Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

بررسی تأثیر تنش شوری بر برخی متغیرهای فیزیولوژیک ۱۱ ژنوتیپ نخود در محیط هیدروپونیک

محمد کافی[۱*]، عبدالرضا باقری[۱]، جعفر نباتی[۲]، محمد زارع مهرجردی[۳] و علی معصومی[۲]

(تاریخ دریافت: ۱۳۸۹/۵/۲۵ ؛ تاریخ پذیرش: ۱۳۸۹/۱۱/۲۳)

چکیده

نخود حساسیت بالایی به تنش شوری دارد و گزینش برای شوری می‌تواند به بهبود تحمل ژنوتیپ‌ها و در نتیجه گسترش کشت آن در مناطق با آب و خاک شور کمک کند. این آزمایش با هدف بررسی پاسخ مکانیسم‌های فیزیولوژیک تحمل به تنش شوری در ۱۱ ژنوتیپ نخود در دو سطح تنش شوری کلرید سدیم (۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) و شاهد (محلول هوگلند) در محیط هیدروپونیک اجرا شد. نتایج نشان داد که با افزایش شدت تنش، غلظت رنگدانه‌های فتوسنتزی، کاروتنوئیدها، میزان پرولین، قندهای محلول و فعالیت مهار رادیکال DPPH در برگ و ریشه افزایش پیدا کرد. در بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه، ژنوتیپ‌های MCC674، MCC759، MCC544 و MCC783 در بیشتر صفات برتری نشان دادند. ژنوتیپ‌هایی که دارای میزان کلروفیل، کاروتنوئید، کربوهیدرات‌های محلول، پرولین و مهار رادیکال DPPH بیشتری در اندام‌های هوایی بودند نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها تحمل به شوری بیشتری داشتند. همبستگی بین صفات فیزیولوژیک مورد مطالعه با غلظت سدیم برگ مثبت بود. میزان تولید رنگدانه‌های فتوسنتزی، کاروتنوئیدها، پرولین، قندهای محلول و فعالیت مهار رادیکال DPPH در ژنوتیپ‌های حساس به خشکی بیشتر بود. شاخص تحمل در شدت تنش ۱۲ دسی زیمنس بر متر نشان داد که ژنوتیپ‌های متحمل به خشکی (MCC760 و MCC333) به شوری نیز مقاوم هستند، اما در شدت تنش ۸ دسی زیمنس بر متر ژنوتیپ MCC759 حساس به خشکی در دسته مقاوم به شوری قرار گرفت.

واژه‌های کلیدی: رنگدانه‌های فتوسنتزی، کاروتنوئیدها، پرولین، قندهای محلول

مقدمه

شوری یکی از مهمترین تنش‌های محیطی است که تولید محصولات زراعی را تحت تأثیر قرار می‌دهد. در تمام مناطقی که آبیاری برای تولید محصولات زراعی ضروری است، شور شدن خاک نیز امری غیر قابل اجتناب می‌باشد که این پدیده به تدریج به یک مشکل عمده در مناطق خشک و نیمه خشک ایران تبدیل شده است (۱۷). بنابراین جهت ادامه تولید محصولات زراعی در این مناطق، ارقامی از محصولات مورد نیاز هستند که در شرایط آبیاری با آب شور از رشد مناسبی برخوردار بوده و آستانه کاهش عملکرد آنها بالا باشد (۳۰).

نخود از جمله مهمترین محصولات زراعی در خاورمیانه و ایران است، که مقدار تولید و کیفیت پروتئین دانه آن بسیار زیاد بوده و هم‌چنین با تثبیت نیتروژن در خاک موجب افزایش حاصلخیزی آن می‌شود. با این وجود مشخص شده که شوری

۱. اساتید دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد.

۲ و ۳. به ترتیب دانشجویان دکتری زراعت، گرایش فیزیولوژی و دکتری بیوتکنولوژی دانشگاه فردوسی مشهد.

* : مسئول مکاتبات، پست الکترونیکی: m.kafi@um.ac.ir

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۱. ژنوتیپ‌های مورد استفاده در آزمایش و منشأ آنها

ردیف	شناسه در بانک بذر		منشأ	عکس‌العمل به خشکی	منبع
۱	MCC333	(Flip87-84c)	ایکاردا	متحمل	صداقت خواهی،۱۳۸۶
۲	MCC544		ایران	متحمل	گنجعلی و همکاران، ۱۳۸۸
۳	MCC674		ایران	حساس	گنجعلی و همکاران ، ۱۳۸۸
۴	MCC696		ایران	متحمل	گنجعلی و همکاران ، ۱۳۸۸
۵	MCC759	(Flip97-41c)	ایکاردا	حساس	گنجعلی و همکاران ، ۱۳۸۸
۶	MCC760	(Flip97-43c)	ایکاردا	متحمل	گنجعلی و همکاران ، ۱۳۸۸
۷	MCC770	(Flip97-91c)	ایکاردا	متحمل	گنجعلی و همکاران ، ۱۳۸۸
۸	MCC773	(Flip97-97c)	ایکاردا	حساس	صداقت خواهی،۱۳۸۶
۹	MCC783	Flip97-120c)	ایکاردا	حساس	گنجعلی و همکاران ، ۱۳۸۸
۱۰	MCC806	(Flip97-196c)	ایکاردا	حساس	گنجعلی و همکاران ، ۱۳۸۸
۱۱	MCC877	(ICC4958)	ایکریست	متحمل	سکسینا و همکاران ، ۱۹۹۳

می‌تواند عملکرد و کیفیت محصول را حتی در ارقام متحمل به شوری نخود کاهش دهد (۵). اگر چه ارقام زارعی نخود دارای تنوع ژنتیکی کمی می‌باشند (۱۰)، با این حال مطالعه در مورد ارقام جمع آوری شده از مناطق مختلف شامل شمال آفریقا، جنوب آسیا و خاورمیانه، از جمله ایران، نشان داده که گزینش ارقام متحمل به شوری در خزانه ژنتیکی نخود با احتمال موفقیت خوبی امکان پذیر است (۲۵). در کنار وجود تنوع در خزانه ژنتیکی، درک درست فرایندهای فیزیولوژیک و موفولوژیک در پاسخ به تنش در طراحی شیوه‌های اصلاحی برای دستیابی به ارقام متحمل به شوری از اهمیت ویژه‌ای برخوردار است (۱۱). در نتیجه تنش شوری، تنش‌های ثانویه نظیر تنش اکسیداتیو نیز ممکن است بروز کنند که در این حالت، تولید و تجمع رادیکال‌های فعال به اکسید شدن پروتئین‌ها و لیپیدها و در نتیجه مرگ سلول منجر می‌شود (۲۸). لذا فرایندهای گیاه را در مقابله با تنش شوری می‌توان به دو دسته فرایندهای کاهش دهنده اثر تنش اسمزی و فرایندهای حفظ تعادلات یونی سلول و حذف اثرات سمیت یون‌ها تقسیم کرد (۴۳). بنابراین مطالعه فرایندهای فیزیولوژیک در تنش شوری می‌تواند کمک شایانی به گزینش ارقام متحمل به شوری نخود کند. بر این اساس مطالعه‌ای با هدف بررسی پاسخ فیزیولوژیک شامل تولید ترکیبات اسمزی (قند محلول و پرولین)، تغییرات فعالیت مهار رادیکال DPPH و ترکیبات یونی (Na و K) در سطح ریشه و برگ و ارتباط آنها با یکدیگر درتحمل ۱۱ رقم نخود به تنش شوری صورت پذیرفت.

مواد و روش‌ها

این مطالعه در قالب آزمایش کرت‌های خرد شده بر پایه طرح بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار در گلخانه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد به اجرا درآمد. به منظور انجام آزمایش و بر اساس نتایج آزمایش‌های مزرعه‌ای سکسینا و همکاران (۳۵)، صداقت خواهی (۱) و گنجعلی و همکاران (۲) ۱۱ ژنوتیپ نخود متنوع از لحاظ تحمل به خشکی انتخاب و بذر آنها از بانک بذر حبوبات پژوهشکده علوم گیاهی دانشگاه فردوسی مشهد تهیه شد. فهرست ژنوتیپ‌های مورد استفاده در آزمایش و منشأ آنها در جدول ۱ ارائه شده است.

ابتدا بذرها در پتری‌دیش جوانه‌دار شدند و سپس به محیط هیدروپونیک حاوی محلول غذایی هوگلند در محیط گلخانه با متوسط دمای ۲۵ درجه سلسیوس منتقل شدند. به منظور مطالعه اثر شوری بر ارقام نخود، از نمک کلرید سدیم استفاده شد. برای این منظور، دو هفته پس از انتقال گیاهچه‌ها به محیط

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

هیدروپونیک، ارقام در سه سطح شوری ۲ dS/m (محلول هوگلند)، ۸+۲ dS/m و ۱۲+۲ dS/m مورد تیمار قرار گرفتند. به منظور جلوگیری از مواجه شدن گیاهان با تنش شدید، اعمال تنش شوری به تدریج و با نرخ ۱ dS/m در روز با اضافه کردن نمک کلرید سدیم به محلول هوگلند صورت پذیرفت. دو هفته پس از اعمال تنش شوری، نمونه‌برداری جهت مطالعه صفات فیزیولوژیک شامل میزان رنگدانه‌های فتوسنتزی، مقدار کربوهیدرات‌های محلول، میزان پرولین و فعالیت آنتی اکسیدان کل انجام شد و نمونه‌ها در ظرف حاوی یخ به آزمایشگاه منتقل شدند. سپس برداشت بوته‌ها انجام شد و وزن تر و خشک ساقه و ریشه تعیین و مقدار کاتیون‌های سدیم و پتاسیم اندازه‌گیری گردید.

برای اندازه‌گیری کلروفیل a و b از روش دری و همکاران (۱۳) استفاده شد. برای این منظور ۱۰۰ میلی‌گرم برگ تازه از برگ‌های جوان کاملاً توسعه یافته جدا و استخراج رنگدانه‌ها با استفاده از متانول ۹۹ درصد انجام شد. میزان جذب در طول موج‌های ۶۵۳ و ۶۶۶ نانومتر با استفاده از اسپکتروفتومتر (Jenway Model 6305) انجام شد. در نهایت، مقدار کلروفیل a و b بر اساس فرمول‌های زیر محاسبه شد:

$$Ch_a=15.65\times A_{666} - 7.340\times A_{653} \quad [۱]$$

$$Ch_b=27.05\times A_{653} - 11.21\times A_{666} \quad [۲]$$

قند محلول برگ با استفاده از روش فنول سولفوریک اسید (۱۴) و استاندارد گلوکز تعیین شد.

میزان پرولین در بافت ریشه و برگ بر اساس روش باتس و همکاران (۸) اندازه‌گیری شد. مقدار غلظت پرولین با استفاده از منحنی استاندارد پرولین تعیین شد.

برای اندازه‌گیری ظرفیت تخریب رادیکاهای فعال از روش ابی و همکاران (۳) استفاده شد. صد میلی‌گرم ماده برگی تازه را در نیتروژن مایع هموژنیزه کرده و عصاره‌گیری با اتانول ۹۶ درصد انجام شد. جهت جدا سازی مواد جامد نامحلول به مدت پنج دقیقه سانتریفیوژ با ۳۵۰۰ دور انجام شد. مقدار مناسبی از محلول شفاف بالایی را با ۸۰۰ میکرولیتر از محلول نیم میلی‌مولار DPPH (l-diphenyl-2-picrylhydrazyl) مخلوط کرده و میزان جذب پس از ۳۰ دقیقه تاریکی در طول موج ۵۱۷ نانومتر قرائت گردید. ظرفیت تخریب رادیکال‌های فعال با استفاده از فرمول زیر محاسبه شد:

$$\text{درصد تخریب رادیکال‌های فعال} = \frac{(\text{جذب نمونه مورد ارزیابی} - \text{جذب نمونه شاهد})}{(\text{جذب نمونه شاهد})} \times ۱۰۰$$

میزان سدیم و پتاسیم ریشه و برگ با استفاده از ۱۰۰ میلی گرم نمونه خشک آسیاب شده که به مدت یک شب در اسید نیتریک غلیظ هضم و یک ساعت در دمای ۸۰ درجه سلسیوس قرار گرفته بود با دستگاه فلیم‌فتومتر (UK-Jenway) و محلول‌های استاندارد سدیم و پتاسیم تعیین شد.

جهت محاسبات آماری در این مطالعه از نرم‌افزارهای Mstatc، Jmp 4.0، Excel و Statistica استفاده شد. مقایسه میانگین‌ها به روش آزمون LSD انجام گرفت و سطح احتمال به‌کار رفته در کلیه تجزیه و تحلیل‌ها ۹۵٪ در نظر گرفته شد.

نتایج و بحث

افزایش میزان کلرید سدیم در این مطالعه موجب افزایش غلظت کلروفیل a و b و کاروتنوئیدها در نخود شد (جداول ۲ و۳). با این وجود، تنش شوری ناشی از کلرید سدیم تأثیر معنی‌داری بر نسبت کلروفیل a به کلروفیل b در ژنوتیپ‌های مختلف نداشت. با بررسی میزان رنگدانه‌ها در ژنوتیپ‌های مختلف نخود مشاهده شد که بیشترین غلظت رنگدانه کلروفیل a و b در تیمار شاهد و تنش شوری ۱۲ dS/m مربوط به ژنوتیپ MCC674 بود. اما نکته قابل توجه میزان افزایش رنگدانه‌ها در شرایط تنش شوری در این ژنوتیپ بود که نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها میزان افزایش رنگدانه‌ها چندین برابر بود (جداول ۲ و ۳). بر اساس مطالعات گنجعلی و همکاران (۲) ژنوتیپ MCC674 به خشکی حساس است (جدول ۱). مقدار کلروفیل و رنگدانه‌های فتوسنتزی از مهمترین عوامل مؤثر در ظرفیت فتوسنتزی گیاهان هستند زیرا به‌طور مستقیم بر سرعت و میزان فتوسنتز و در

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۲. تأثیر غلظت‌های مختلف کلرید سدیم بر میزان کلروفیل a ، b ($mg.gdw^{-1}$) و نسبت کلروفیل a به b در ۱۱ ژنوتیپ نخود.

	کلروفیل a ($mg.gdw^{-1}$)			کلروفیل b ($mg.gdw^{-1}$)			کلروفیل b/a		
	شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)		
ژنوتیپ	۰	۸	۱۲	۰	۸	۱۲	۰	۸	۱۲
MCC333	۴/۶۸	۲/۸۵	۳/۹۲	۸/۵۴	۵/۱۸	۷	۰/۵۵	۰/۵۴	۰/۵۶
MCC544	۵/۲۲	۶/۹۱	۶/۳۱	۹/۱۹	۱۳/۱۷	۱۵/۰۲	۰/۵۷	۰/۵۱	۰/۴۲
MCC674	۵/۴۶	۴/۹۲	۱۸/۹۳	۹/۵۶	۸/۵۶	۳۴/۸۲	۰/۵۸	۰/۵۸	۰/۵۴
MCC696	۴/۰۵	۴/۵۷	۵/۶۲	۷/۴۱	۶/۴۷	۱۰/۱۷	۰/۵۵	۰/۷۴	۰/۵۵
MCC759	۳/۷۱	۲/۵۵	۴/۳۶	۶/۰۴	۴/۹۴	۷/۵۳	۰/۶۲	۰/۵۲	۰/۵۹
MCC760	۳/۷۵	۳/۴۴	۴/۴۹	۶/۵۴	۶/۱۶	۸/۶	۰/۵۷	۰/۵۶	۰/۵۳
MCC770	۵/۱۶	۶/۶۸	۲/۵۳	۹/۵۵	۹/۹۷	۵/۱۲	۰/۵۴	۰/۷۱	۰/۵۱
MCC773	۴/۹۹	۵/۷۷	۳/۰۸	۸/۵	۱۰/۱۷	۷/۱۲	۰/۵۹	۰/۵۷	۰/۴۶
MCC783	۳/۱۵	۲/۳۵	۴/۱۶	۵/۳۲	۴/۳۱	۷/۵۷	۰/۶	۰/۵۳	۰/۵۷
MCC806	۲/۵۷	۴/۴۱	۲/۶۳	۳/۸۱	۸/۴	۴/۷۲	۰/۶۶	۰/۵۵	۰/۵۶
MCC877	۳/۱۵	۷/۰۱	۶/۰۵	۵/۶۸	۱۳/۲۷	۱۳/۲۵	۰/۵۵	۰/۵۳	۰/۴۸
سطح احتمال	۰/۰۰۱			۰/۰۰۱			۰/۶۳۷		
LSD 0.05	۲/۴۶			۴/۴۴			۰/۱۸		

LSD حداقل اختلاف معنی دار در سطح ۵٪

جدول ۳. تأثیر غلظت‌های مختلف کلرید سدیم بر غلظت کاروتنوئیدها و کل رنگدانه‌ها در ۱۱ ژنوتیپ نخود.

	کل رنگدانه‌ها($mg.gdw^{-1}$)			کارتنوئید($mg.gdw^{-1}$)		
	شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)		
ژنوتیپ	۱۲	۸	۰	۱۲	۸	۰
MCC333	۱۱/۶۵	۸/۵۹	۱۳/۵۲	۰/۷۲	۰/۵۶	۰/۳۱
MCC544	۲۷/۷۱	۲۰/۷۹	۱۴/۹۷	۶/۳۹	۰/۷۰	۰/۵۷
MCC674	۶۲/۴۱	۱۴/۲۲	۱۵/۸۰	۸/۶۶	۰/۷۳	۰/۷۹
MCC696	۱۷/۴۵	۱۲/۲۴	۱۱/۸۳	۱/۶۶	۱/۲۰	۰/۳۸
MCC759	۱۳/۸۳	۸/۲۰	۱۰/۱۴	۱/۹۵	۰/۷۱	۰/۳۹
MCC760	۱۳/۸۴	۱۰/۴۴	۱۰/۵۴	۰/۷۵	۰/۸۴	۰/۲۵
MCC770	۸/۹۸	۱۷/۹۲	۱۴/۹۰	۱/۳۳	۱/۲۷	۰/۲۰
MCC773	۱۱/۳۵	۱۶/۵۴	۱۴/۰۲	۱/۱۵	۰/۶۰	۰/۵۳
MCC783	۱۴/۹۷	۷/۳۸	۹/۲۶	۳/۲۴	۰/۷۱	۰/۷۹
MCC806	۸/۳۴	۱۴/۰۷	۶/۹۰	۰/۹۹	۱/۲۶	۰/۵۲
MCC877	۲۱/۲۶	۲۰/۹۷	۹/۱۶	۱/۹۷	۰/۶۸	۰/۳۳
سطح احتمال			۰/۰۰۱			۰/۰۰۱
۰/۰۵LSD			۷/۰۳			۰/۵۴

LSD حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح ۵٪

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

نهایت تولید زیست‌توده مؤثر هستند. کاهش میزان رنگدانه‌های فتوسنتزی در اثر تنش شوری در نخود توسط محققین مختلف گزارش شده است (۲۹ و ۳۹) که با نتایج مطالعه حاضر مطابقت ندارد. اما اشرف و مک نیلی (۶) گزارش کردند که میزان کلروفیل b در کلزا در اثر تنش خشکی افزایش یافت، اما میزان کلروفیل a تحت تأثیر تنش قرار نگرفت. در این آزمایش با وجود کاهش تولید ماده خشک در اثر شوری (اطلاعات نشان داده نشده)، میزان رنگدانه‌ها افزایش پیدا کرد. کاهش رشد تحت شرایط تنش شوری را می‌توان به کاهش میزان فتوسنتز که خود ناشی از تأثیر شوری بر مکانیزم‌های شیمیایی و غیر شیمیایی است نسبت داد (۳۰). هم‌چنین این کاهش رشد را می‌توان به خشکی القا شده در اثر تنش شوری که موجب کاهش پتانسیل اسمزی در محیط رشد می‌شود و در نهایت گیاه را مجبور به استفاده از ترکیبات یونی برای تنظیم اسمزی می‌کند نسبت داد (۳۶). با این وجود، در مورد نقش منحصر به فرد رنگدانه‌های فتوسنتزی یا بسته شدن روزنه‌ها در کاهش فتوسنتز تحت شرایط تنش شوری و خشکی ناشی از آن تردید وجود دارد (۲۴).

کاروتنوئیدها گروه بزرگی از مولکول‌های ایزوپرونوئید هستند که توسط تمامی اندام‌های فتوسنتزی و بسیاری از اندام‌های غیر فتوسنتزی ساخته می‌شوند (۴). کاروتنوئیدها به کاروتن‌های هیدروکربن مانند لیکوپن و بتاکاروتن یا گزانتوفیل‌ها تقسیم بندی می‌شوند (۲۲). تنش اکسیداتیو ایجاد شده در اثر تنش شوری در بافت‌های گیاهی توسط فعالیت کاروتنوئید در هر دو سیستم آنزیمی و غیر آنزیمی آنتی‌اکسیدانی کاهش می‌یابد (۳۳). کاروتنوئیدها یکی از رنگیزه‌های کلیدی و مهم سیستم آنتی‌اکسیدانی در گیاهان هستند، اما آنها به تخریب اکسیداتیو بسیار حساس هستند. بتاکاروتن در کلروپلاست‌های تمامی گیاهان سبز حاضر است و به فتوسیستم I و II متصل شده است (۲۱). حفاظت در مقابل صدمات رادیکال‌های اکسیژن فعال در این محل برای کلروپلاست‌ها عمل حیاتی است. در این محل، بتاکاروتن علاوه بر این‌که به عنوان رنگدانه کمکی عمل می‌کند، به عنوان آنتی اکسیدان مؤثر در حفاظت از فرایندهای فتوشیمیایی و پایداری آنها نقش دارد (۲۱). در مطالعه حاضر، افزایش میزان کاروتنوئید در اثر افزایش تنش شوری کاملاً مشهود بود (جدول ۳). در بین ژنوتیپ‌های نخود مورد مطالعه، به ترتیب ژنوتیپ‌های MCC674، MCC544 و MCC783 بیشترین مقدار کاروتنوئید را در سطح تنش dS/m ۱۲ دارا بودند (جدول ۳). مطالعه تحمل به خشکی این ژنوتیپ‌ها نشان داد که ژنوتیپ‌های MCC674 و MCC783 حساس به خشکی بوده و MCC544 ژنوتیپ متحمل به خشکی است (۲). با توجه به این که تنش شوری در بر گیرنده تنش خشکی و سمیت یونی است، افزایش میزان کاروتنوئیدها در ژنوتیپ‌های حساس جالب توجه است.

میزان پرولین در برگ و ریشه با افزایش تنش شوری در ژنوتیپ‌های مختلف مورد مطالعه افزایش معنی داری یافت (جدول ۴). به‌طوری‌که با افزایش شوری از صفر (شاهد) به ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر کلرید سدیم میزان پرولین به ترتیب در برگ ۶/۹۸ و ۱۵/۶۴ برابر و در ریشه ۴/۳۰ و ۱۰/۱۴ برابر شد (جدول ۴). با مطالعه میزان پرولین در برگ و ریشه مشاهده شد که نسبت پرولین برگ به ریشه در تیمارهای مختلف، صفر (شاهد)، ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر کلرید سدیم به ترتیب ۱۶/۰۸، ۲۶/۲۱ و ۳۲/۷۰ بود. در بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه به ترتیب ژنوتیپ‌های MCC674، MCC759، MCC333، MCC760، MCC696 و MCC783 بیشترین میزان پرولین برگ را در تنش شوری dS/m ۱۲ داشتند و اختلاف معنی‌داری با سایر ژنوتیپ‌ها نشان دادند (جدول ۴). بر خلاف میزان پرولین در برگ، میزان پرولین در ریشه بین ژنوتیپ‌های مختلف تفاوت کمتری داشت. ولی با این وجود به ترتیب ژنوتیپ‌های MCC783، MCC674، MCC696 و MCC544 در تنش شوری dS/m ۱۲ بیشترین میزان پرولین را تولید کردند. در بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه، ژنوتیپ‌های MCC877، MCC770 و MCC544 در تیمار تنش شوری dS/m ۸ مقدار پرولین برگ آنها در حداکثر مقدار بود و با افزایش تنش شوری به dS/m ۱۲ میزان پرولین آنها کاهش پیدا کرد. اما در ریشه تمامی ژنوتیپ‌ها

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۴. تأثیر غلظت‌های مختلف کلرید سدیم بر غلظت پرولین برگ و ریشه در ۱۱ ژنوتیپ نخود.

ژنوتیپ	پرولین ریشه ($mg\ gdw^{-1}$)			پرولین برگ ($mg\ gdw^{-1}$)		
	شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)		
	۰	۸	۱۲	۰	۸	۱۲
MCC333	۰/۲۹	۰/۸۱	۱/۳۳	۳/۲۰	۲۰/۵۹	۶۴/۹۶
MCC544	۰/۳۲	۰/۹۷	۳/۲۹	۵/۶۵	۴۲/۸۶	۳۸/۲۴
MCC674	۰/۳۵	۰/۶۰	۳/۷۸	۶/۴۴	۲۵/۴۴	۱۰۴/۹۲
MCC696	۰/۲۹	۱/۲۹	۳/۳۶	۱/۹۳	۱۸/۵۲	۶۰/۰۹
MCC759	۲/۲۰	۰/۷۵	۲/۰۲	۴/۱۴	۲۱/۶۷	۷۸/۰۵
MCC760	۰/۱۴	۰/۷۴	۱/۴۶	۲/۰۶	۱۱/۳۱	۶۳/۹۴
MCC770	۰/۲۱	۰/۷۵	۱/۷۵	۳/۴۶	۳۶/۰۸	۲۰/۳۳
MCC773	۰/۲۹	۰/۴۸	۱/۹۷	۲/۷۲	۸/۷۵	۲۵/۰۲
MCC783	۰/۲۲	۱/۰۵	۷/۱۳	۱/۶۵	۱۵/۹۴	۵۷/۰۹
MCC806	۰/۲۱	۱/۳۳	۱/۰۶	۳/۹۶	۶/۱۳	۵۱/۹۰
MCC877	۰/۲۶	۳/۲۱	۲/۰۹	۲/۱۱	۵۳/۲۸	۱۸/۸۰
سطح احتمال	۰/۰۰۱			۰/۰۰۱		
LSD 0.05	۱/۲۴			۲۴/۷۴		

LSD حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح ۵٪

بیشترین مقدار پرولین در تیمار تنش شوری ۱۲ dS/m تولید شد (جدول ۴).

در درون سلول‌های گیاهی، پرولین به عنوان ماده حفظ تعادل اسمزی بین سیتوپلاسم و واکوئل عمل می‌کند (۱۶). به علاوه، پرولین نقش اسمولاتی به عنوان مخزن کربن و نیتروژن دارد. هم‌چنین پرولین حفاظت گیاه را در برابر صدمات رادیکال‌های آزاد انجام می‌دهد (۲۷). کاهش مصرف پرولین برای سنتز پروتئین در طی تنش ممکن است دلیل احتمالی تجمع پرولین باشد (۴۰). تجمع پرولین در ژنوتیپ‌هایی مانند MCC674 و MCC783 که بیشترین میزان کاروتنوئید را دارا بودند صورت گرفت. افزایش میزان پرولین در ژنوتیپ‌های مقاوم در نخود توسط سینگ و سینگ (۳۸)، دارگاپراساد و همکاران (۱۵) و سینگ (۳۷) گزارش شده است. اما در این مطالعه، ژنوتیپ‌های حساس در مقایسه با ژنوتیپ‌های مقاوم در واکنش به افزایش شوری مقدار پرولین بیشتری تولید کردند. با بررسی سهم مواد محلول سازگار و مواد یونی در تعادل اسمزی نخود در تنش شوری در این مطالعه مشاهده شد که سهم پرولین در برگ و ریشه در تعادل اسمزی بسیار کمتر از سایر مواد می‌باشد. هم‌چنین همبستگی بین پرولین با ماده خشک تولیدی در اندام هوایی و ریشه نشان داد که پرولین همبستگی منفی معنی‌داری با تولید ماده خشک دارد. افزایش بیشتر پرولین در ژنوتیپ‌های حساس نسبت به مقاوم، ممکن است بیان کننده این نکته باشد که ارقام مقاوم نیاز کمتری به تولید پرولین داشته باشند، یا این‌که پرولین در این ارقام نسبت به سایر تنظیم کننده‌ها اهمیت کمتری داشته باشد. هم‌چنین فعال شدن سیستم تولید پرولین ممکن است در ارقام مقاوم دیرتر از ارقام حساس صورت می‌گیرد. همبستگی منفی پتاسیم و مثبت سدیم با غلظت پرولین در برگ و ریشه در این آزمایش نیز می‌تواند تأیید کننده این مطلب باشد زیرا افزایش پتاسیم کاهش اثرات تنش شوری را به واسطه جایگزینی پتاسیم با سدیم در سیتوپلاسم و کاهش سمیت یونی را در بر دارد (جداول ۵ و ۶).

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۵. ضرایب همبستگی صفات اندازه‌گیری شده نخود در کل (قطر بالایی) و شاهد (قطر پایینی).

		۱	۲	۳	۴	۵	۶	۷	۸	۹	۱۰	۱۱	۱۲	۱۳	۱۴	۱۵	۱۶	۱۷	۱۸	۱۹
۱	کلروفیل a	۱	۰/۹۶**	۰/۰۶	۰/۶۵**	۰/۹۷**	۰/۴۸**	۰/۳۵**	۰/۷۴**	-۰/۱۱	۰/۴۸**	۰/۰۳	۰/۲۳*	۰/۰۱	۰/۲۰*	۰/۱۷	-۰/۳۰**	۰/۲۹**	-۰/۲۷**	-۰/۱۷
۲	کلروفیل b	۰/۹۵**	۱	-۰/۲۱*	۰/۷۱**	۰/۹۹**	۰/۴۶**	۰/۴۱**	۰/۷۷**	-۰/۲۰**	۰/۴۷**	۰/۰۱	۰/۳۲**	۰/۰۳	۰/۲۷*	۰/۲۵*	-۰/۲۹**	۰/۳۶**	-۰/۳۱**	-۰/۱۹
۳	کلروفیل a/b	۰/۰۳	-۰/۲۷	۱	-۰/۱۷	-۰/۱۳	-۰/۰۱	-۰/۲۱**	-۰/۱۵	۰/۳۷**	-۰/۰۲	۰/۰۸	-۰/۲۵*	-۰/۰۴	-۰/۲۱*	-۰/۲۵*	-۰/۰۲	-۰/۲۱*	۰/۱۲	۰/۰۵
۴	کارتنوئید	۰/۲۷	۰/۱۴	۰/۴۰*	۱	۰/۷۸**	۰/۵۶**	۰/۶۴**	۰/۶۳**	-۰/۲۲*	۰/۴۸**	۰/۰۳	۰/۵۵**	-۰/۰۶	۰/۵۰**	۰/۴۵**	-۰/۱۸	۰/۴۷**	-۰/۴۵**	-۰/۳۱**
۵	رنگدانه‌ها	۰/۹۸**	۰/۹۹**	-۰/۱۴	۰/۲۶	۱	۰/۵۱**	۰/۴۶**	۰/۷۸**	-۰/۱۹	۰/۵۰**	۰/۰۲	۰/۳۵**	۰/۰۱	۰/۳۱**	۰/۲۸**	-۰/۲۹**	۰/۳۸**	-۰/۳۴**	-۰/۲۲*
۶	پرولین برگ	۰/۲۴	۰/۱۵	۰/۲۸	۰/۱۷	۰/۱۹	۱	۰/۶۰**	۰/۴۸**	-۰/۱۴*	۰/۵۴**	۰/۱۶	۰/۶۱**	-۰/۲۵**	۰/۶۱**	۰/۶۴**	-۰/۳۹**	۰/۷۰**	-۰/۵۴**	-۰/۴۴**
۷	پرولین ریشه	۰/۲۵	۰/۲۶	-۰/۱	۰/۱۹	۰/۲۷	۰/۵۱**	۱	۰/۳۹**	-۰/۲۶**	۰/۵۸**	۰/۲۵*	۰/۶۲**	-۰/۲۲*	۰/۶۱**	۰/۵۲**	-۰/۴۰**	۰/۶۷**	-۰/۵۷**	-۰/۵۲**
۸	قند برگ	۰/۳۱	۰/۳۷*	-۰/۱۵	-۰/۰۸	۰/۳۴*	-۰/۰۳	-۰/۱۴	۱	-۰/۱۴*	۰/۴۵**	۰/۰۸	۰/۳۹**	-۰/۰۴	۰/۳۵**	۰/۳۳**	-۰/۳۰**	۰/۳۸**	-۰/۳۸**	-۰/۳۰**
۹	قند ریشه	-۰/۱	-۰/۲۱	۰/۴۴**	۰/۲۲	-۰/۱۶	۰/۰۲	-۰/۰۱	-۰/۲۹	۱	۰/۰۱	۰/۱	-۰/۱۷	-۰/۲۱*	-۰/۱۲	-۰/۱	۰/۰۶	-۰/۱۴	-۰/۰۱	-۰/۱
۱۰	رادیکال DPPH برگ	-۰/۱۶	-۰/۱۱	-۰/۲۲	-۰/۱۴	-۰/۱۴	۰/۰۱	۰/۴۱**	-۰/۱۹	۰/۱۵	۱	۰/۴۶**	۰/۴۰**	-۰/۱۹	۰/۳۹**	۰/۴۰**	-۰/۳۸**	۰/۵۰**	-۰/۴۵**	-۰/۳۹**
۱۱	رادیکال DPPH ریشه	۰/۰۲	۰/۰۷	-۰/۳۳*	۰/۰۲	۰/۰۵	۰/۱۱	۰/۵۶**	-۰/۱۷	-۰/۳	۰/۵۸**	۱	۰/۲۵**	-۰/۱۲	۰/۲۴**	۰/۲۴*	-۰/۲۸**	۰/۳۰**	-۰/۳۶**	-۰/۳۶**
۱۲	سدیم اندام هوایی	-۰/۱۸	-۰/۳	۰/۳۵*	۰/۱۹	-۰/۲۵	۰/۱۲	-۰/۰۹	-۰/۵۳**	۰/۰۳	-۰/۱۸	-۰/۱۷	۱	-۰/۲۰*	۰/۹۳**	۰/۸۳**	-۰/۳۱**	۰/۸۲**	-۰/۷۰**	-۰/۶۵**
۱۳	پتاسیم اندام هوایی	۰/۲۲	۰/۲	۰/۰۱	-۰/۰۴	۰/۲	۰/۲۱	۰/۰۹	۰/۳۹*	-۰/۳۱	-۰/۰۶	۰/۰۱	-۰/۳۹*	۱	-۰/۴۵**	-۰/۲۸**	۰/۱۵	-۰/۳۱**	۰/۲۸**	۰/۲۹**
۱۴	سدیم/پتاسیم اندام هوایی	-۰/۱۸	-۰/۲۹	۰/۳۴*	۰/۲۱	-۰/۲۴	۰/۰۷	-۰/۰۸	-۰/۵۳**	۰/۰۹	-۰/۱۶	-۰/۱۷	۰/۹۸**	-۰/۵۰**	۱	۰/۸۱**	-۰/۳۴**	۰/۸۳**	-۰/۶۸**	-۰/۶۴**
۱۵	سدیم ریشه	-۰/۲۷	-۰/۳۳*	۰/۲۱	۰/۰۹	-۰/۳	-۰/۱	-۰/۱۸	-۰/۴۵**	۰/۱۸	-۰/۱۹	-۰/۲۲	۰/۵۵**	-۰/۲	۰/۵۰**	۱	-۰/۱۱	۰/۸۱**	-۰/۶۷**	-۰/۵۷**
۱۶	پتاسیم ریشه	-۰/۳۳*	-۰/۳۹*	۰/۱۶	۰/۲۴	-۰/۳۵**	-۰/۲۲	-۰/۰۵	-۰/۴۴**	۰/۲۹	۰/۰۱	-۰/۰۶	۰/۴۶**	-۰/۲۳	۰/۴۵**	۰/۵۰**	۱	-۰/۵۷**	۰/۱۸	۰/۲۹**
۱۷	سدیم/ پتاسیم ریشه	-۰/۲۱	-۰/۲۷	۰/۱۹	۰/۰۴	-۰/۲۴	-۰/۰۶	-۰/۱۸	-۰/۳۹*	۰/۱۴	-۰/۲	-۰/۲۱	۰/۴۸**	-۰/۱۶	۰/۴۴**	۰/۹۷**	۰/۳	۱	-۰/۶۵**	-۰/۶۱**
۱۸	ماده خشک اندام هوایی	-۰/۱۷	-۰/۱۳	-۰/۰۶	-۰/۰۴	-۰/۱۵	-۰/۰۸	-۰/۳۲	۰/۲۴	-۰/۰۵	-۰/۰۸	-۰/۲۲	-۰/۲۴	۰/۱۵	-۰/۲۵	-۰/۱۳	-۰/۴۰*	-۰/۰۷	۱	۰/۸۳**
۱۹	ماده خشک ریشه	-۰/۰۵	۰/۰۸	-۰/۳۵	۰/۰۹	۰/۰۴	-۰/۱۳	-۰/۱۷	۰/۳۵*	-۰/۲۴	-۰/۰۸	-۰/۱	-۰/۲	۰/۰۲	-۰/۱۸	-۰/۱۳	-۰/۲۴	-۰/۱	۰/۶۹**	۱

*، ** و. ns به ترتیب معنی‌داری در سطوح ۱٪ و ۵٪ و غیر معنی‌دار

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول۶. ضرایب همبستگی صفات اندازه‌گیری شده نخود در ۸ $dS\ m^{-1}$ (قطر بالایی) و ۱۲ $dS\ m^{-1}$ (قطر پایینی).

		۱	۲	۳	۴	۵	۶	۷	۸	۹	۱۰	۱۱	۱۲	۱۳	۱۴	۱۵	۱۶	۱۷	۱۸	۱۹
۱	کلروفیل a	۱	۰/۹۶**	۰/۰۶	۰/۶۵**	۰/۹۷**	۰/۴۸**	۰/۳۵**	۰/۷۴**	-۰/۱۱	۰/۴۸**	۰/۰۳	۰/۲۳*	۰/۰۱	۰/۲۰*	۰/۱۷	-۰/۳۰**	۰/۲۹**	-۰/۲۷**	-۰/۱۷
۲	کلروفیل b	۰/۹۵**	۱	-۰/۲۱*	۰/۷۱**	۰/۹۹**	۰/۴۶**	۰/۴۱**	۰/۷۷**	-۰/۲۰**	۰/۴۷**	۰/۰۱	۰/۳۲**	۰/۰۳	۰/۲۷*	۰/۲۵*	-۰/۲۹**	۰/۳۶**	-۰/۳۱**	-۰/۱۹
۳	کلروفیل a/b	۰/۰۳	-۰/۲۷	۱	-۰/۱۷	-۰/۱۳	-۰/۰۱	-۰/۲۱**	-۰/۱۵	۰/۳۷**	-۰/۰۲	۰/۰۸	-۰/۲۵*	-۰/۰۴	-۰/۲۱*	-۰/۲۵*	-۰/۰۲	-۰/۲۱*	۰/۱۲	۰/۰۵
۴	کارتنوئید	۰/۲۷	۰/۱۴	۰/۴۰*	۱	۰/۷۸**	۰/۵۶**	۰/۶۴**	۰/۶۳**	-۰/۲۲*	۰/۴۸**	۰/۰۳	۰/۵۵**	-۰/۰۶	۰/۵۰**	۰/۴۵**	-۰/۱۸	۰/۴۷**	-۰/۴۵**	-۰/۳۱**
۵	رنگدانه‌ها	۰/۹۸**	۰/۹۹**	-۰/۱۴	۰/۲۶	۱	۰/۵۱**	۰/۴۶**	۰/۷۸**	-۰/۱۹	۰/۵۰**	۰/۰۲	۰/۳۵**	۰/۰۱	۰/۳۱**	۰/۲۸**	-۰/۲۹**	۰/۳۸**	-۰/۳۴**	-۰/۲۲*
۶	پرولین برگ	۰/۲۴	۰/۱۵	۰/۲۸	۰/۱۷	۰/۱۹	۱	۰/۶۰**	۰/۴۸**	-۰/۱۴*	۰/۵۴**	۰/۱۶	۰/۶۱**	-۰/۲۵**	۰/۶۱**	۰/۶۴**	-۰/۳۹**	۰/۷۰**	-۰/۵۴**	-۰/۴۴**
۷	پرولین ریشه	۰/۲۵	۰/۲۶	-۰/۱	۰/۱۹	۰/۲۷	۰/۵۱**	۱	۰/۳۹**	-۰/۲۶**	۰/۵۸**	۰/۲۵*	۰/۶۲**	-۰/۲۲*	۰/۶۱**	۰/۵۲**	-۰/۴۰**	۰/۶۷**	-۰/۵۷**	-۰/۵۲**
۸	قند برگ	۰/۳۱	۰/۳۷*	-۰/۱۵	-۰/۰۸	۰/۳۴*	-۰/۰۳	-۰/۱۴	۱	-۰/۱۴*	۰/۴۵**	۰/۰۸	۰/۳۹**	-۰/۰۴	۰/۳۵**	۰/۳۳**	-۰/۳۰**	۰/۳۸**	-۰/۳۸**	-۰/۳۰**
۹	قند ریشه	-۰/۱	-۰/۲۱	۰/۴۴**	۰/۲۲	-۰/۱۶	۰/۰۲	-۰/۰۱	-۰/۲۹	۱	۰/۰۱	۰/۱	-۰/۱۷	-۰/۲۱*	-۰/۱۲	-۰/۱	۰/۰۶	-۰/۱۴	-۰/۰۱	-۰/۱
۱۰	رادیکال DPPH برگ	-۰/۱۶	-۰/۱۱	-۰/۲۲	-۰/۱۴	-۰/۱۴	۰/۰۱	۰/۴۱**	-۰/۱۹	۰/۱۵	۱	۰/۴۶**	۰/۴۰**	-۰/۱۹	۰/۳۹**	۰/۴۰**	-۰/۳۸**	۰/۵۰**	-۰/۴۵**	-۰/۳۹**
۱۱	رادیکال DPPH ریشه	۰/۰۲	۰/۰۷	-۰/۳۳*	۰/۰۲	۰/۰۵	۰/۱۱	۰/۵۶**	-۰/۱۷	-۰/۳	۰/۵۸**	۱	۰/۲۵**	-۰/۱۲	۰/۲۴**	۰/۲۴*	-۰/۲۸**	۰/۳۰**	-۰/۳۶**	-۰/۳۶**
۱۲	سدیم اندام هوایی	-۰/۱۸	-۰/۳	۰/۳۵*	۰/۱۹	-۰/۲۵	۰/۱۲	-۰/۰۹	-۰/۵۳**	۰/۰۳	-۰/۱۸	-۰/۱۷	۱	-۰/۲۰*	۰/۹۳**	۰/۸۳**	-۰/۳۱**	۰/۸۲**	-۰/۷۰**	-۰/۶۵**
۱۳	پتاسیم اندام هوایی	۰/۲۲	۰/۲	۰/۰۱	-۰/۰۴	۰/۲	۰/۲۱	۰/۰۹	۰/۳۹*	-۰/۳۱	-۰/۰۶	۰/۰۱	-۰/۳۹*	۱	-۰/۴۵**	-۰/۲۸**	۰/۱۵	-۰/۳۱**	۰/۲۸**	۰/۲۹**
۱۴	سدیم/پتاسیم اندام هوایی	-۰/۱۸	-۰/۲۹	۰/۳۴*	۰/۲۱	-۰/۲۴	۰/۰۷	-۰/۰۸	-۰/۵۳**	۰/۰۹	-۰/۱۶	-۰/۱۷	۰/۹۸**	-۰/۵۰**	۱	۰/۸۱**	-۰/۳۴**	۰/۸۳**	-۰/۶۸**	-۰/۶۴**
۱۵	سدیم ریشه	-۰/۲۷	-۰/۳۳*	۰/۲۱	۰/۰۹	-۰/۳	-۰/۱	-۰/۱۸	-۰/۴۵**	۰/۱۸	-۰/۱۹	-۰/۲۲	۰/۵۵**	-۰/۲	۰/۵۰**	۱	-۰//۱۱	۰/۸۱**	-۰/۶۷**	-۰/۵۷**
۱۶	پتاسیم ریشه	-۰/۳۳*	-۰/۳۹*	۰/۱۶	۰/۲۴	-۰/۳۵**	-۰/۲۲	-۰/۰۵	-۰/۴۴**	۰/۲۹	۰/۰۱	-۰/۰۶	۰/۴۶**	-۰/۲۳	۰/۴۵**	۰/۵۰**	۱	-۰/۵۷**	۰/۱۸	۰/۲۹**
۱۷	سدیم/ پتاسیم ریشه	-۰/۲۱	-۰/۲۷	۰/۱۹	۰/۰۴	-۰/۲۴	-۰/۰۶	-۰/۱۸	-۰/۳۹*	۰/۱۴	-۰/۲	-۰/۲۱	۰/۴۸**	-۰/۱۶	۰/۴۴**	۰/۹۷**	۰/۳	۱	-۰/۶۵**	-۰/۶۱**
۱۸	ماده خشک اندام هوایی	-۰/۱۷	-۰/۱۳	-۰/۰۶	-۰/۰۴	-۰/۱۵	-۰/۰۸	-۰/۳۲	۰/۲۴	-۰/۰۵	-۰/۰۸	-۰/۲۲	-۰/۲۴	۰/۱۵	-۰/۲۵	-۰/۱۳	-۰/۴۰*	-۰/۰۷	۱	۰/۸۳**
۱۹	ماده خشک ریشه	-۰/۰۵	۰/۰۸	-۰/۳۵	۰/۰۹	۰/۰۴	-۰/۱۳	-۰/۱۷	۰/۳۵*	-۰/۲۴	-۰/۰۸	-۰/۱	-۰/۲	۰/۰۲	-۰/۱۸	-۰/۱۳	-۰/۲۴	-۰/۱	۰/۶۹**	۱

*، ** و ns به ترتیب معنی‌داری در سطوح ۱٪ و ۵٪ و غیر معنی‌دار

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۷. تأثیر غلظت‌های مختلف کلرید سدیم بر غلظت قندهای محلول در برگ و ریشه در ۱۱ ژنوتیپ نخود

ژنوتیپ	غلظت قندهای محلول ریشه($mg\ gdw^{-1}$) شوری ($dS\ m^{-1}$) ۱۲	۸	۰	غلظت قندهای محلول برگ($mg\ gdw^{-1}$) شوری ($dS\ m^{-1}$) ۱۲	۸	۰
MCC333	۹۳/۰۹	۱۲۹/۲۰	۱۰۳/۰۸	۹۴/۸۵	۴۶/۲۰	۴۵/۵۶
MCC544	۵۱/۳۹	۷۳/۸۴	۵۳/۷۲	۱۳۳/۸۵	۱۱۷/۸۰	۵۹/۳۰
MCC674	۲۹/۳۰	۵۸/۲۱	۵۹/۵۴	۳۲۰/۷۱	۱۴۶/۹۹	۲۵/۰۳
MCC696	۴۳/۴۳	۱۷۰/۲۱	۶۵/۴۷	۹۳/۱۹	۵۹/۷۹	۲۹/۶۰
MCC759	۲۷/۹۶	۴۶/۵۱	۶۵/۷۳	۴۹/۷۶	۵۰/۴۶	۴۷/۰۵
MCC760	۴۲/۰۹	۵۵/۷۲	۵۸/۰۹	۸۳/۱۶	۱۱۶/۴۳	۵۰/۷۸
MCC770	۶۴/۰۱	۱۱۴/۳۶	۳۰/۷۱	۷۸/۰۵	۱۰۴/۶۳	۷۶/۷۲
MCC773	۷۷/۸۶	۹۳/۹۸	۳۸/۰۱	۱۰۷/۸۵	۹۳/۳۳	۷۹/۵۲
MCC783	۳۳/۹۰	۷۰/۵۸	۶۱/۹۶	۶۰/۱۹	۷۴/۷۳	۳۳/۷۰
MCC806	۴۵/۰۱	۵۴/۵۰	۹۵/۹۵	۴۴/۴۱	۱۲۴/۳۳	۵۳/۲۴
MCC877	۵۱/۸۵	۵۳/۲۹	۵۲/۹۹	۱۲۱/۴۵	۱۳۹/۶۳	۳۵/۴۸
سطح احتمال			۰/۰۰۱			۰/۰۰۱
LSD 0.05			۳۵/۸۹			۶۴/۹۲

LSD حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح ۵٪

میزان قند محلول برگ در این مطالعه با افزایش تنش شوری افزایش معنی‌داری پیدا کرد (جدول ۷). میانگین میزان قند محلول در تیمارهای شاهد (محلول هوگلند)، ۸ و ۱۲ dS/m به ترتیب ۴۸/۷۲، ۹۷/۶۶ و ۱۰۷/۹۵ میلی‌گرم در گرم ماده خشک بود و بیشترین میزان تجمع قند در سطح تنش ۱۲ dS/m در ژنوتیپ MCC674 مشاهده شد (جدول ۷). بر خلاف برگ‌ها، میزان قندهای محلول ریشه در بیشترین مقدار شوری (۱۲ dS/m) به حداقل مقدار خود رسید و متوسط میزان قند در تیمار ۸ dS/m بیشترین مقدار بود (جدول ۷). این نتیجه ممکن است بیان کننده این نکته باشد که در شرایط تنش شوری شدید انتقال کربوهیدرات‌های محلول از اندام‌های هوایی به ریشه مختل شده زیرا قندهای محلول جهت ایجاد تعادل اسمزی بین سیتوپلاسم سلول و واکوئل ضروری هستند. همبستگی بین غلظت کربوهیدرات‌های محلول با میزان تولید ماده خشک ریشه و اندام هوایی در تنش ۸ dS/m منفی بود (جدول ۶) و در تنش ۱۲ dS/m همبستگی غلظت کربوهیدرات‌های محلول برگ با تولید ماده خشک اندام هوایی منفی و این همبستگی با ماده خشک ریشه مثبت بود. هم‌چنین در سطح تنش ۱۲ dS/m همبستگی بین میزان کربوهیدرات‌های محلول ریشه با میزان ماده خشک اندام هوایی منفی و با ماده خشک ریشه مثبت بود (جدول ۶). با وجود این‌که افزایش غلظت کربوهیدرات‌های محلول در برگ‌ها موجب حفظ تعادل اسمزی در تنش شوری می‌شوند (۲۰)، اما از طرف دیگر تجمع قندها در اندام‌های هوایی موجب مختل شدن فتوسنتز شده و تولید را کاهش می‌دهند. در این آزمایش، تجمع قندها با تولید ماده خشک رابطه منفی نشان داد که ممکن است تأیید کننده ممانعت از فتوسنتز در اثر تجمع قند باشد. در ریشه‌ها قند بیشتر موجب می‌شود که سدیم کمتری به اندام‌های هوایی راه پیدا کند، زیرا

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۸. تأثیر غلظت‌های مختلف کلرید سدیم بر فعالیت مهار رادیکال DPPH در برگ و ریشه در ۱۱ ژنوتیپ نخود

ژنوتیپ	آنتی اکسیدان ریشه در ۱۰ میلی‌گرم در گرم ماده خشک			آنتی اکسیدان برگ در ۱۰ میلی‌گرم در گرم ماده خشک		
	شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)		
	۱۲	۸	۰	۱۲	۸	۰
MCC333	۳۵/۹۱	۵۴/۲۶	۳۴/۰۶	۲۹/۷۸	۲۶/۳۱	۲۷/۲۴
MCC544	۲۲/۹۲	۱۱۶/۴۹	۳۴/۵۸	۲۹/۵۳	۲۹/۲۰	۱۰/۴۸
MCC674	۶۱/۳۸	۱۰۲/۳۶	۵۹/۲۵	۷۶/۲۶	۲۹/۲۷	۲۳/۳۳
MCC696	۶۷/۳۴	۱۸۳/۶۴	۶۲/۱۶	۵۰/۸۸	۶۳/۵۰	۲۸/۰۴
MCC759	۷۰/۶۸	۵۸/۸۷	۲۵/۰۶	۵۹/۶۱	۱۹/۲۴	۲۳/۰۵
MCC760	۶۱/۴۵	۳۴/۳۷	۳۱/۰۹	۴۲/۴۹	۳۲/۹۸	۱۷/۴۵
MCC770	۷۲/۶۹	۵۴/۷۷	۳۵/۰۲	۲۶/۶۸	۲۲/۷۴	۱۲/۶۳
MCC773	۶۷/۸۹	۵۵/۵۲	۵۸/۳۶	۲۵/۸۴	۳۱/۸۴	۲۴/۰۴
MCC783	۱۲۱/۸۳	۶۶/۰۰	۴۰/۱۲	۵۲/۵۵	۱۸/۳۷	۱۹/۸۳
MCC806	۱۱۵/۱۸	۱۲۲/۹۱	۲۹/۷۸	۲۳/۸۶	۵۱/۶۲	۱۹/۴۷
MCC877	۷۰/۵۰	۶۱/۶۴	۴۳/۸۰	۲۸/۷۴	۵۶/۷۲	۲۰/۱۳
سطح احتمال			۰/۰۰۱			۰/۰۰۱
LSD 0.05			۸/۸۷			۱۹/۹۲

LSD حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح ۵٪

قندها انرژی مورد نیاز پمپ‌های فعال خارج کننده سدیم را تأمین می‌کنند. همبستگی مثبت کربوهیدرات‌های محلول با تجمع ماده خشک ریشه در تنش شوری ۱۲ dS/m ممکن است در جهت تأیید این نتیجه باشد. با مقایسه ژنوتیپ‌های مختلف مشاهده شد که بیشترین میزان قند محلول در برگ مربوط به ژنوتیپ‌های MCC674، MCC544 و MCC877 و در ریشه مربوط به ژنوتیپ‌های MCC696، MCC333 و MCC770 بود. نکته قابل توجه این که کمترین میزان قند ریشه مربوط به ژنوتیپ MCC674 بود که بیشترین مقدار قند محلول در برگ را دارا بود (جدول ۷). در *Chenopodium quinia* (۳۲) و سورگوم (۱۸) نیز در واکنش به تنش شوری قندها تجمع پیدا کردند. تجمع مواد آلی محلول تحت شرایط شوری به خوبی اثبات شده است. به نظر می‌رسد که تجمع مواد محلول آلی در واکنش به تنش شوری در حفظ مکانیزم‌هایی مانند ترمیم و جبران حجم از دست رفته سلول و آماس آن، کاهش صدمات ناشی از رادیکال‌های آزاد به سلول، حفاظت و ثبات آنزیم‌ها و ساختمان غشاء درگیر می‌باشد (۴۱). پرادو و همکاران (۳۲) افزایش میزان کربوهیدرات‌ها را راهکاری برای کاهش اثرات تنش اسمزی و یونی و در نهایت سازگاری گیاهان به این شرایط دانسته‌اند.

فعالیت مهار رادیکال DPPH با افزایش شوری در ژنوتیپ‌های نخود افزایش پیدا کرد. در بین ژنوتیپ‌ها تنوع زیادی از نظر فعالیت مهار رادیکال DPPH مشاهده شد. به‌طوری‌که ژنوتیپ‌های MCC674، MCC759 و MCC783 در تیمار شوری ۱۲ dS/m و ژنوتیپ‌های MCC696،MCC877 و MCC806 در تیمار شوری ۸ dS/m بیشترین فعالیت مهار رادیکال DPPH را نشان دادند (جدول ۸). برخلاف برگ، میزان فعالیت مهار رادیکال DPPH در ریشه در شدت تنش ۸ dS/m حداکثر فعالیت را نشان داد (جدول ۸). در بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه، میزان فعالیت مهار رادیکال DPPH در ریشه در ژنوتیپ‌های MCC696، MCC544، MCC806 و MCC674 در تیمار

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۹. تأثیر غلظت‌های مختلف کلرید سدیم بر غلظت سدیم، پتاسیم و نسبت سدیم به پتاسیم در اندام هوایی ۱۱ ژنوتیپ نخود

ژنوتیپ	نسبت سدیم به پتاسیم اندام هوایی			پتاسیم ($mg\ gdw^{-1}$)			سدیم ($mg\ gdw^{-1}$)		
	شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)		
	۱۲	۸	۰	۱۲	۸	۰	۱۲	۸	۰
MCC333	۱/۴۰	۰/۵۲	۰/۰۴	۱۹/۶۲	۲۵/۱۹	۳۵/۱۰	۲۵/۱۱	۱۲/۹۲	۱/۳۵
MCC544	۱/۴۱	۰/۹۳	۰/۱۱	۳۲/۱۳	۳۲/۸۵	۳۶/۶۲	۴۴/۰۰	۳۱/۰۷	۳/۷۷
MCC674	۱/۰۷	۰/۴۹	۰/۰۸	۲۹/۲۲	۳۵/۱۶	۳۴/۴۱	۳۰/۲۲	۱۶/۵۰	۲/۷۸
MCC696	۱/۰۴	۰/۶۹	۰/۲۰	۲۷/۹۸	۲۷/۸۶	۲۵/۲۰	۲۹/۱۲	۱۸/۶۶	۵/۲۶
MCC759	۱/۱۳	۰/۶۴	۰/۱۰	۳۱/۳۵	۳۰/۵۷	۳۱/۲۰	۳۴/۶۹	۱۸/۵۹	۲/۸۸
MCC760	۰/۹۴	۰/۶۹	۰/۱۰	۲۷/۱۱	۲۳/۹۳	۳۳/۴۹	۲۵/۶۳	۱۶/۳۱	۳/۰۷
MCC770	۰/۷۶	۰/۷۱	۰/۰۹	۲۸/۷۹	۲۹/۰۴	۳۲/۵۳	۲۰/۳۱	۲۰/۳۵	۲/۵۳
MCC773	۰/۶۷	۰/۳۲	۰/۰۷	۲۹/۲۹	۲۸/۱۷	۳۵/۰۹	۱۹/۵۰	۹/۰۲	۲/۲۴
MCC783	۱/۱۷	۰/۶۱	۰/۱۵	۲۴/۹۵	۲۹/۸۷	۲۸/۷۶	۲۸/۳۳	۱۷/۵۲	۴/۱۵
MCC806	۰/۸۴	۰/۵۳	۰/۰۹	۳۱/۹۰	۳۱/۳۲	۳۴/۴۴	۲۶/۴۸	۱۵/۸۲	۲/۵۷
MCC877	۱/۵۳	۰/۶۹	۰/۱۱	۳۰/۱۹	۲۸/۰۲	۳۱/۳۳	۴۶/۱۳	۱۹/۰۷	۳/۵۲
سطح احتمال			۰/۰۴۳			۰/۲۳۱			۰/۰۰۱
LSD 0.05			۰/۳۴			۷/۱۶			۷/۹۴

LSD حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح ۵٪

dS/m ۸ شوری و MCC783 و MCC806 در تیمار dS/m ۱۲ بیشتر از سایر ژنوتیپ‌ها بود (جدول ۸). شرایط تنش موجب تجمع گونه‌های اکسیژن فعال در گیاهان می‌شود که باعث صدمات اکسیداتیو به چربی‌ها و پروتئین‌ها شده و در نهایت منجر به مرگ گیاه می‌گردد (۲۸). سیستم دفاع آنتی اکسیدانی در سلول‌های گیاهی شامل آنتی اکسیدان‌های آنزیمی مانند آسکوربات پراکسیداز، کاتلاز، سوپراکسید دیسموتاز، پراکسیداز و گلوتاتیون ردوکتاز می‌شود (۱۹). فعالیت آنتی اکسیدان‌های غیر آنزیمی با اندازه‌گیری میزان فعالیت مهار رادیکال DPPH انجام می‌گیرد (۲۳). به‌طور کلی ارقام متحمل دارای ظرفیت بهتری جهت حفاظت خود در برابر تنش اکسیداتیو ناشی از شوری به‌واسطه نگه‌داری آنتی اکسیدان‌های بیشتر و افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی تحت شرایط تنش دارند (۷).

بین ژنوتیپ‌ها در سطوح مختلف شوری از نظر محتوی سدیم و نسبت سدیم به پتاسیم اندام هوایی اختلاف معنی‌داری وجود داشت، اما از نظر پتاسیم اختلاف معنی‌دار نبود (جدول ۹). اما در ریشه، از نظر سدیم بین ژنوتیپ‌ها در سطوح مختلف شوری اختلاف معنی‌داری وجود نداشت. ولی پتاسیم و نسبت سدیم به پتاسیم اختلاف معنی‌داری نشان دادند (جدول ۱۰). به‌طوری که در جداول ۹ و ۱۰ دیده می‌شود، به موازات افزایش شدت تنش، غلظت سدیم در اندام‌های هوایی و ریشه رو به فزونی نهاد و مقدار سدیم در ۸ و dS/m ۱۲ نسبت به تیمار شاهد به ترتیب ۵/۷۴ و ۹/۶۶ برابر افزایش نشان داد. برخلاف غلظت سدیم، با افزیش شدت تنش، غلظت پتاسیم در اندام‌های هوایی و ریشه روند کاهشی نشان داد (جداول ۹ و ۱۰). با بررسی غلظت سدیم و پتاسیم در شرایط وجود و عدم وجود تنش شوری مشخص شد که غلظت سدیم ریشه در شرایط عدم وجود تنش بیشتر از اندام هوایی بود. اما در شرایط

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

جدول ۱۰. تأثیر غلظت‌های مختلف کلرید سدیم بر غلظت سدیم، پتاسیم و نسبت سدیم به پتاسیم در ریشه ۱۱ ژنوتیپ نخود

	نسبت سدیم به پتاسیم ریشه			پتاسیم ریشه($mg\ gdw^{-1}$)			سدیم ریشه($mg\ gdw^{-1}$)		
	شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)			شوری ($dS\ m^{-1}$)		
ژنوتیپ	۱۲	۸	۰	۱۲	۸	۰	۱۲	۸	۰
MCC333	۱/۰۳	۰/۵۰	۰/۱۲	۳۹/۶۸	۴۰/۹۸	۴۵/۵۷	۴۰/۹۳	۲۰/۳۰	۵/۲۱
MCC544	۰/۸۳	۰/۸۰	۰/۱۳	۴۲/۳۸	۳۹/۷۱	۴۳/۵۲	۳۵/۰۸	۳۱/۴۵	۵/۹۸
MCC674	۱/۳۰	۰/۶۰	۰/۱۵	۲۸/۷۰	۳۷/۸۱	۳۸/۵۲	۳۷/۰۷	۲۱/۲۵	۰/۰۶
MCC696	۱/۰۸	۰/۸۶	۰/۱۰	۳۷/۱۴	۲۸/۹۷	۴۵/۲۲	۳۹/۹۳	۲۵/۷۸	۴/۵۹
MCC759	۱/۲۳	۰/۶۸	۰/۱۱	۳۲/۵۳	۳۹/۲۳	۴۲/۲۵	۳۵/۱۲	۲۷/۵۲	۴/۸۳
MCC760	۱/۱۳	۰/۶۵	۰/۱۳	۲۰/۴۸	۳۴/۴۲	۳۳/۰۵	۲۲/۲۸	۲۲/۲۰	۴/۵۴
MCC770	۰/۹۹	۰/۶۲	۰/۱۱	۲۸/۱۷	۳۳/۰۰	۳۳/۳۵	۲۸/۹۶	۲۰/۴۷	۳/۶۹
MCC773	۰/۷۸	۰/۴۴	۰/۱۶	۳۹/۷۰	۳۶/۳۶	۳۵/۳۲	۲۹/۹۴	۱۶/۲۲	۵/۹۲
MCC783	۱/۲۷	۰/۴۴	۰/۱۲	۲۳/۱۶	۴۶/۰۱	۴۴/۶۵	۲۶/۳۴	۲۰/۲۶	۵/۵۶
MCC806	۱/۱۲	۰/۵۸	۰/۱۲	۳۰/۳۸	۳۳/۱۵	۴۶/۹۱	۳۳/۹۶	۱۹/۲۲	۵/۹۶
MCC877	۱/۷۶	۱/۱۲	۰/۲۲	۱۸/۴۴	۱۹/۱۶	۴۶/۵۲	۳۱/۲۸	۲۰/۷۵	۱۰/۸۵
سطح احتمال			۰/۰۰۴			۰/۰۱۰			۰/۰۸۰
LSD 0.05			۰/۲۸			۱۲/۱۷			۸/۹۱

LSD حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح ۵٪

تنش شوری اندام‌های هوایی غلظت سدیم بیشتری داشت. با این وجود غلظت پتاسیم در شرایط تنش و عدم تنش شوری در ریشه بالاتر از اندام‌های هوایی بود. در شرایط تنش شدیدتر ژنوتیپ‌های MCC877 و MCC544 از نظر سدیم در اندام‌های هوایی و MCC333 و MCC696 در ریشه از بیشترین غلظت برخوردار بودند. از طرف دیگر میزان پتاسیم در ریشه در ژنوتیپ‌های MCC544، MCC773 و MCC333 در تنش شدید بیشتر از سایر ژنوتیپ‌ها بود.

تأثیر تنش شوری بر میزان سدیم در اندام‌های هوایی ژنوتیپ‌های مختلف نخود حاکی از تجمع قابل ملاحظه سدیم در مقادیر زیاد شوری بود. این مطلب ممکن است تأیید کننده این باشد که نخود گیاهی حساس به شوری است و توانایی تحمل در برابر ورود نمک به داخل سیستم آوندی را ندارد (۲۶). در این آزمایش، همبستگی بین غلظت سدیم و تولید ماده خشک اندام هوایی و ریشه منفی معنی‌دار بود. ولی بین تولید ماده خشک اندام هوایی و ریشه همبستگی مثبت معنی‌داری وجود داشت (جدول ۵). در مقادیر زیاد سدیم، از جذب عناصر غذایی مانند پتاسیم در بافت‌های گیاهی ممانعت به عمل می‌آید که نتیجه آن افزایش نسبت سدیم به پتاسیم می‌باشد (۹). اشرف و مک نیلی (۶) گزارش کردند که حفظ نسبت بالای پتاسیم به سدیم در بافت‌های گیاهی امری حیاتی در تحمل به شوری آنها می‌باشد. از طرف دیگر رابطه بین تحمل به شوری و تجمع عناصر غذایی اصلی مانند پتاسیم در اندام‌های رویشی لگوم‌ها گزارش شده است (۱۲). سازگاری گونه‌های گیاهی در خاک‌های شور به‌واسطه ایجاد پتانسیل اسمزی منفی (توسط تجمع مواد معدنی و مواد آلی محلول در بافت‌های آنها) صورت می‌گیرد (۳۴). با بررسی سهم مواد آلی محلول و مواد معدنی در ایجاد پتانسیل اسمزی در نخود در این مطالعه مشاهده شد که سدیم و پتاسیم نسبت به کربوهیدرات‌های محلول و پرولین سهم بسیار بیشتری در ایجاد پتانسیل اسمزی در برگ و ریشه

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

دارند و پتانسیل اسمزی در اندام هوایی حدود چهار برابر ریشه است. هم‌چنین مشاهده شد که در شرایط بدون تنش، سهم پتاسیم از سدیم بیشتر است. اما با افزایش میزان شدت تنش شوری، عامل اصلی ایجاد پتانسیل اسمزی یون سدیم می‌باشد. در این آزمایش از تغییرات مهم در غلظت عناصر در اثر شوری، افزایش غلظت سدیم و کاهش غلظت پتاسیم بود که با نتایج ولکامر و همکاران (۴۲) مطابقت دارد. نتایج تحقیقات حاکی از آن است که افزایش ورود سدیم به گیاه در شرایط تنش شوری در سیتوپلاسم موجب می‌شود که یون سدیم جایگزین یون پتاسیم گشته و اثر سمیت یونی ایجاد گردد (۳۱).

همبستگی بین غلظت سدیم با پرولین، قند و میزان فعالیت مهار رادیکال DPPH در ریشه و برگ مثبت و معنی‌دار بود و از طرف دیگر همبستگی بین غلظت پتاسیم با پرولین، قند و میزان فعالیت مهار رادیکال DPPH در ریشه و برگ منفی و معنی‌دار بود (جدول ۵). هم‌چنین در بین ژنوتیپ‌های مورد بررسی افزایش میزان پرولین، قند و میزان فعالیت مهار رادیکال DPPH در ژنوتیپ‌های حساس به خشکی بیشتر از ژنوتیپ‌های مقاوم بود. این نتایج ممکن است بیان کننده این مطلب باشد که ژنوتیپ‌های حساس به خشکی سیستم‌های محافظتی خود را زودتر از ژنوتیپ‌های مقاوم فعال می‌کنند. در نتیجه مقدار بیشتری از مواد محلول سازگار تولید می‌کنند.

مقایسه بین مقاوت به خشکی و شوری این ژنوتیپ‌ها نشان می‌دهد که ژنوتیپ‌های مقاوم به خشکی از نظر شوری نیز مقاوم می‌باشند. اما در این میان، ژنوتیپ MCC759 که در شدت تنش ۸ dS/m تحمل نشان داد در شرایط تنش خشکی به عنوان ژنوتیپ حساس معرفی شده است (۲).

بررسی پرولین و قند محلول نشان داد که میزان این مواد محلول سازگار در برگ‌ها بیشتر بود. بنابراین جهت گزینش ارقام، مطالعه این صفات در برگ اهمیت بیشتری نسبت به ریشه دارد. اما میزان فعالیت مهار رادیکال DPPH در ریشه ژنوتیپ‌های نخود تقریباً دو برابر برگ بود. به‌طور کلی بین ژنوتیپ‌های نخود تنوع زیادی از نظر صفات فیزیولوژیک وجود داشت. ژنوتیپ‌هایی که میزان کلروفیل و هم‌چنین مقدار کاروتنوئید بیشتری در اندام‌های هوایی خود ذخیره کرده بودند از نظر میزان کربوهیدرات‌های محلول و پرولین و فعالیت مهار رادیکال DPPH نیز نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها برتری داشتند. اما ماده خشک بیشتری تولید نکردند، زیرا تولید این مواد نیاز به انرژی دارد و گیاه ممکن است انرژی خود را صرف سنتز این مواد کرده و انرژی کمتری صرف رشد گیاه گردد.

منابع مورد استفاده

۱. صداقت خواهی، ح. ۱۳۸۶. ارزیابی کشت انتظاری ژنوتیپ‌های نخود (*Cicer arietinum* L.) متحمل به سرما در شرایط آبیاری تکمیلی در مشهد. پایان‌نامه کارشناسی ارشد دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد.

۲. گنجعلی، ع.، ع. باقری و ح. پرسا. ۱۳۸۸. ارزیابی ژرم‌پلاسم نخود (*Cicer arietinum* L.) برای مقاومت به خشکی. مجله پژوهش‌های زراعی ایران ۷: ۱۸۵-۱۹۶.

3. Abe, N., T. Murata and A. Hirota. 1998. Novel 1,1-diphenyl-2-picryhy- drazyl- radical scavengers, bisorbicillin and demethyltrichodimerol, from a fungus. Biosci. Biotechnol. Biochem. 62: 661-662.
4. Andrew, J. S., H. Moreau, M. Kuntz, G. Pagny, C. Lin, S. Tanksley and J. McCarthy. 2008. An investigation of carotenoid biosynthesis in *Coffea canephora* and *Coffea arabica*. J. Plant Physiol. 165: 1087-1106.
5. Asha Dhingra, H. R. 2007. Salinity mediated changes in yield and nutritive value of chickpea (*Cicer arietinum* L.) seeds. Indian J. of Plant Physiol. 12(3): 271-275.
6. Ashraf, M. and T. McNeilly. 2004. Salinity tolerance in Brassica oil seeds. Crit. Rev. Plant Sci. 23: 157–174.
7. Bandeoğlu, E., F. Eyidoğan, M. Yücel and H. A. Öktem. 2004. Antioxidant responses of shoots and roots of lentil to NaCl-salinity stress. Plant Growth Regul. 42: 69–77.
8. Bates, L. S., R. P. Waldran and I. D. Teare. 1973. Rapid determination of free proline for water studies. Plant Soil 39: 205–208.

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017

9. Benlloch, M., M. A. Ojeda, J. Ramos and A. Rodriguez-Navarro. 1994. Salt sensitivity and low discrimination between potassium and sodium in bean plants. Plant Soil 166: 117–123.
10. Berger J., S. Abbo and N. C. Turner. 2003. Plant genetic resources: Ecogeography of annual wild cicer species- The poor state of the world collection. Crop Sci. 43: 1076–1090.
11. Bruce, W. B., G. O. Edmeades and T. C. Barker. 2002. Molecular and physiological approaches to maize improvement for drought tolerance. J. Exp. Bot. 53: 13-25.
12. Cordovilla, M. P., A. Ocana, F. Ligero and C. Lluch. 1995. Salinity effects on growth analysis and nutrient composition in four grain legumes- Rhizobium symbiosis. J. Plant Nutr. 18: 1595–1609.
13. Dere, S., T. Gines and R. Sivaci. 1998. Spectrophotometric determination of chlorophyll- a, b and total carotenoid contents of some algae species using different solvents. Tr. J. Botany 22: 13-17.
14. Dubois, M., K. A. Gilles, J. K. Hamilton, P. A. Rebers and F. Smith. 1956. Calorimetric method for determination of sugars and related substances. Analyt. Chim. 28: 350-356.
15. Durgaprasad, K. M. R., M. Muthukumarasamy and R. Panneerselvan. 1996. Changes in protein metabolism induced by NaCl salinity in soybean seedlings. Indian J. Plant Physiol. 1: 98-101.
16. Flowers, T. J., P. F. Troke and A. R. Yeo. 1977. The mechanism of salt tolerance in halophytes. Annu. Rev. Plant Physiol. 28: 89-121.
17. Flowers, T. J. and S. A. Flowers. 2005. Why does salinity pose such a different problem for plant breeders? Agric. Water Manage. 78: 15-24.
18. Gill, P. K., A. D. Sharma, P. Singh and S. S. Bhullar. 2001. Effect of various abiotic stresses on the growth, soluble sugars and water relations of sorghum seedlings grown in light and darkness. Bulg. J. Plant Physiol. 27: 72-84.
19. Gunes, A., A. Inal, E. G. Bagci and D. J. Pilbeam. 2007. Silicon-mediated changes of some physiological and enzymatic parameters symptomatic for oxidative stress in spinach and tomato grown in sodic- B toxic soil. Plant Soil 290: 103-114.
20. Hanson, A. D. 2002. Drought and salt tolerance: Toward understanding and application. Trends Biotechnol. 10: 358-362.
21. Havaux, M. 1998. Carotenoids as membrane stabilizers in chloroplasts. Trends Plant Sci. 3: 147–151.
22. Jaleel, C. A., P. Manivannan, A. Kishorekumar, B. Sankar, R. Gopi, R. Somasundaram and R. Panneerselvam. 2007. Alterations in osmoregulation, antioxidant enzymes and indole alkaloid levels in Catharanthus roseus exposed to water deficit. Colloids Surf. B: Biointerfaces 59: 150–157.
23. Kang, H. M. and M. E. Saltveit. 2002. Effect of chilling on antioxidant enzymes and DPPH-radical scavenging activity of high- and low-vigour cucumber seedling radicles. Plant Cell Environ. 25: 1233-1238.
24. Lawson, T., K. Oxborough, J. I. L. Morison and N. R. Baker. 2003. The responses of guard and mesophyll cell photosynthesis to CO_2, O_2, light and water stress in a range of species are similar. J. Exp. Bot. 54: 1743–1752.
25. Maliro, M. F. A., D. McNeil, J. Kollmorgen, C. Pittock and B. Redden. 2004. Screening chickpea (*Cicer arietinum* L.) and wild relatives germplasm from diverse country sources for salt tolerance. The 4th International Crop Science Congress, Brisbane, Queensland, Australia.
26. Manchanda, H. R., S. K. Sharma and R. P. Mor. 1991. Relative tolerance of pulses for chloride and sulphate salinity. Indian J. Agr. Sci. 61: 20-26.
27. Matysik, J., B. Alia Balu and P. Mohanty. 2002. Molecular mechanisms of quenching of reactive oxygen species by proline under stress in plants. Curr. Sci. 82: 525-531.
28. Molassiotis, A., T. Sotiropoulos, G. Tanou, G. Diamantidis and I. Therios. 2006. Boron-induced oxidative damage and antioxidant and nucleolytic responses in shoot tips culture of the apple rootstock EM9 (*Malus domestica* Borkh). Environ. Exp. Bot. 56: 54–62.
29. Mudgal, V., N. Madaan, A. Mudgal and S. Mishra. 2009. Changes in growth and metabolic profile of Chickpea under salt stress. J. of Appl. Biosci. 23: 1436- 1446.
30. Munns, R. and M. Tester. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. Ann. Rev. Plant Physiol. 59: 651-681.
31. Munns, R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. Plant Cell Environ. 25: 239-250.
32. Prado, F. E., C. Boero, M. Gallardo and J. A. Gonzalez. 2000. Effect of NaCl on germination, growth, and soluble sugar content in Chenopodium quinoa (Wild.) seeds. Bot. Bull. Acad. Sin. 41: 27–34.
33. Prochazkova, D., R. K. Sairam, G. C. Srivastava and D. V. Singh. 2001. Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in maize leaves. Plant Sci. 161: 765–771.
34. Samaras,Y., R. A. Bressan, L. N. Csonka, M. G. D. Garcia-Rios, P. Urzo and D. Rodes. 1994. Proline accumulation during drought and salinity. PP. 161-167. *In:* Smirnoff, N. and Davies, W. J. (Eds.), Environment and Plant Metabolism: Flexibility and Acclimation, BIOS Scientific Publications, Lancaster, UK.
35. Saxena, N. P., L. Krishnamurthy and C. Johansen. 1993. Registration of a drought resistant chickpea germplasm. Crop Sci. 33: 1424.
36. Schwarz, M. 1985. The use of saline water in hydroponics. Soilless Cult. 1: 25-34.

37. Singh, A. K. 2004. The physiology of salt tolerance in four genotypes of chickpea during germination. J. Agric. Sci. Technol. 6: 87-93.
38. Singh, M. and S. Singh. 1995. Sodocity induced changes in saccharides, free proline and protein content of different pea genotypes. Indian J. Plant Physiol. 38: 109-113.
39. Soussi, M., C. Lluch and A. Ocana. 1999. Comparative study of nitrogen fixation and carbon metabolism in two chickpea cultivars under salt stress. J. Exp. Bot. 50: 1701-1708.
40. Stewart, C. R. 1972. Proline content and metabolism during rehydration of wilted excised leaves in the dark. Plant Physiol. 50: 679-681.
41. Timasheff, S. N. and T. Arakawa. 1989. Stability of protein structure by solvents. *In:* Creighton, T. E. (Ed.), Protein Structure: A Practical Approach. Oxford University Press, Oxford, UK.
42. Volkamer, K. M., Y. Hu and H. Steppuhn. 1998. Physiological responses of plants to salinity: A review. Can. J. Plant Sci. 78: 19-27.
43. Yoko, S., R. A. Bressan and P. M. Hasegawa. 2002. Salt stress tolerance of plants. JIRCAS Working Reports, pp. 25–33.

Downloaded from ejgcst.iut.ac.ir at 9:55 IRST on Sunday December 17th 2017