نخستین همایش ملی دستاوردهای نوین در علوم زیستی و کشاورزی
Novel Findings in Bio and Agricultural Sciences (NFBAS2015)
اردیبهشت ماه ۱۳۹۴
تهران

بررسی اثر متقابل سدیم نیتروپروساید (SNP) و تنش شوری بر برخی خصوصیات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه کلزا (*Brassica napus* L.)

ریحانه رضاپور*[۱]، علی گنجعلی[۲]، پروانه ابریشم چی[۲]

چکیده

HN10102430291

شوری آب و خاک، یکی از مخرب ترین تنش های غیر زیستی است که بخش های زیادی از اراضی قابل کشت کشور با آن مواجه یا تهدید می شوند. اثرات اولیه شوری بر گیاهان شامل تنش اسمزی و سمیت یونی است. علاوه براین تولید گونه های واکنش گر اکسیژن (ROS)، سبب آسیب های سلولی و تنش ثانویه اکسیداتیو می شود که در نهایت به پیری زودرس برگ، کاهش کارایی فتوسنتز، کاهش تثبیت کربن و کاهش عملکرد محصول منتهی خواهد شد. این پژوهش به منظور بررسی اثر غلظت های مختلف سدیم نیتروپروساید (SNP) (۰، ۱۰۰ و ۲۰۰ میکرومولار) به عنوان ترکیب رها کننده نیتریک اکساید (NO) بر میزان رنگیزه های فتوسنتزی، پرولین و پراکسید هیدروژن درگیاهان کلزای مواجه با سطوح مختلف شوری شامل: صفر، ۱۲۰ و ۲۴۰ میلی مولار انجام شد. داده های این مطالعه نشان داد که SNP تاثیر معنی داری بر میزان رنگیزه های فتوسنتزی به استثنای کروفیل b و میزان تجمع پرولین نداشت اما میزان H_2O_2 را درگیاهان تحت تنش شوری به صورت معنی داری کاهش داد($P<0.05$).

کلمات کلیدی: تنش شوری، سدیم نیتروپروساید، کلزا، رنگیزه های فتوسنتزی.

*۱. دانشجوی کارشناسی ارشد فیزیولوژی گیاهی، گروه زیست شناسی، دانشکده علوم پایه، دانشگاه فردوسی مشهد
ایمیل:rhnrezapour@yahoo.com تلفن: ۰۹۱۵۳۷۲۴۲۶۷
۲. اعضای هیئت علمی گروه زیست شناسی، دانشکده علوم پایه، دانشگاه فردوسی مشهد

۱. مقدمه

در بین تنش های غیر زیستی، شوری خاک یکی از مخربترین آن ها است. شوری به معنای حضور بیش از اندازه نمک های قابل حل و عناصر معدنی در محلول خاک است که منجر به تجمع نمک در ناحیه ریشه شده و گیاه را در جذب آب کافی از محلول خاک با اشکال رو به رو می کند (Shannon and Grieve, 1998). افزایش هدایت الکتریکی در خاک های شور باعث کاهش پایداری ساختمان خاک شده و سدیم اضافه موجود در خاک های شور، موجب کاهش نفوذ پذیری و قابلیت دسترسی به آب می گردد (Lauchi *et al.*, 1990). این تغییرات با ایجاد سمیت و بر هم زدن تعادل مواد غذایی محلول، ممکن است بر رشد محصولات کشاورزی تأثیر بگذارند (Hafsi *et al.*, 2007). اثرات اولیه شوری بر گیاهان شامل تنش اسمزی و سمیت یونی است. تجمع زیاد یون سدیم در سیتوسل، اثرات سمی مستقیمی بر غشای سلول دارد که نتیجه آن نشت الکترولیت ها و اختلال در فعالیت های متابولیکی سلول است (Munns *et al.*, 2006). علاوه براین تولید گونه های واکنش گر اکسیژن (ROS) ، سبب آسیب های سلولی و تنش ثانویه اکسیداتیو می شود. حضور گونه های واکنش گر اکسیژن در محیط سلول منجر به اکسیداسیون ماکروملکول های زیستی نظیر اسیدهای نوکلئیک، لیپیدها و پروتئین ها و در نهایت پیری زودرس برگ، کاهش کارایی فتوسنتز، کاهش تثبیت کربن و کاهش عملکرد محصول خواهد شد. بنابراین حیات سیستم در شرایط تنش وابسته به تعادل بین تولید و سم زدایی گونه های واکنش گر اکسیژن به وسیله آنتی اکسیدان های مختلف است (Foyer and Noctor, 2000).

کلزا در بین گیاهان زراعی در گروه گیاهان متحمل به شوری قرار داشته و قابلیت کشت در مناطق شور را دارد (Ashraf and McNeilly, 2004). علی رغم این که گیاهان در میزان تحمل به شوری متفاوت می باشند، اما در نهایت شوری سبب کاهش رشد آنها خواهد شد. این کاهش به طور عمده در ارتباط با افت ظرفیت فتوسنتزی بوده که خود می تواند معلول کاهش در محتوای کلروفیل باشد (Viera Santos, 2004). اگرچه اثر عمومی شوری بر میزان رنگدانه ها کاهش مقدار آن ها است، ولی وابسته به گونه گیاهی آثار افزایشی نیز دیده شده است (Parida and Das, 2005). در گونه های مختلف سرده براسیکا نیز گزارش هایی از اثر افزایشی (Jamil *et al.*, 2007) و کاهشی رنگیزه ها (Sah, 2007) در دست است.

پرولین یکی از تنظیم کننده های اسمزی است و معمولاً در پاسخ به شرایط تنشی در بسیاری از گیاهان به مقدار زیاد تجمع می یابد. پس از پایان تنش شکستن سریع پرولین ممکن است خود تأمین کننده عوامل مورد نیاز فسفریلاسیون اکسیداتیو میتوکندریایی و تولید ATP برای ترمیم صدمات ناشی از تنش باشد (Bates *et al.*,1973). در گیاهان خانواده براسیکا نیز تجمع پرولین یکی از راه کارهای تحمل تنش شوری عنوان شده است (Ashraf and McNeilly, 2004).

یکی از اثرات مخرب تنش شوری تولید گونه های واکنش گر اکسیژن مانند پراکسید هیدروژن (H_2O_2) در محیط سلولی است که می تواند به ملکول زیستی، غشاء های سلولی و رنگیزه های فتوسنتزی آسیب جدی وارد کرده و حتی منجر به مرگ سلول گردد (Abdul Jaleel *et al.*, 2009).

نیتریک اکساید(NO) یک مولکول گازی کوچک، قابل حل در آب وچربی و نسبتاً پایدار می باشد که به عنوان یک مولکول علامتی و یک تنظیم کننده رشد معرفی شده است. این مولکول می تواند بسته به غلظت، موقعیت آن در سلول گیاهی، نوع تنش، نوع گیاه و سن آن اثرات دوجانبه سمی یا حفاظتی را نشان دهد (Del Rio *et al.*, 2004).

سدیم نیتروپروساید (SNP) یک ترکیب رها کننده نیتریک اکساید است که در حالت محلول به نور حساس بوده و تجزیه آن توسط اکسیژن و دمای زیاد تسریع می شود (Wieczorek *et al.*, 2006). از این ماده در پژوهش های زیستی به عنوان منبع نیتریک اکساید برون زاد استفاده می شود.

چند مکانیسم احتمالی برای نقش حفاظتی نیتریک اکساید در مقابله با تنش ها عنوان شده است : ۱- نیتریک اکساید در غلظت های کم می تواند با روبش مستقیم گونه های واکنش گر اکسیژن، مثل رادیکال سوپراکسید و جلوگیری از تشکیل رادیکال های بسیار سمی و مخرب هیدروکسیل، از طریق ممانعت از واکنش فنتون، به عنوان یک آنتی اکسیدان عمل کند و

صدمه وارد به سلول ها را کاهش دهد (Wink *et al.*, 1995)، ۲- نیتریک اکساید می تواند به عنوان یک مولکول علامتی عمل کند (احتمالاً به وسیله القای تغییرات ساختاری در پروتئین ها در نتیجه S- نیتروزیلاسیون یا نیتراسیون) و باعث تغییر در بیان ژن های دفاعی و آنزیم های آنتی اکسیدان (Shi *et al.*, 2005) شود. ۳- نیتریک اکساید قادر است از طریق S- نیتروزیلاسیون فعالیت آنزیم متاکازپاز۹ را مهار نموده و از این طریق مرگ برنامه ریزی شده سلول را کنترل نماید (Belenghi *et al.*, 2007).

در زمینه تأثیر تنش شوری بر جوانه زنی، شاخص های رشد، فیزیولوژیک و بیوشیمیایی گیاه کلزا گزارش هایی وجود دارد اما در زمینه استفاده از تنظیم کننده های رشد به منظور کاهش دادن آثار تنش کارهای زیادی انجام نشده است، لذا این پژوهش با هدف بررسی تأثیر سدیم نیتروپروساید بر برخی صفات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه کلزا در شرایط تنش شوری انجام شد.

۲. ابزار و روش

به منظور انجام این آزمایش، بذرهای گیاه کلزا رقم مودنا (*Brassica napus* L.cv.Modena) پس از ضدعفونی به وسیله هیپوکلریت سدیم ۰/۱ درصد در گلدان های پلاستیکی حاوی پرلیت دانه متوسط کاشته شدند و به صورت یک روز در میان با محلول هوگلند کامل آبیاری شدند. ۳ هفته پس از کاشت، تنش شوری به وسیله آبیاری با هوگلند دارای نمک آغاز گردید. به منظور ایجاد سازگاری بهتر ۳ هفته آبیاری با هوگلند دارای شوری ۰، ۶۰ و ۱۲۰ میلی مولار انجام شد و پس از آن شوری نهایی شامل غلظت های ۰، ۱۲۰ و ۲۴۰ میلی مولار اعمال شد. همزمان با اعمال تنش، تیمار به وسیله سدیم نیتروپروساید در غلظت های ۰، ۱۰۰ و ۲۰۰ میکرومولار نیز آغاز شد و ۹ هفته پس از کاشت، گیاهان به منظور انجام بررسی ها برداشت شدند.

به منظور اندازه گیری میزان رنگیزه های فتوسنتزی مقدار ۰/۲۵ گرم از دومین برگ گیاه با ۸ میلی لیتر استون ۸۰ درصد در هاون چینی به خوبی ساییده شد، سپس محلول حاصل به مدت ۵ دقیقه در ۳۰۰۰ دور سانتریفوژ شد. محلول رویی جدا شد و با استون ۸۰ درصد به حجم ۲۵ میلی لیتر رسید، سپس جذب این محلول در طول موج های ۶۶۳، ۶۴۷ و ۴۷۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد (Lichtenthaler, 1987).

برای اندازه گیری میزان پرولین ۰/۲ گرم برگ سوم گیاه در ۴ میلی لیتر اسید سولفوسالیسیلیک آبدار ۳ درصد(W/V) کاملاً ساییده شد، سپس هموژن حاصل به مدت ۱۵ دقیقه در ۳۰۰۰ دور سانتریفوژ شد. ۲ میلی لیتر از محلول رویی با ۲ میلی لیتر معرف نین هیدرین و ۲ میلی لیتر اسید استیک گلاسیال در لوله آزمایش مخلوط شد، این لوله ها به مدت ۱ ساعت در حمام آب ۱۰۰ درجه قرار گرفتند، سپس لوله ها به ظرف حاوی یخ منتقل شدند تا واکنش خاتمه یابد. پس از هم دما شدن لوله ها با دمای اتاق، ۴ میلی لیتر تولوئن به هر لوله اضافه شد و به مدت ۳۰ ثانیه لوله ها ورتکس شدند، این عمل منجر به دو فاز شدن محتویات لوله گردید که فاز تولوئن رنگین و حاوی پرولین در بالا قرار داشت، پس از گذشت ۲۰ دقیقه جذب محلول فوقانی در ۵۲۰ نانومتر خوانده شد و با استفاده از منحنی استاندارد، غلظت پرولین در محلول محاسبه شد و در نهایت میزان پرولین بر اساس میکرومول در گرم وزن تر نمونه گیاهی محاسبه شد. (Beats, 1973)

به منظور اندازه گیری میزان پراکسید هیدروژن، ۰/۵گرم بافت تر برگ با ۵ میلی لیتر تری کلرو استیک اسید ۱ درصد (W/V) به وسیله هاون چینی در حمام یخ کاملاً ساییده و همگن شد. هموژن حاصل به مدت ۱۵ دقیقه در ۱۲۰۰۰ دور سانتریفوژ شد. سپس ۰/۵ میلی لیتر از محلول روشناور به لوله آزمایش منتقل و به آن ۰/۵ میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی مولار با اسیدیته ۷ و ۱ میلی لیتر یدید پتاسیم ۱ مولار اضافه شد (تمام مراحل در حمام یخ انجام شد)، سپس این مواد به خوبی مخلوط شده و در نهایت جذب نمونه ها در طول موج ۳۹۰ نانومتر به کمک دستگاه اسپکتروفتومتر تعیین شد و بر اساس منحنی استاندارد پراکسید هیدروژن غلظت آن در نمونه ها بر حسب میکرو مول به گرم وزن تر برگ محاسبه شد. (Alexieva *et al.*, 2001)

۳. یافته‌ها

با توجه به جدول ۱ اگرچه تنش شوری منجر به افزایش میزان رنگیزه های فتوسنتزی گردید اما این تأثیر در سطح معنی دار نبود. کاربرد سدیم نیتروپروساید نیز فقط بر میزان کلروفیلb در سطح تنش ۱۲۰ میلی مولار مؤثر واقع شد و در سایر سطوح تنش و بر میزان سایر رنگیزه ها اثر معنی داری نداشت.

تنش شوری منجر به افزایش معنی دار میزان اسیدآمینه پرولین گردید، اما کاربرد غلظت های مختلف سدیم نیتروپروساید در هیچ یک از سطوح تنش اثر افزایشی معنی داری نشان نداد (جدول ۱).

میزان پراکسید هیدروژن در برگ های گیاهان مورد بررسی با افزایش سطح تنش شوری به صورت معنی داری افزایش یافت، که نشان دهنده بروز تنش ثانویه اکسیداتیو در این گیاهان می باشد. کاربرد سدیم نیتروپروساید در همه سطوح تنش منجر به کاهش معنی دار پراکسیدهیدروژن گردید اما اختلاف معنی داری بین کاربرد غلظت های مختلف این ماده وجود نداشت (جدول ۱). ($P<0.05$)

جدول (۱): مقایسه میانگین اثر شوری و SNP بر صفات کلزا

سطوح تنش شوری(mM)	سطوح SNP (µM)	کلروفیلa	کلروفیلb	کارتنوئید	پرولین	پراکسیدهیدروژن
۰	۰	۰/۹۵±۰/۲۱^{ab}	۰/۴۳±۰/۱۰^{bc}	۲۶/۷۱±۴/۸۷^{a}	۵/۵۲±۰/۸۱^{d}	۲۷/۱۸±۰/۹۰^{e}
	۱۰۰	۰/۶۴±۰/۲۰^{b}	۰/۲۹±۰/۰۹^{c}	۱۷/۹۵±۵/۸۳^{a}	۲۶/۸۳±۶/۹۵^{d}	۲۱/۳۹±۳/۰۴^{f}
	۲۰۰	۰/۹۳±۰/۴۰^{ab}	۰/۴۰±۰/۱۶^{bc}	۲۶/۴۳±۱۱/۰۶^{a}	۲۹/۶۶±۸/۹۳^{d}	۱۸/۷۸±۲/۱۷^{f}
۱۲۰	۰	۱/۴۵±۰/۲۰^{a}	۰/۶۰±۰/۱۰^{b}	۲۷/۵۲±۲/۵۸^{a}	۱۴۸/۲۳±۲۴/۲۷^{c}	۴۸/۴۹±۳/۳۲^{b}
	۱۰۰	۱/۳۵±۰/۲۹^{a}	۰/۹۶±۰/۰۶^{a}	۲۴/۱۶±۵/۶۰^{a}	۲۰۳/۱۶±۴/۳۴^{b}	۳۱/۶۸±۲/۲۳^{cde}
	۲۰۰	۱/۲۵±۰/۲۳^{ab}	۱/۱۰±۰/۱۱^{a}	۱۹/۸۳±۳/۸۱^{a}	۱۷۳/۸۵±۳۴/۹۹^{bc}	۲۸/۷۸±۰/۴۳^{de}
۲۴۰	۰	۱/۰۴±۰/۲۷^{ab}	۰/۴۱±۰/۱۰^{bc}	۱۷/۷۲±۳/۴۴^{a}	۳۶۰/۲۵±۳۳/۶۴^{a}	۵۴/۴۳±۶/۷۹^{a}
	۱۰۰	۱/۱۷±۰/۳۳^{ab}	۰/۴۵±۰/۱۳^{bc}	۲۱/۱۲±۶/۷۰^{a}	۳۹۹/۲۵±۲۲/۳۰^{a}	۳۶/۶۰±۳/۰۴^{c}
	۲۰۰	۱/۳۵±۰/۳۱^{a}	۰/۵±۰/۱۲^{b}	۲۳/۵۹±۵/۲۴^{a}	۴۰۷/۱۱±۵۵/۲۷^{a}	۳۴±۱/۸۹^{cd}

۴. بحث

نتایج حاصل از این مطالعه نشان داد اگرچه تنش شوری منجر به افزایش رنگیزه های فتوسنتزی گردید اما این اثر در سطح معنی دار ($P<0.05$) نبود . برخی محققین گزارش هایی مبنی بر کاهش رنگیزه های فتوسنتزی در شرایط تنش شوری در ارقام کلزا داشته اند که این کاهش در ارقام مقاوم تر کمتر بوده است (کیارستمی و همکاران ۱۳۹۱). محققین دیگر گزارش هایی مبنی افزایش رنگیزه های فتوسنتزی در این گیاهان در شرایط تنش شوری ارائه نموده اند (Jamil *et al*., 2005) و حتی گزارش هایی مبنی بر عدم تأثیر تنش شوری بر میزان رنگیزه های فتوسنتزی ارقام کلزا ارائه شده است (آذری و همکاران ۱۳۹۱). به نظر می رسد در ارقام مقاوم کلزا افزایش رنگیزه های فتوسنتزی یکی از راهکارهای گیاه برای حفظ شدت فتوسنتز و مقابله با اثرات منفی تنش شوری می باشد.

پرولین آمینواسیدی است که می تواند مانند یک ملکول تنظیمی و علامتی مقاومت گیاهان تحت تنش شوری را افزایش دهد (Ali *et al*., 1999). در گیاهان خانواده براسیکا نیز تجمع پرولین یکی از راه کارهای مقابله با تنش شوری عنوان شده است (Ashraf and McNeilly, 2004). در بین ارقام مختلف کلزا ارقام دارای مقاومت بیشتر به تنش شوری قادر به تجمع مقادیر بالاتری از اسید آمینه پرولین می باشند (بابیوردی و همکاران ۱۳۸۹). در این بررسی نیز میزان پرولین برگ های

کلزا با افزایش سطح تنش شوری افزایش معنی داری نشان داد.

گیاهان طیف وسیعی از تنش های محیطی را که نهایتاً منجر به بروز تنش اکسیداتیو در گیاه می شود، درک می کنند در شرایط تنش عدم توازن بین فرایند جذب انرژی و مصرف آن توسط اندام فتوسنتزی باعث تولید انواع اکسیژن فعال و ناتوانی گیاه در مهار آن می گردد که در نهایت منجر به بروز تنش در غشای سلول و علایم ناشی از صدمات اکسیداتیو می گردد (Blokhina *et al*., 2003). پراکسید هیدروژن یکی از انواع گونه های فعال اکسیژن می باشد که میزان آن عموماً در برگ های گیاهانی که تحت تأثیر تنش شوری بوده اند افزایش نشان می دهد (Fedina *et al*., 2003). در این بررسی نیز با بروز تنش شوری و افزایش سطح تنش میزان پراکسید هیدروژن به میزان معنی داری افزایش یافت.

بررسی ها نشان داده است تیمار گیاهان تحت تنش شوری با سدیم نیتروپروساید می تواند منجر به افزایش سطح رنگیزه های فتوسنتزی (Beligini and Lamatina, 1999, Khan *et al*., 2012)، افزایش سطح تجمع پرولین در برگ ها (Wu *et al*., 2011) و کاهش تجمع پراکسید هیدروژن در گیاهان مواجه با تنش گردد (Lin *et al*., 2012).

۵. نتیجه گیری

در این بررسی تیمار گیاهان با سدیم نیتروپروساید منجر به افزایش سطح رنگیزه های فتوسنتزی شد اما این افزایش فقط در میزان کلروفیلb معنی دار شد. سطح پرولین برگ ها نیز با کاربرد سدیم نیتروپروسایدافزایش نشان داد، هرچند این افزایش در سطح معنی دار نبود. در گیاهان تیمار شده با سدیم نیتروپروساید میزان تولید پراکسید هیدروژن در سطح معنی داری کاهش یافت که نشان دهنده اثر این تیمار بر کاهش تنش ثانویه اکسیداتیو می باشد.

نتایج حاصل از این تحقیق نشان داد تیمار با سدیم نیتروپروساید در گیاهان کلزای تحت تنش شوری تا حدودی باعث القای سازگاری های مناسب برای ایجاد درجاتی از تحمل به تنش شد.

منابع

۱. آذری، آ.، مدرس ثانوی، س. ع.، عسکری، ع.، قناتی، ف.، ناجی، ا. م و علیزاده، ب. (۱۳۹۱). اثر تنش شوری بر صفات مورفولوژیک و فیزیولوژیک دو گونه کلزا و شلغم روغنی. مجله علوم زراعی ایران. ۱۴(۲): ۱۲۱- ۱۳۵

۲. بایبوردی، ا.، سید طباطبایی، س. ج. و احمداف، ع. (۱۳۸۹). تأثیر تنش شوری ناشی از کلرور سدیم برخصوصیات فیزیولوژیکی، کمیت وکیفیت ارقام پاییزه کلزا. نشریه آب و خاک (علوم و صنایع کشاورزی). ۲۴(۲): ۳۳۴-۳۴۶

۳. کیارستمی، خ.، عبدالملکی، ن و حیدری، م. (۱۳۹۱). بررسی تأثیر سالیسیلیک اسید بر کاهش تنش شوری در کلزا (*Brassica napus* L.). زیست شناسی گیاهی. ۴(۱۲): ۸۲-۶۹

4. Abdul Jaleel, C., Riadh, K., Gopi, R., Manivannan, P., Ines, J., Al-Juburi, H.J., Chang-Xing, Z. and Panerselvam, R. (2009). Antioxidant defense responses: physiological plasticity in higher plants under abiotic constrains. *Acta Physiologia Plantarum 31*: 427-436.
5. Alexieva, V., Sergiev, I., Mapelli, S., and Karanov, E. (2001). The effect of drought and ultraviolet radiation on growth and stress markers in pea and wheat. *Plant, Cell and Environment*. *24*: 1337-1344.
6. Ali, G., Srivastava, P.S, and Iqbal, M. (1999). proline accumulation, protein pattern and photosynthesis in regenereants grown under NaCl stress. *Biologia Plantarum*. *42*: 89-95.
7. Ashraf, M. and T, McNeilly. (2004). Salinity tolerance in Brassica oilseeds. *Critical Reviews in Plant Sciences. 23(2)*: 157-174.
8. Bates, L.S., Waldren, R.P. and Teare, I.K. (1973). Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant Soil. 39*: 205–208.

9. Belenghi, B., Romero-Puertas, M.C., Vercammen, D., Brackenier, A., Inze, D., Delledonne, M. and Van Breusegem, F. (2007). Metacaspase activity of *Arabidopsis thaliana* is regulated by S-nitrosylation of a critical cysteine residue. *Biological Chemistry. 282:* 1352-1358.
10. Beligini, M.V. and Lamattina, L. (1999). Nitric oxide counteracts cytotoxic processe mediated by reactive oxygen species in plant tissues. *Planta 208:* 337–344.
11. Blokhina, O., Violainen, E. and Fagerstedt, K.V. (2003). Antioxidants, oxidative damage and oxygen deprivation stress: a review. *Annals of Botany. 91:* 179–194.
12. Del Rio, L. A., Corpas, F. J. and Barroso, J.B. (2004). Nitric oxide and nitric oxide synthase activity in plants. *Phytochemistry. 65:* 783-792.
13. Fedina, I. S., Grigorova, I. D. and Georgieva, K. M. (2003). Response of barley seedlings to UV-B radiation as affected by NaCl. *Journal of Plant Physiology. 160:* 205-208.
14. Foyer, C.H. and Noctor, G. (2000). Oxygen processing in photosynthesis: regulation and Signaling. *New Phytologist. 146:* 59–388.
15. Hafsi1,C., Lakhdhar1, A., Rabhi1, M., Debez, A., Abdelly1, C. and Ouerghi, Z. (2007). Interactive effects of salinity and potassium availability on growth, water status, and ionic composition of *Hordeum maritimum*. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science, 170:* 469-473.
16. Jamil, M., Lee, C. C., Rehman, S. U., Lee, D. B., Ashraf, M. and Rha, E. S. (2005). Salinity (NaCl) tolerance of *Brassica* species at germination and early seedling growth. *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry. 4:* 970-976.
17. Jamil, M., Rehman, S. H. and Rha, E. S. (2007). Salinity effect on plant growth, PSII photochemistry and chlorophyll content in sugar beet (*Beta Vulgaris* L.) and cabbage (*Brassica Oleracea Capitata* L.). *Pakistan Journal of Botany 39:* 753-760.
18. Lakhdar, A., Rabhi, M., Ghnaya, T., Montemurro, F., Jedidi, N. and Abdelly, C. (2009). Effectiveness of compost use in salt-affected soil. *Hazardous Materials. 171:* 29-37
19. Lichtenthaler, H.K. (1987). Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*. *148*: 350-382.
20. Lin, Y., Liu, Z., Shi, Q., Wang, X., Wei, M. and Yang, F. (2012). Exogenous nitric oxide (NO) increased antioxidant capacity of cucumber hypocotyl and radicle under salt stress. *Scientia Horticulturae.* 142: 118–127.
21. Munns, R., Greenway, H., Delane R. and Gibbs, J. (1982). Ion Concentration and Carbohydrate Status of the Elongating Leaf Tissue of *Hordeum vulgare* Growing at High External NaCl II. Cause of the growth reduction. *Journal of Experimental Botany. 33*: 574-583.
22. Parida, A. K. and Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety. 60:* 324-349.
23. Shah, S. H. (2007). Effects of salt stress on mustard as affected by gibberellic acid application. *general and applied Plant Physiology. 33:* 97-106.
24. Shannon, M. C. and Grieve, C. M. (1998). Tolerance of vegetable crops to salinity. *Scientia Horticulturae. 78*: 5-38
25. Shi, S., Wang, G., Wang, Y., Zhang, L. and Zhang, L. (2005). Protective effect of nitric oxide against oxidative stress under ultraviolet-B radiation. *Nitric Oxide. 13*: 1-9.
26. Viera Santos, C. (2004). Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves. *Scientia Horticulturae. 103(1)*: 93-99.
27. Wieczorek, J. F., Milczarek, G., Arasimovicz, M. and Ciszewski, A. (2006). Do nitric oxide donors mimic endogenous NO-related response in plants. *Planta*. *224:* 1363-1372.
28. Wink, D.A., Cook, J.A., Pacelli, R., Liebmann, J., Krishna, M.C. and Mitchell, J.B. (1995). Nitric oxide (NO) protects against cellular damage by reactive oxygen species. *Toxicology Letters. 82-83:* 221-226.

29. Wu, X., Zhu, W., Zhang, H., Ding, H. and Zhang, H . J. (2011). Exogenous nitric oxide protects against salt induced oxidative stress in the leaves from two genotypes of tomato (*Lycopersicom esculentum* Mill.). *Acta Physiologiae Plantarum. 33:* 1199–1209
30. Xue, L.J., Li, S.W. and Xu, S.J. (2006). Alleviative effects of nitric oxide on the biological damage of *Spirulina platensis* induced by enhanced ultraviolet-B. *Nitric Oxide. 46:* 561–564.
31. Zhang, F., Wang, Y. and Wand, D. (2007). Role of nitric oxide and hydrogen peroxide during the salt resistance response. *Plant Signaling & Behavior. 2:* 473–474.