونه تحقیقات را می‌توان به صورت مستقیم به‌عنوان یک رقم جدید و یا به‌صورت غیرمستقیم به‌عنوان یک منبع جدید ژرم‌پلاسم در برنامه‌های به‌نژادی مورد بهره‌برداری قرار داد.

مواد و روش‌ها

در پژوهش حاضر، بذور ۱۰ لاین موتانت انتخابی از نسل پنجم (M_5) حاصل از پرتوتابی با دزهای مختلف اشعه گاما در ارقام محلی برنج طارم، حسنی و عنبربو (جدول ۱)؛ در قالب طرح بلوک کامل

تصادفی با سه تکرار، طی دو سال (نسل ششم و هفتم) در شرایط شور مزرعه کشت گردیدند.

نحوه ایجاد لاین‌های موتانت از نسل اول تا نسل پنجم (M_5): قبل از کشت سال اول (نسل اول)، دز مناسب تعیین گردید؛ بدین صورت‌که، بذرهای ارقام بومی ایرانی طارم، حسنی و عنبربو با دزهای ۱۰۰،۱۵۰،۲۰۰، ۲۵۰، ۳۰۰ و ۳۵۰ گری پرتو گاما پرتودهی شدند. پس از آزمایش‌های جوانه‌زنی، اندازه‌گیری صفات رشدی و درصد بقاء بذر، دزهای مناسب ۲۰۰، ۲۵۰ و ۳۰۰ گری به عنوان دز مناسب انتخاب شدند. سپس در سال اول، با کشت بذرهای پرتوتابی شده با دزهای مناسب به همراه ارقام مادری پرتوتابی نشده به‌عنوان شاهد، تعداد ۲۲۰۰۰ خوشه بر اساس تنوع ایجاد شده انتخاب شدند. در سال دوم، تمامی این بوته ها به تفکیک دز و رقم به همراه شاهد، در زمین شور ($EC=٦ - ٨ds.m^{-1}$) کشت شدند و گزینش بر اساس اهداف اصلاحی (تحمل به شوری، زودرسی، ارتفاع بوته کوتاهتر از شاهد، پنجه زنی بالا، تیپ خوشه و عملکرد مناسب) صورت گرفت و ٤٣٢ بوته انتخاب گردیدند. در سال سوم و جهارم به ترتیب، ١٣٤ و ٣٠ لاین موتان بر اساس ارزیابی مزرعه‌ای انتخاب شدند. در سال پنجم، ٣٠ لاین موتانت انتخابی از نسل چهارم، در قالب طرح بلوک کامل تصادفی با شوری ($EC=٦-٨ds.m^{-1}$) کشت شدند و بر اساس صفات زراعی و عملکرد دانه (اهداف اصلاحی)، ١٠ لاین موتانت انتخاب شدند.

جدول ۱: اسامی ژنوتیپ های برنج مطالعه شده

منبع جهش زا (موتاژن)	منشاء	نام لاین موتانت	کد ژنوتیپی
(گری ۲۰۰) پرتو گاما	طارم	١١-١٦	١
(گری ۲۰۰) پرتو گاما	طارم	١١-١٧	٢
(گری ۲۵۰) پرتو گاما	طارم	١٢-٦	٣
(گری ۳۰۰) پرتو گاما	طارم	١٣-٣	٤
(گری ۲۰۰) پرتو گاما	حسنی	٢١-٥	٥
(گری ۲۵۰) پرتو گاما	حسنی	٢٢-١	٦
(گری ۲۵۰) پرتو گاما	عنبربو	٣٢-١٤	٧
(گری ۲۵۰) پرتو گاما	عنبربو	٣٢-١٥	٨
(گری ۲۵۰) پرتو گاما	عنبربو	٣٢-١٨	٩
(گری ۲۵۰) پرتو گاما	عنبربو	٣٢-٢٦	١٠

اندازه‌گیری EC، pH خاک و آب: در هر دو سال پژوهش، قبل از کاشت، از ١٠ نقطه مزرعه (به‌طور ضربدری)، نمونه خاک تهیه شده و پس از اختلاط به عنوان نمونه خاک مرکب جهت تعیین بافت خاک، مقدار کاتیون‌ها، آنیون‌ها، EC، pH مورد استفاده قرار گرفت، جهت اندازه‌گیری EC و pH آب، نمونه‌ها از سه چاهک (لوله پلیکای منفذدار) تعبیه شده در عمق ٣٠ سانتی‌متری خاک، جمع‌آوری شده سپس به وسیله دستگاه‌های EC سنج و pH متر قرائت گردید (جداول ٢ و ٣). همچنین در مراحل حداکثر پنجه زنی (رویشی)، گلدهی(زایشی) و رسیدن فیزیولوژیکی نیز EC، pH خاک و آب اندازه‌گیری گردید (جدول ٤).

جدول ۲: خواص فیزیکی خاک طی دو سال مطالعه شده (نسل ششم و هفتم)

سال	بافت خاک	رس (%)	سیلت (%)	شن (%)	EC	pH
ششم (M_6)	لوم رسی سیلتی	۳۷/۱۲	۵۳	۹/۸۷	٦/۵	۷/۱
هفتم (M_7)	لوم رسی سیلتی	٤۰/۵	۵٦	۷/٤٤	۷/۳	۷/۲

جدول ۳: خواص شیمیایی خاک طی دو سال مطالعه شده (نسل ششم و هفتم)

سال	سدیم ($meq.L^{-1}$)	پتاسیم ($meq.L^{-1}$)	کلسیم+ منیزیم ($meq.L^{-1}$)	کلر ($meq.L^{-1}$)	ترکیبات آلی (%)
ششم (M_6)	۱۲۱/۰٤	۱/٤	۳۹/۳۰	۱۲٤/۲۵	٤/۹٦
هفتم (M_7)	۱۳۰/۵۵	۰/۹۳	۲۷/۵۰	۱٦۱/۳۰	۵/۰٤

جدول ٤: میزان شوری خاک و آب در طول دوره رشد طی دو سال مطالعه شده (نسل ششم و هفتم)

	ششم (M_6)				هفتم (M_7)			
مرحله رشدی	خاک		آب		خاک		آب	
	EC ($ds.m^{-1}$)	pH	EC ($ds.m^{-1}$)	pH	EC ($ds.m^{-1}$)	pH	EC ($ds.m^{-1}$)	pH
رویشی	٦/٤	۷/۵	۲/۵۳	۷/۳	٦/۹	۷/۳	۲/۳۷	۷/۳
زایشی	۷/۲	۷/۵	۳/۲۸	۷/۱	۷/۸	۷/٦	۳/٤	۷/۵
رسیدن	۷/۷	۷/٦	۳/٦	۷	۸/۱	۷/۵	۳/٦۵	۷/۲

مراحل آماده سازی زمین، کاشت، داشت و برداشت: در هر دو سال انجام پژوهش (سال ششم و سال هفتم) تمام مراحل آماده سازی زمین، کاشت، داشت و برداشت مشابه انجام گردید.

آماده سازی زمین خزانه و کشت بذور: قطعه زمین خزانه در اوایل فروردین ماه به عمق ۲۰- ۱۵ سانتی متر شخم زده شد. سپس، مقداری کود دامی به زمین خزانه اضافه شده و زمین غرقاب شد. در این وضعیت با تیلرهای مخصوص، شخم سطحی زده شد تا اینکه زمین کاملاً به حالت گل درآمد. کود اوره برمبنا ۲۵۰ کیلوگرم در هکتار و کود فسفات آمونیوم بر مبنا ۱۵۰ کیلوگرم در هکتار به زمین اضافه شد. سپس زمین مسطح گردید. بعد از این مرحله، کرت مستطیل شکلی به عرض ۱/۲ متر و طول ۲۰ متر به‌صورت پشته آماده گردید (Khodabandeh, 1988). بذور ۱۰ لاین موتان انتخابی از نسل پنجم، همراه با بذور شاهد یا والد مادری (طارم محلی، حسنی و عنبربو) در ۱۵ فروردین ماه. خزانه بذرپاشی شدند. مراقبت های زراعی و مبارزه با آفات در خزانه طبق معمول انجام گرفت (Okhovvat, 2007).

آماده سازی زمین اصلی و کشت نشاء: زمین اصلی در حالت غرقاب شخم زده شد و تهیه گردید. نشاکاری در ۱۵ اردیبهشت ماه در زمین اصلی شور انجام گرفت. نشاهای آماده شده از خزانه کنده شده و جهت کشت به زمین اصلی منتقل شدند و سپس نشاکاری در قالب طرح بلوک کامل تصادفی با سه تکرار انجام گرفت. اندازه هر کرت ٤×۳ مترمربع، تراکم نشاکاری ۲۵×۲۵ سانتی‌متر و به‌صورت تک‌بوته نشا شدند.

مرحله داشت: کود اوره، بر اساس دویست کیلوگرم در هکتار محاسبه و در دو نوبت پایه و سرک اول که سی روز بعد از نشاکاری بود به کرت‌ها داده شد. کود فسفات، بر اساس صد کیلوگرم در هکتار، به صورت پایه داده شد. کود پتاسه، به میزان صد کیلوگرم در

هکتار برای مزرعه برآورد و نصف پایه و نصف دیگر همراه با کود اوره به صورت سرک، مصرف شد. جهت کنترل علف هرز دو بار وجین دستی به فاصله بیست روز از هم صورت گرفت. مزرعه یک‌بار بر علیه کرم ساقه‌خوار و بلاست سمپاشی شد.

مرحله برداشت: فرارسیدن زمان برداشت (رسیدن فیزیولوژیکی)، از روی زرد شدن دانه‌ها بر روی خوشه و سفت و سخت شدن آن‌ها قابل تشخیص بود (Okhovvat, 2007). برداشت نیز بدون در نظر گرفتن یک ردیف از حاشیه‌ها، بصورت بالک صورت گرفت.

اندازه‌گیری صفات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی: اندازه‌گیری صفات فیزیولوژیکی در مرحله گرده افشانی (زمانی‌که، بساک خوشه‌های ۵۰ درصد گیاهان در هر کرت خارج شدند) انجام شد.

اندازه‌گیری فلورسانس کلروفیل: جوان ترین برگ کاملاً توسعه یافته (برگ پرچم) روی ٤ گیاه در هر کرت برای اندازه‌گیری فلورسانس کلروفیل مورد استفاده قرار گرفت. زمان اندازه‌گیری، فاصله بین ساعات ۱۲-۱۰ قبل از ظهر بود. اندازه‌گیری با استفاده از دستگاه فلورسانس کلروفیل‌متر مدل (Handy PEA, Norfolk, UK) انجام گرفت. برای این منظور، برگ پرچمی به مدت ۲۰ دقیقه جهت سازگاری به تاریکی(کلروفیل‌های برانگیخته به حالت پایه خود برگردند) به وسیله گیره‌های مخصوص از تابش نور محافظت شدند. سپس با اعمال نور قرمز اشباع (۸۰۰۰ میکرومول بر مترمربع بر ثانیه) به‌مدت یک ثانیه، فلورسانس به سرعت از حالت پایه (F0) به مقدار بیشینه (Fm) ثبت می‌شود. در این شرایط، اولین پذیرنده الکترون (QA) کاملاً احیا گردیده و مراکز واکنش فتوسیستم۲ (PSII) بسته شده است (Baker and Rosenqvist, 2004). بدین ترتیب پارامترهای فلورسانس کمینه (F0)، فلورسانس بیشینه (Fm) و فلورسانس متغیر (Fv) بر اساس دستورالعمل دستگاه اندازه‌گیری شدند. با اندازه‌گیری این پارامترها، بیشینه بازده کوانتومی PSII (Fv/Fm) در شرایط سازگاری به تاریکی، بوسیله نرم افزار شرکت سازنده بطور اتوماتیک محاسبه شد.

اندازه‌گیری هدایت روزنه‌ای: اندازه‌گیری صفت هدایت روزنه‌ای بر روی جوانترین برگ کاملاً توسعه یافته در ٤ گیاه از هر کرت انجام شد. اندازه‌گیری‌ها از ساعت ۹ صبح تا ۱۱ قبل از ظهر توسط دستگاه رطوبت سنج برگ (Model SC-1; USA) ثبت گردید. در زمان ثبت، دمای برگ از ۲۸ تا ۳۱/۲ درجه سانتی‌گراد و رطوبت نسبی ۸۰ درصد در سطح برگ بود. این دستگاه میزان هدایت روزنه‌ای را نسبت به بخار آب (مقاومت روزنه‌ای) اندازه‌گیری می‌کند. واحد اندازه‌گیری هدایت روزنه‌ای بصورت $mmol/m^2s$ (میلی‌مول بر متر مربع بر ثانیه) گزارش گردید.

اندازه‌گیری SPAD (کلروفیل متر): جوانترین برگ کاملاً توسعه یافته با استفاده از دستگاه کلروفیل‌متر (SPAD-502, Japan)، جهت سنجش محتوی کلروفیل برگ مورد اندازه‌گیری قرار گرفت. اندازه‌گیری بر روی ٤ گیاه در هر کرت انجام و هر بار متوسط آنها ثبت گردید.

سنجش میزان سدیم و پتاسیم برگ: سنجش سدیم و پتاسیم برگ به روش Zarrinkafsh (1997) صورت گرفت. به این منظور، نمونه‌ها به مدت دو روز در دمای ۷۰ درجه سانتی‌گراد در آون خشک شدند. سپس یک گرم از هر نمونه خشک شده، در کوره با دمای ۵۰۰ درجه سانتی‌گراد به مدت پنج ساعت خاکستر شد. خاکستر مورد نظر بعد از افزودن پنج میلی‌لیتر اسید کلریدریک دو نرمال بر روی هیتر در دمای جوش قرار داده شد. محلول حاصل توسط آب دو بار تقطیر شده به ۵۰ میلی‌لیتر رسانده شد و

ناخالصی‌های آن جدا گردید. سپس مقادیر سدیم و پتاسیم توسط دستگاه فلیم فتومتر اندازه‌گیری شد.

بر اساس منحنی‌های استاندارد سدیم و پتاسیم رسم شده، غلظت این دو یون در محلول‌ها بر حسب پی‌پی‌ام تعیین شد. میزان عناصر هر نمونه (E) بر حسب درصد ماده خشک، طبق رابطه ۱ محاسبه شد که در آن، C (غلظت عنصر بر حسب میلی گرم در لیتر)؛ D (درجه رقت)، V (حجم عصاره نهایی تهیه شده)، Dm (وزن خشک نمونه ها بر حسب گرم) می‌باشد.

رابطه (۱): $$E = 100\times\left[\frac{C\times D\times V}{Dm\times 10^{6}}\right]$$

سنجش غلظت پرولین: محتوی اسید آمینه پرولین با استفاده از روش رنگ سنجی نین‌هیدرین Bates و همکاران (۱۹۷۳) اندازه‌گیری شد. سپس با استفاده از منحنی استاندارد، میزان پرولین هر نمونه محاسبه شد و بر حسب میکرومول در گرم وزن تر گیاه بیان شد.

اندازه‌گیری قندهای محلول: به منظور سنجش قندهای محلول از روش Miller (1972) با اندکی تغییرات استفاده شد. ۰/۲ گرم برگ در اتانول ۸۰ درصد همگن شده و به مدت ۱۵ دقیقه با دور ۵۰۰۰ سانتریفیوژ شدند. سپس یک میلی‌لیتر از محلول برداشته و در لوله آزمایش جداگانه ریخته و بر روی آن، ۳ میلی‌لیتر معرف DNS (دی نیترو سالیسیلیک اسید) اضافه کرده و به مدت ۵ دقیقه در بن ماری ۸۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند. لوله ها در دمای اتاق، سرد شده تا واکنش اتمام یابد. سپس جذب قندهای محلول با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ۵۴۰ نانومتر قرائت شد. در نهایت با استفاده از منحنی استاندارد گلوکز، براساس میلی گرم در گرم وزن تر گیاه ارائه گردید.

سنجش مقدار پراکسیداسیون لیپیدهای غشا: جهت اندازه‌گیری پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء سلولی در برگ‌ها، تست تیوباربیتوریک اسید بکار برده شد (Heath and Packer, 1968). برای محاسبه غلظت مالون‌دی‌آلدئید (MDA) به‌عنوان اولین فرآورده حاصل از پراکسیده شدن اسیدهای چرب غشاء، از ضریب خاموشی ۱۵۵ $mM^{-1}cm^{-1}$ استفاده شد و در نهایت بر حسب نانومول بر گرم وزن تر بیان گردید.

آنالیز داده‌ها: داده‌های بدست آمده از دو سال، برای ارزیابی اثر ژنوتیپ و برهمکنش ژنوتیپ در سال با استفاده از نرم افزار آماری SAS 9.1 آنالیز تجزیه واریانس مرکب شدند. به منظور مقایسه میانگین داده-ها از آزمون حداقل سطح معنی‌دار (LSD) در سطح احتمال خطای ۵ درصد استفاده شد.

نتایج

نتایج مربوط به اندازه‌گیری صفات فیزیولوژیک: نتایج تجزیه واریانس داده‌ها (جدول ۵) نشان داد که بین ژنوتیپ‌های مورد بررسی از لحاظ شاخص حداکثر کارایی فتوسیستم II (Fv/ Fm)، هدایت روزنه‌ای و شاخص سبزینگی برگ اختلاف معنی‌داری در سطح یک درصد وجود دارد.

شاخص Fv/Fm : مقایسه میانگین داده‌ها (شکل 1A) نشان داد که بین ارقام شاهد، رقم طارم کمترین میزان Fv/Fm (۰/۶۳) را نشان داد که نسبت به دو رقم دیگر(حسنی و عنبربو) کاهش معنی‌داری داشت. به طور کلی همه لاین‌های موتانت نسبت به ارقام شاهد خود، به طور معنی‌داری میزان Fv/Fm بالاتری نشان دادند. بیشترین میزان Fv/Fm در لاین ۳-۱۳ (۰/۸۲) و بعد از آن در لاین ۱۸-۳۲ (۰/۸۰) مشاهده گردید که به میزان نرمال این شاخص در شرایط بدون تنش (۰/۸۱ تا ۰/۸۵) نزدیک است.

جدول ۵: نتایج تجزیه واریانس داده‌های حاصل از مقایسه صفات فیزیولوژیک لاین‌های موتانت برنج در شرایط شور مزرعه

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات		
		Fv / Fm	هدایت روزنه‌ای	شاخص سبزینگی
سال	۱	۰/۰۰۰۱۵ ns	۰/۳۵ ns	۲۹/۸۷ ns
بلوک (سال)	٤	۰/۰۰۰۰٦ ns	۰/۵٦ ns	۳/٤٦ ns
ژنوتیپ	۱۲	۰/۰۲٤۵۵ **	۱۷۲۳/۷٤ **	٤۷/۷٤ **
ژنوتیپ*سال	۱۲	۰/۰۰۰۰۳ ns	۰/۲۰ ns	۷/۹۵ *
خطا	٤۸	۰/۰۰۰۰٦	۰/۲۱	۳/۱۱
کل	۷۷			
ضریب تغییرات		۱/۰٦	۰/۵٤	۳/۹۰

** و * به ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد ؛ ns: عدم معنی‌دار

هدایت روزنه‌ای: مقایسه میانگین داده‌ها (شکل 1B) نشان داد که بین ارقام شاهد، رقم حسنی کمترین میزان هدایت روزنه‌ای را داشت که نسبت به دو رقم دیگر (طارم و عنبربو) کاهش معنی‌داری نشان داد. لاین موتانت ۳-۱۳، بالاترین میزان هدایت روزنه‌ای را نشان داد که نسبت به والد مادری (رقم طارم) ٤۵/۸٤ درصد افزایش معنی‌داری نشان داد. اکثر لاین‌های موتان نسبت به ارقام شاهد خود، به طور معنی‌داری هدایت روزنه ای بالاتری داشتند با این حال لاین‌های موتانت ٦-۱۲ و ۱٦-۱۱ نسبت به والد مادری (رقم طارم) از میزان هدایت روزنه‌ای کمتری برخوردار بودند.

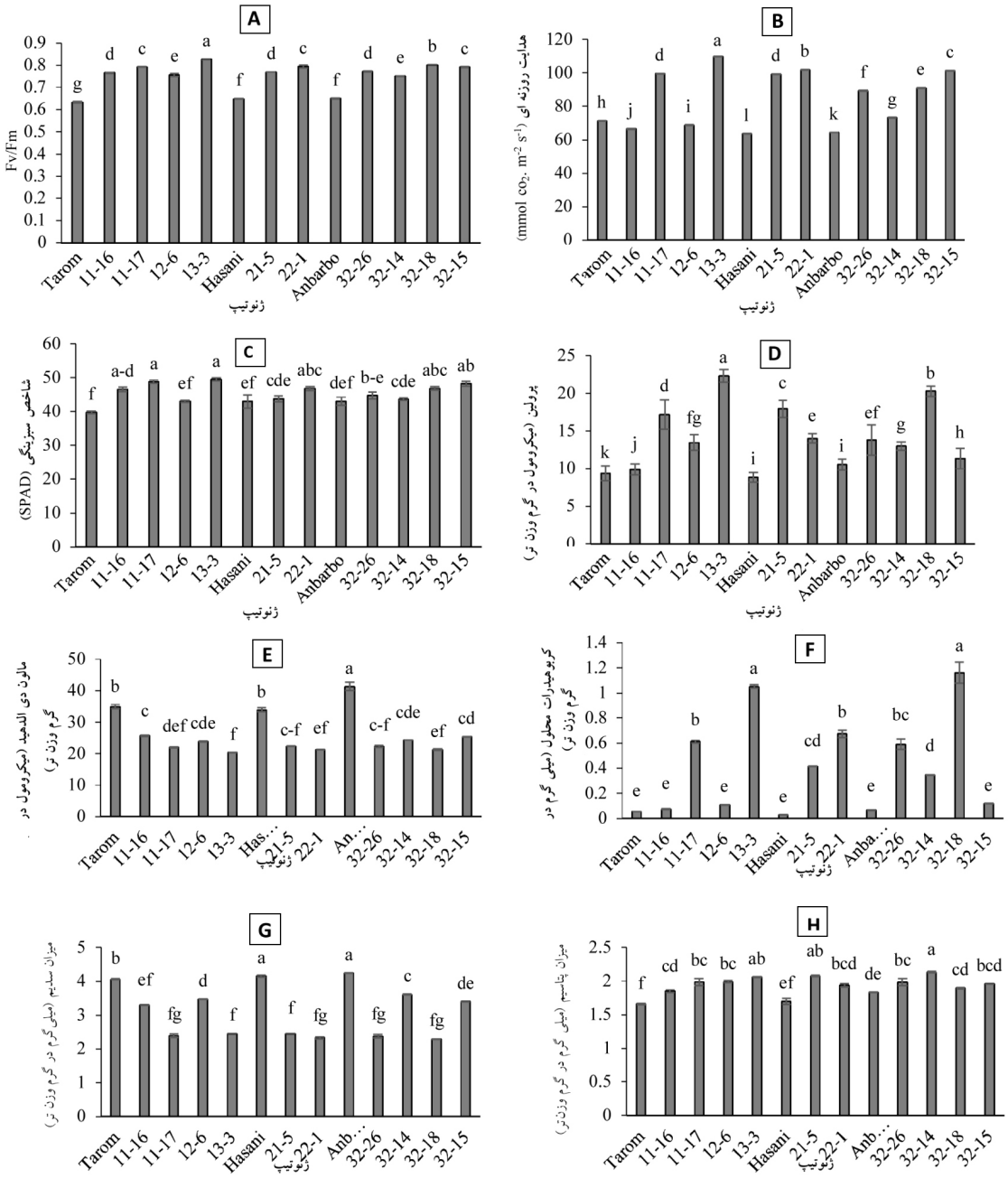
شاخص سبزینگی (SPAD): مقایسه میانگین داده‌ها (شکل 1C) نشان داد، لاین‌های موتانت نسبت به والدهای مادری (ارقام شاهد) شاخص سبزینگی بیشتری نشان دادند. بیشترین میزان سبزینگی برگ در لاین‌های موتانت ۳-۱۳ و ۱۷-۱۱ و بعد از آنها در لاین‌های موتانت ۱۵-۳۲ ، ۱۸-۳۲ و ۱-۲۲ مشاهده گردید.

نتایج مربوط به اندازه‌گیری صفات بیوشیمیایی: نتایج تجزیه واریانس داده‌ها (جدول ٦) نشان داد که بین ژنوتیپ‌های مورد بررسی از لحاظ میزان پرولین، مالون دی آلدهید، سدیم، پتاسیم و نسبت سدیم به پتاسیم برگ و کربوهیدرات اختلاف معنی داری در سطح یک درصد وجود دارد.

جدول ٦: نتایج تجزیه واریانس داده‌های حاصل از مقایسه شاخص های بیوشیمیایی لاین‌های موتانت برنج در شرایط شور مزرعه

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		پرولین	مالون دی آلدهید	Na	K	Na:K	کربوهیدرات
سال	۱	۱۳/٤۲ ns	۲/۰۵ ns	۰/۰۰۷ ns	۰/۰۱۹ ns	۰/۰۰۰۳ ns	۰/۰٤۰۷۳ ns
بلوک (سال)	٤	۲۵/۱۵*	۰/۱۷**	۰/۰۰۲ ns	۰/۰۰۲ ns	۰/۰۰۰۳**	۰/۰۰۰۰۵**
ژنوتیپ	۱۲	۱۱۰/۰۸**	۲۵۱/۷٤**	۳/٤۸ **	۰/۱۱۷**	۱/۵۳٦۹**	۰/۹۰۲٦۹**
ژنوتیپ*سال	۱۲	۰/۱۵ ns	۷/٤۰**	۰/۰۰۸ **	۰/۰۱۳**	۰/۰۰۱۷**	۰/۰۲۱۸۲**
خطا	٤۸	۷/۸٦	۰/۰۵	۰/۰۰۲	۰/۰۰۲	۰/۰۰۰۰٦	۰/۰۰۰۰۱
کل	۷۷						
ضریب تغییرات		۲۰/۰۲	۰/۸۲	۱/٤٦	۲/۲۷	۰/٤۸	۰/۵۹

** و * به ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد ؛ ns: عدم معنی‌دار



شکل ۱: مقایسه میانگین صفات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی لاین‌های موتانت و ارقام شاهد در شرایط شور مزرعه. ستون‌های دارای حروف مشترک بر اساس آزمون LSD اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد ندارند.

پرولین: مقایسه میانگین داده‌ها (شکل 1D) نشان داد که افزایش در میزان پرولین در همه لاین‌های موتانت نسبت به والد مادری خود، مشاهده گردید. لاین‌های موتانت ۳-۱۳ و ۱۸-۳۲ به‌ترتیب ۲۲/۳۸ و ۲۰/۲۸ میکرو مول در گرم وزن تر، بیشترین میزان تجمع پرولین را در بین لاین‌های موتانت داشتند.

مالون‌دی‌آلدهید: نتایج میانگین داده‌ها (شکل 1E) نشان داد که ارقام شاهد طارم، حسنی و عنبربو، افزایش معنی‌داری در سطح مالون‌دی‌آلدهید (MDA) در مقایسه با لاین‌های موتانت خود داشتند. لاین

موتانت ۳-۱۳(۲۳/۴۳ درصد) نسبت به والد مادری (رقم طارم) ، لاین موتانت ۱-۲۲ (۲۸/۸۳ درصد) نسبت به والد مادری (رقم حسنی) و لاین موتانت ۱۸-۳۲ (۱۰/۱۲ درصد)نسبت به والد مادری (رقم عنبربو)، کاهش معنی داری در سطح مالون‌دی‌آلدهید، در بین سایر لاین‌های موتانت نشان دادند.

قندهای محلول: مقایسه میانگین داده‌ها (شکل 1F) نشان داد که لاین‌های موتانت نسبت به والد مادری خود، افزایشی در میزان قندهای محلول داشتند. لاین موتانت ۱۸-۳۲ با میزان ۱/۱۶ میلی گرم در گرم وزن تر، بیشترین میزان تجمع قندهای محلول را در میان سایر لاین‌های موتانت از خود نشان داد.

سدیم، پتاسیم و نسبت سدیم به پتاسیم برگ: مقایسه میانگین داده‌ها (شکل 1G) نشان داد که ارقام شاهد، افزایش معنی‌داری در میزان تجمع سدیم، نسبت به لاین‌های موتانت خود داشتند و رقم شاهد عنبربو با میزان ۴/۲۴ میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ ، بیشترین میزان تجمع سدیم را در بین دو رقم شاهد دیگر (طارم و حسنی) از خود نشان داد. افزایش محتوی پتاسیم در تمامی لاین‌های موتانت نسبت به والد مادری خود مشاهده گردید. لاین موتانت ۱۴-۳۲ با میزان ۲/۱۳ میلی گرم در گرم وزن تر برگ، بیشترین میزان تجمع پتاسیم را در بین تمامی لاین‌های موتانت از خود نشان داد (شکل 1H). کاهش معنی‌دار نسبت سدیم به پتاسیم برگ در همه لاین‌های موتانت نسبت به ارقام مادری مشاهده شد.

بحث

فلورسانس کلروفیل (Fv/Fm): اندازه‌گیری فلورسانس کلروفیل یک معیار سنجش تأثیر تنش‌های محیطی بر گونه‌های زراعی و تعیین میزان مقاومت آنها پیشنهاد می‌گردد. بیشینه کارایی فتوشیمیایی PSII (Fv/Fm)، شاخص معتبر برای تعیین مقاومت به تنش شوری است (Ashraf, 1999). در پژوهش حاضر نسبت Fv/Fm در ارقام حساس به تنش شوری، به ویژه رقم طارم بطور معنی‌داری کاهش یافت (۰/۶۳)؛ در حالیکه در لاین‌های موتانت متحمل به شوری از جمله ۳-۱۳ و ۱۸-۳۲، کاهشی در این نسبت مشاهده نگردید (۰/۸۲- ۰/۸۰). تحقیقات نشان داده است که شوری، باعث اختلال در زنجیره انتقال الکترون فتوسیستم II می‌شود. نتایج این تحقیق با مطالعات مختلف تطابق داشت (Shu et al., 2012; Kanwal et al., 2011). همچنین با توجه به اینکه محتوای کلروفیل و نسبت Fv/Fm دارای هم‌بستگی معنی‌داری با عملکرد دانه هستند، بنابراین می‌توان از این صفات در انتخاب غیر مستقیم ژنوتیپ‌ها بهره جست (Ashraf, 1999).

هدایت روزنه‌ای: روزنه‌های هوایی نقش اساسی در روابط آبی و فتوسنتز گیاه دارند و عکس العمل آن‌ها به شرایط مختلف محیطی از عوامل اساسی مؤثر در رشد و نمو و تولید محصولات زراعی می‌باشد. باز و بسته شدن روزنه‌های هوایی نتیجه اثر متقابل فاکتورهای فیزیولوژیکی و شرایط محیطی است. نتایج محققان نشان داده است که با افزایش تنش، هدایت روزنه‌ای کم شده و مقاومت روزنه‌ای افزایش می‌یابد (Ahmadi, 2011). کاهش هدایت روزنه‌ای در ارقام حساس به شوری، می‌تواند به تجمع کمتر یون پتاسیم و تجمع بیشتر یون سدیم در سلول‌های محافظ روزنه باشد (Jamil et al., 2007b). پژوهشگران بیان کردند که هدایت روزنه‌ای پایین‌تر در تنش شوری، باعث جذب کربن کمتر و کاهش فتوسنتز می‌گردد (Walia, 2005). در این تحقیق ، لاین‌های موتانت نسبت به ارقام مادری خود، هدایت روزنه‌ای بالاتری داشتند، که منتهی به میزان بیشتری از آسیمیلاسیون

دی اکسید کربن می‌گردد و بنابراین، کربن مناسب برای برگهای درحال رشد فراهم می‌شود (James et al., 2008).

شاخص سبزینگی (SPAD): باتوجه به اینکه کلروفیل‌متر (SPAD)، میزان نیتروژن و کلروفیل برگ را تخمین می‌زند، بنابراین، لاین‌های موتانتی که مقدار SPAD بیشتری نسبت به ارقام مادری دارند، محتوای کلروفیل و نیتروژن بالاتری نیز خواهند داشت (Tsuda, 1999). در این تحقیق، ارقام شاهد با مقدار SPAD کمتر، تراکم نیتروژن کمتری در واحد سطح برگ داشتند و به همین دلیل میزان فتوسنتز آن‌ها کمتر بود، زیرا درصد نیتروژن برگ؛ رابطه تنگاتنگی با میزان فتوسنتز دارد (Peng et al., 1995). در نتیجه می‌توان اظهار داشت که مقدار SPAD بالا در لاین‌های موتانت، می‌تواند دلیلی برای افزایش فتوسنتز و عملکرد آنها باشد. از طرفی می‌توان بیان داشت مزرعه نه تنها کمبودی از نظر میزان نیتروژن نداشت و همین امر منجر به افزایش جذب پتاسیم شده و در نتیجه توان مقابله با شوری در مزرعه را برای ارقام و لاین‌های موتانت افزایش داد (Peng et al., 1993).

پرولین: تعدیل اسمزی در گیاهان از طریق تجمع غلظت‌های بالای محلول‌های سازگار مانند قندها، پلی‌اول‌ها و آمینواسیدها انجام می‌شود. تجمع پرولین در گیاهان، مقاومت به شوری را افزایش می‌دهد (Kishor et al., 2005). بنابراین با توجه به یافته‌های پژوهش حاضر، می‌توان اظهار کرد که تجمع بیشتر پرولین در لاین‌های موتانت به ویژه، لاین‌های موتانت ۳-۱۳ و ۱۸-۳۲، با مقاومت به شوری آنها مرتبط باشد. همچنین، احتمال می‌رود که تجمع پرولین به عنوان یک ابزار متابولیکی برای نگهداری تعادل اسمزی در شرایط شوری در لاین‌های موتانت عمل کرده باشد. از طرفی پرولین، انرژی و نیتروژن برای استفاده درطول تنش شوری را فراهم می‌کند (Perez et al., 1993).

مالون‌دی‌آلدهید: مالون دی آلدهید (MDA)، فراورده اصلی تخریب اسیدهای چرب اشباع نشده در غشاءهای بیولوژیک است که در تنش شوری افزایش می‌یابد (Sudhakar, 2001). مشخص شده است که تولید ROS در شرایط تنش شوری، منتهی به تنش اکسیداتیو و پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی شده و نهایتا تخریب غشاء را به دنبال دارد. مالون دی آلدهید، به عنوان یک نشانگر تخریب غشاء در تنش شوری درگیاه برنج و سایر گونه‌های گیاهی مشاهده شده است (Stepien and Klobus, 2005). در این پژوهش، افزایش پراکسیداسیون لیپید در ارقام مادری نشان دهنده حساسیت این ارقام به شوری است، در حالیکه لاین‌های موتانت به دلیل داشتن تحمل بالا نسبت به تنش شوری، کاهش معنی داری در میزان مالون دی آلدهید نسبت به شاهد از خود نشان دادند.

سدیم، پتاسیم و نسبت سدیم به پتاسیم برگ: عدم جذب پتاسیم و کلسیم به علت غلظت بالای سدیم، رشد و نمو گیاه را کاهش می‌دهد (Mousa, 2013). کمبود پتاسیم، منتهی به پایین آمدن نسبت پتاسیم به سدیم در شرایط تنش شوری می‌گردد. حفظ نسبت بالای پتاسیم به سدیم در بافت‌های گیاه برای مقاومت به شوری گیاه ضروری است (Ashraf and McNeilly, 2004). کاهش در نسبت پتاسیم به سدیم، در ژنوتیپ‌های حساس به شوری برنج بیشتر از ژنوتیپ‌های مقاوم آن مشاهده شد (Sakil, 2015).که این نتیجه با یافته‌های تحقیق حاضر مطابقت دارد. بطوریکه تمامی لاین‌های موتانت نسبت به ارقام مادری از نسبت پتاسیم به سدیم بیشتری برخوردار بودند، که نشان دهنده متحمل بودن لاین‌های موتانت به شوری و حساسیت ارقام مادری به این تنش است.

نسبت سدیم به پتاسیم یک همبستگی بالایی با رشد و عملکرد دانه در شرایط شوری دارد، بنابراین یک نشانگر مؤثر برای مقاومت به شوری محسوب می شود (Niu et al., 2010؛ Zhani et al., 2012).

قندهای محلول: متابولیسم کربوهیدرات‌ها برای تولید قندها تحت تأثیر تنش های محیطی دچار تغییر و اختلال می‌گردد. کاهش کربوهیدرات برگ تحت تنش شوری به دلیل کاهش تبدیل نشاسته در کلروپلاست‌ها به تریوز فسفات و خروج آن از کلروپلاست به سیتوزول به سبب کاهش فراهمی (فسفات غیر آلی) و یا اختلال در کارایی ناقل‌های تریوز فسفات باشد (Hassibi et al., 2010). قندهای محلول از جمله متابولیت‌های گیاهی هستند که به عنوان اسمولیت یا اسموپروتکتانت (مواد محافظتی) در مقابل تنش شوری از گیاه محافظت می‌کنند. میزان افزایش قندهای محلول با مقاومت به شوری رابطه مستقیم دارد (Liu et al., 2000). این یافته با نتایج پژوهش حاضر مطابقت دارد، بطوری‌که تمامی لاین‌های موتانت به ویژه ۱۷-۱۱، ۳-۱۳ و ۱۸-۳۲ با سطوح بالای تولید قند محلول در مقابل تنش شوری، تحمل بسیار بالایی را نسبت به گیاهان غیر موتانت (ارقام مادری) نشان دادند.

نتیجه‌گیری نهایی

نتایج تحقیق حاضر نشان داد که بکارگیری تکنیک اصلاح موتاسیونی با استفاده از پرتو گاما، قادر به ایجاد لاین‌های موتانت امید بخش متحمل به تنش شوری در ارقام بومی گیاه برنج می‌باشد و از این طریق، منجر به افزایش عملکرد در واحد سطح در مناطق شور می‌گردد. از سوی دیگر، پس از ارزیابی خصوصیات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی جمعیت موتانت سه رقم بومی برنج طارم، عنبربو و حسنی حاصل از نسل پنجم طی دو سال متوالی، سه لاین موتانت امید بخش متحمل به شوری ۳-۱۳، ۱۸-۳۲ و ۱-۲۲ که به ترتیب مشتق از ارقام طارم (دز ۳۰۰گری)، عنبربو (دز ۲۵۰ گری) و حسنی (دز ۲۵۰گری) می‌باشند؛ به دلیل داشتن شاخص سبزینگی، هدایت روزنه‌ای و فلورسانس کلروفیل بالا و نیز افزایش محتوی پرولین، نسبت پتاسیم به سدیم بالاو کاهش پراکسیداسیون چربی‌ها انتخاب گردیدند که مکانیسم‌های تحمل به تنش شوری شناسایی شده در لاین‌های موتانت؛ می‌توانند در برنامه‌های به‌نژادی آتی مورد بهره‌برداری قرار گیرند و در نهایت لاین‌های موتانت برنج امیدبخش انتخابی، به‌عنوان ارقام متحمل به شوری و منابع جدید ژرم پلاسم گیاهی معرفی خواهند شد.

References

Ashraf M. (1999). Interactive effect of salt (NaCl) and nitrogen from on growth, water relations and photosynthetic capacity of sunflower (*Helianthus annuus* L.). Critical Reviews in Plant Sciences, 35: 509-513.

Ashraf, M. and McNeilly T. (2004). Salinity tolerance in Brassica oilseeds. Critical Reviews in Plant Sciences, 23: 157-174.

Aguiba, M.M. 2005. Iran Releases World's First BT Rice

Ahmadi, M., Ghobadi, M. and Farhadi Bansouleh, B. (2011). Study the reaction of stomatal conduction and resistance in barley in drought stress conditions. The first national congress of modern agricultural sciences

Babaeian gelodar, N., Nematzadeh, GH., Karbalaei, M.T. and Taeb, M. (1999). Study of diversity of agronomic traits in native rice of Mazandaran. Journal of Shahed University. 26: 15-26.

Baker, N.R. and Rosenqvist, E. (2004). Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. Journal of Experimental Botany 55:1607-1621.

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

Cheraghi, S., Hasheminejhad, M.Y. and Rahimian, M.H. (2009). An overview of the salinity problem in Iran: Assessment and monitoring technology. In: Advances in the assessment and monitoring of salinization

and status of biosaline agriculture reports of expert consultation held in Dubai, United Arab Emirates. 26-29 Nov.

Farshadfar, A. (1997). Plant breeding methodology. Publications of Razi University

Hassibi, P., Nabipoor, M. and Moradi, F. (2010). Study of some cryoprotectives role to induce low temperature tolerance in rice (*Oryza sativa* L.) seedlings. Electronic Journal of Crop Production, 3 (1): 39-56.

Heath, R.L. and Packer L. (1968). Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. kinetics and stochiometry of fatty acid peroxidation. Archives of Biochemistry and Biophysics. 125:189-198.

James, R.A., Von Caemmerer, S., Condon, A.G., Zwart, A.B. and Munns, R. (2008). Genetic variation in tolerance to the osmotic stress component of salinity stress in durum wheat. Functional Plant Biology, 35: 111-123.

Jamil, M., Rehman, S., Jae Lee, K., Man Kim, J., Kim, H.S. and Rha, E.S. (2007b). Salinity reduced growth PS2 photochemistry and chlorophyll content in Radish. Science Agriculture, 64:111-118.

Kanwal, S., Ashraf, M. and Shabbaz, M. 2011. Assessment of salt tolerance of some newly developed and candidate wheat (*Triticum asetivum* L.) cultivars using gas exchange and chlorophyll fluorescence attributes. Pak. J. Bot., 45: 2693-2699.

Hasanuzzaman, M., Nahar, K. and Fujita, M. (2013). Plant response to salt stress and role of exogenous protectants to mitigate salt-induced damages. Echophysiology and responses of plants under salt stress. Springer. pp 25-87.

Khodabandeh, N. (1988). Cereal cultivation book. Publications of Sepehr Publishing Center.

Kishor, P.B., Sangam, S. and Amrutha, R.N. (2005). Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: its implication in plant growth and abiotic stress tolerance. Current Science, 88: 424-438.

Liu X. and Huang B. 2000. Heat stress injury in relation to membrane lipid peroxidation in creexping bentgrass. Crop Science, 40: 503-510.

Masood, A., Hasanuzzaman, M., Khan, M.I.R. and Anjum, N.A. (2017). Approaches in modulating proline metabolism in plants for salt and drought stress tolerance: Phytohormones, mineral nutrients and transgenic. Plant Physiology and Biochemistry. 115: 126-140

Meloni, D.A., Olive, M.A., Martinez, C.A., and Cambraia, J. (2003). Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. Environmental and Experimental Botany, 49: 69-76.

Miller, GL. (1972). Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugars. Analytical Chemistry, 31: 426-428.

Mohammadzadeh, J.M. (2007). Evaluation of rice genotypes to salt stress in the germination and seedling stages in hydroponic culture. MS Thesis of Islamic Azad University of Karaj.

Momeni, A. (2006). Final report of rice genotypes evaluation project to soil salinity stress in Iran. Publications of Rice Research Institute.

Mousa M.A., Al-Qurashi A.D., and Bakhashwain AA. (2013). Response of tomato genotypes at early growing stages to irrigation water salinity. Journal Food Agriculture Environment, 11: 501-507.

Munns, R. (1993). Physiological processes limiting plant growth in saline soil: some dogmas and hypotheses. Plant Cell Environ. 16: 15-24.

Niu, G., and Cabrera, R.I. (2010). Growth and physiological responses of landscape plants to saline water irrigation: a review. HortScience, 45:1605-1609.

Okhovvat, M. (2007). Planting, holding and harvesting book of rice. Publications of Gilan University.

Peng, S., Garcia, F.V., Laza, R.S. and Cassrman, K.G. (1993). Adjustment for specific leaf weight improves chlorophyll meters estimation of rice leaf nitrogen concentration. Agronomy Journal, 85: 987-990.

Peng, S.K., Cassman, G., Virmani, S.S., Sheehy, J. and Khush, G.S. (1999). Yield potential trends of tropical rice since the release of IR8 and the challenge of increasing rice yield potential. Crop Science. 39: 1552-1559.

Perez, A.F., Estan, M.T., Santa, Cruz A. and Bolarin, MC. (1993). Effects of salinity on nitrate, total nitrogen, soluble protein and free amino acid levels in tomato plants. Journal of Horticultural Science, 68: 1021-1027.

Sakil M 2015: Role of methyl jasmonate for the alleviation of stress in saline induced rice plants. MS Thesis. Bangladesh Agricultural University, Mymensingh.

Shu, S., Guo, S.R., Sun, J. and Yuan, L.Y. (2012). Effects of salt stress on the structure and fuction of the photosynthetic apparatus in Cucumis sativus and its protection by exogenous putrescine. Physiol Plantarum, 146: 285-296.

Stepien, P. and Klobus, G. (2005). Antioxidant defense in the leaves of C3 and C4 plants under salinity stress. Physiology Plantarum, 125:31-40.

Sudhakar, C., Lakshmi, A. and Giridarakumar, S. 2001. Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. Plant Science, 161: 613-619.

Tsuda, M. (1999). Errors in leaf area measurrment with an automatic area meter due to leaf chlorophyll in crop plants. Annals of Botany, 84: 799-801.

Walia, H., Wilson, C., Condamine, Liu, X., Abdelbagi, M., Zing, L., Wanamaker, S.I., Mandal, J., Xu, J., Cui, X. and Close, TJ. (2005). Comparative transcriptional profiling of two consoling rice genotypes under salinity stress during the vegetative growth stage. Plant Physiology, 139: 822-835.

Yeo, A.R. and Flowers, T.J. (1984). Mechanism of salinity resistance in rice and their role as physiological criteria in plant breeding. PP.151- 170 in: salinity tolerance in plants john. Willy, pub., New York.

Yosefi, M. (2005). Evaluation of selectivity efficiency for drought tolerance in wheat. MS Thesis.

Zarrinkafsh, M. (1997). Fundamental of soil science in relation to plant and environment. Publications of Islamic Azad University

Zhang, ZH., Liu, Q., Song, HX., Rong, XM., Ismail AM. (2012). Responses of different rice (*Oryza sativa* L.) genotypes to salt stress and relation to carbohydrate metabolism and chlorophyll content. African Journal of Agricultural Research 7: 19-27.

Zhani, K., Elouer, M.A., Aloui, H. and Hannachi, C. (2012). Selection of a salt tolerant Tunisian cultivar of chili pepper (Capsicum frutescens) EurAsian Journal of BioSciences, 6: 47-59.