تغییرات اسمولیت‌ها در تحمل دو رقم پنبه به شوری بالای خاک

*محمدعلی رضائی

گروه زیست شناسی، دانشگاه آزاد اسلامی واحد گرگان

چکیده

این تحقیق با هدف بررسی جنبه‌های فیزیولوژیک دو رقم پنبه (*Gossypium hirsutum* L.) شامل سای اکرا (Siokra) و ساحل (Sahel) تحت اثر شوری خاک (Ec۱۲ دسی زیمنس بر متر) جمع آوری شده از محیط طبیعی استان گلستان انجام گرفت. سنجش ها طی سه مرحله رویشی شامل دو برگی، چهار برگی و شش برگی صورت گرفت. در هر دو رقم از مرحله اول تا سوم بتدریج غلظت یون‌های Na^+، Cl^- افزایش یافت که نشان می‌دهد مقاومت به شوری لزوماً با توان گیاه در محدود ساختن جذب یون ها همراه نبوده است. با سپری شدن مراحل رشد رویشی از مرحله اول تا سوم در هر دو رقم از میزان CGR، NAR، جذب منیزیم و پتاسیم کاسته شد ولی تولید پرولین افزایش یافت در حالیکه افزایش آن در رقم متحمل سای اکرا بالاتر بود. اثر شوری بالای خاک با افزایش قندهای محلول و کاهش قندهای غیر محلول همراه بود. از مرحله دو برگی تا شش برگی اندکی از میزان گلیسین بتائین کاسته شد. نتایج نشان داد که پنبه در شرایط شوری گیاهی است که استراتژی تولید و تجمع توام پرولین و گلایسین بتائین را بر می‌گزیند. شوری بالای خاک در هر دو رقم اهمیت پرولین و قندهای محلول را (تا مرحله دوم) برای متحمل ساختن گیاه افزایش داد و در طی دوره رشد میزان قندهای غیرمحلول کاهش یافت.

واژه‌های کلیدی: پرولین، پنبه، شوری، قندهای محلول و غیرمحلول، گلیسین بتائین، هدایت الکتریکی، یون‌ها

مقدمه

استان گلستان که از مهمترین مناطق زراعی و بزرگترین تولید کننده پنبه درکشور است، که سطح وسیعی از زمین‌های آن دارای شور ی بالا می‌باشد. استفاده از ارقامی که بتوانند شوری بیشتر را تحمل نمایند، در افزایش سطح زیر کشت و میزان تولید محصول پنبه موثرند. مطالعات جعفری (۱۳۸۱) نشان داد دو رقم سای اکرا و ساحل پنبه که در استان گلستان کشت می‌شوند، در شرایط شور عملکرد متفاوتی داشتند. رقم سای اکرا در زمین‌های شور بهتر رشد نموده، درصد جوانه‌زنی، تعداد شاخه زایا، تعداد غوزه و عملکرد بیشتری دارد و میانگین محصول وش آن ٤١٦ Kg در هکتار بود ولی رقم ساحل در شرایط شور بطور میانگین ٢٣٤/٥ Kg در هکتار محصول داشته است.

پاسخ‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی مقاومت به شوری در گیاهان با یکدیگر متفاوت است. با آنکه پنبه از گیاهان مقاوم به شوری محسوب می‌شود، ولی ارقام مختلف

*e.mail: mohalirezaei@yahoo.com

آن نسبت به شوری خاک واکنش‌های متفاوتی نشان می‌دهند. شوری خاک باعث ایجاد سلسله ای از فرایندهای معین می‌شود که منجر به تجمع کاتیون سمی Na^+ و آنیون Cl^- می‌گردد و مقاومت به نمک شامل سلسله ای از واکنش‌های پیچیده است که به مختصات فیزیولوژیک درون سلولی در گیاه بستگی دارد (Mohammad, et al. 1998). این یون ها در شرایط شور از طریق اثرات متقابل رقابتی و یا اثر بر نفوذپذیری انتخابی سایر یون ها در غشاها، بر جذب مواد غذایی اثر می‌گذارند. در خاک‌های شور کاهش K^+ (Mittal and Dubey, 1991) و Mg^{+2} (Sairam et al. 2002) بدلیل رقابتی که با Na^+ در جذب دارند، اتفاق می‌افتد.

از جمله استراتژی گیاهان در مقاومت به تنش شوری تجمع محلول‌های سازشی است. مهمترین محلولهای آلی اسموتیک شامل قندهای محلول، قندهای غیرمحلول، اسیدهای آمینه (مانند پرولین) و گلیسین بتائین می‌باشند. این ترکیبات در اثر تنش شوری در گیاهان تجمع می‌یابند (Nuccio et al.1999). علاوه بر آن طی یک تقسیم‌بندی گیاهان تحت شرایط تنش شوری، به سه دسته گیاهان با استراتژی تحمل از طریق تجمع پرولین یا گلیسین بتائین و یا هر دو (توام) تقسیم می‌شوند (Larher et al. 1996).

از آنجایی که مطالعات حاکی از تغییرات دوره ای فرایندهای درگیردر متابولیسم گیاه در طی دوره‌های رشد رویشی و زایشی می‌باشد (Choudhri, 1993). از اینرو این تحقیق میتواند (با هدف بررسی تغییرات دوره ای برخی از محلول‌های آلی اسموتیک در مقاومت به شوری خاک)، برای بکار گیری روش‌های بهینه زراعی در موقعیت و زمان مناسب، جهت تقویت گیاه در شرایط حساس و در نتیجه افزایش محصول در خاک‌های شور مفید باشد، لذا آزمایشاتی با نتایج زیرانجام شده است.

مواد و روش‌ها

برای انجام سنجش‌ها، بذور ارقام پنبه ساحل و سای اکرا از موسسه تحقیقات پنبه کشور تهیه شد. در اواخر فروردین ماه سال ۸۳ آزمایشی گلدانی با طرح کاملا تصادفی در چهار تکرار انجام شد. بدین منظور تعداد ۵۰ عدد بذر درون خاک سیلتی لوم با شوری (هدایت الکتریکی) ۱۲ دسی زیمنس بر متر کشت شد. درصد ازت کل خاک، فسفر قابل جذب، پتاسیم قابل جذب، غلظت کاتیون ها (Na^+، Mg^{++}، Ca^{++}) و آنیون ها (Cl^-، $So4^{--}$، HCo_3^-) برحسب میلی‌مول در عصاره اشباع خاک به شرح جدول ۱ اندازه‌گیری شدند و کلیه سنجش ها ی مربوط به گیاه در سه مرحله به شرح زیر انجام شدند.

مرحله اول: مرحله دو برگی، گیاهچه‌های ۱۰ الی ۱۵ روزه روی برگ‌های ۱ و ۲.

مرحله دوم: مرحله چهار برگی، گیاهچه های۲۰ الی ۲۵ روزه روی برگهای ۳ و ٤.

مرحله سوم: مرحله شش برگی، گیاهچه های۳۰ الی ۳۵ روزه روی برگ‌های ۵ و ٦.

آنالیز رشد

جهت اندازه‌گیری CGR (میزان رشد گیاه زراعی) و NAR (میزان فتوسنتز خالص)، ۵ گیاهچه ۱۰، ۲۰ و ۳۰ روز پس از کاشت انتخاب شدند و پس از اندازه گیری سطح برگ، به مدت ٤٨ ساعت در انکوباتور در دمای ۸۰ درجه سانتی گراد قرار داده شدند. سپس با استفاده از روابط ذیل CGR و NAR محاسبه شد. که در آن W1 و W2 به ترتیب وزن خشک گیاهان در ابتدا و انتهای فاصله زمانی مورد نظر، t1 و t2 روزهای مورد نظر و S سطح خاک اشغال شده بوسیله گیاه و L1 و L2 به ترتیب سطح برگ اولیه و نهایی را نشان می‌دهند.

$$S\ (t_2 - t_1)) / W_2 - W_1 - (CGR$$

$$NAR = (W_2 - W_1)(\ln L_2 - \ln L_1)/(L_2 - L_1)(t_2 - t_1)$$

جدول ۱: خصوصیات فیزیکی و شیمیایی خاک

هدایت الکتریکی (EC) (dSm^{-1})	بافت خاک	درصد ازت کل	فسفر قابل جذب (ppm)	پتاسیم قابل جذب (ppm)	میزان کاتیون ها و آنیون ها ی در عصاره اشباع خاک (mM)					
					Na^{+}	Mg^{+}_{+}	Ca^{++}	Cl^{-}	$So4^{--}$	HCo_3^{-}
۱۲/۳	Si-L	۰/۰۸	۳	۱٤۰	۱۰۵	۱۷	۱۹	۱۰٦	۳۳/۷	۳/٦

اندازه‌گیری یون‌های گیاه

مقدار ۵ گرم از ماده ترگیاهی (برگ) به مدت ٤۸ ساعت در دمای ۸۰ درجه سانتی گراد داخل آون قرار داده شد و پس از توزین به مدت ۸ ساعت در دمای ٦۰۰ درجه سانتی‌گراد در داخل کوره الکتریکی گذاشته و پس از توزین خاکستر حاصل در ۱۰۰ میلی لیتر آب مقطرحل (عصاره معدنی) گردید. در پایان مقدار سدیم و پتاسیم با استفاده از روش فلم فتومتری (مدل دستگاه f.e ٤۰۵) (Williams and Twine, 1960) اندازه گیری شد. میزان کلر برگ‌ها به روش کلر سنجی (Dewis and Freitas, 1984) با استفاده یک گرم برگ و تیتراسیون با نیترات نقره یک صدم نرمال بدست آمد. سنجش میزان منیزیم با استفاده از ۱۰ گرم وزن خشک و تهیه خاکستر آن به روش کمپلکسومتری از طریق تیتراسیون با EDTA ۰/۰۱ نرمال انجام پذیرفت (منطقی، ۱۳٦۵).

اندازه گیری پرولین

۰/۲گرم وزن تر برگ در ۵ میلی‌لیتر اسید سولفوسالیسیلیک ۳ ٪ ساییده شد و به یک میلی لیتر ازآن ۱ میلی‌لیتر اسید نین هیدرین و ۱ میلی لیتر اسید استیک خالص اضافه شد. سپس به مدت یک ساعت در حمام آب گرم (۱۰۰ درجه سانتی‌گراد) قرار داده شده و بلافاصله به آب یخ منتقل گردید وبعد ۲ میلی لیتر تولوئن به آن اضافه شد و پس از ۲۰ ثانیه تکان شدید جذب بخش رنگی بالایی در طول موج ۵۲۰ نانومتر خوانده شد (Bates, 1973).

اندازه‌گیری مقدار قندها

مقدار ۰/۲ گرم ماده خشک برگ گیاه تهیه و به ۱۰ میلی‌لیتر اتانول ۸۰٪ اضافه شد و به مدت یک هفته در یخچال نگهداری گردید. سپس با استفاده از کاغذ صافی واتمن ۲ صاف شده و قندهای نامحلول (مانده گیاهی) جدا گردید. قندهای نامحلول به مدت ۱۵ دقیقه در آون در دمای $100^{\circ}C$ قرار داده شد تا خشک شده، سپس در ارلن مایر حاوی آب مقطر جوشانده شد (۱۵ دقیقه) و حجم آن با آب مقطر به ۱۰۰ میلی‌لیتر رسید. برای ارزیابی قندهای محلول و غیرمحلول به ۲ میلی لیتراز آنها ۱ میلی لیتر فنل ۵٪ و ۵ میلی لیتر اسید سولفوریک غلیظ اضافه شده و ۳۰ دقیقه در دمای آزمایشگاه قرار گرفته و سپس در طول موج ٤۸۵ نانومتر جذب آنها توسط دستگاه اسپکتروفتومترخوانده شد (Helluburst and Craigie, 1978).

اندازه‌گیری گلیسین بتائین

۱ گرم از پودر خشک شده برگ گیاه در ٤۰ میلی‌لیتر آب دوبار تقطیر حل گردید و پس عبور از کاغذ صافی به نسبت ۱:۱ با اسید سولفوریک ۲N رقیق شد. سپس به ۱ میلی لیتر از آن ۰/٤ میلی‌لیتر از معرف یدید- یدین پتاسیم سرد اضافه شده، شدیداً ورتکس گردید. بعد نمونه‌ها در دمای صفر درجه سانتی گراد به مدت ۱۵ دقیقه در دور g ۱۰۰۰۰ سانتریفوژ شدند.۱ میلی لیتر از فاز بالایی با میکروپیپت جدا، با ۹ میلی‌لیتر ۱،۲ دی کلرو اتان مخلوط کرده، سپس ورتکس شده و بعد جذب آن در طول موج ۳٦۵ نانومتر با دستگاه اسپکترو متر UV - Visible خوانده شد (Sairam er al. 2002).

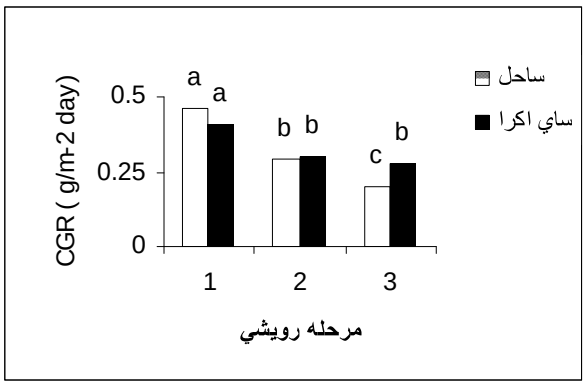
محاسبات آماری داده‌ها

با استفاده از نرم افزار SPSS و رسم اشکال توسط نرم افزار Excel انجام شد.

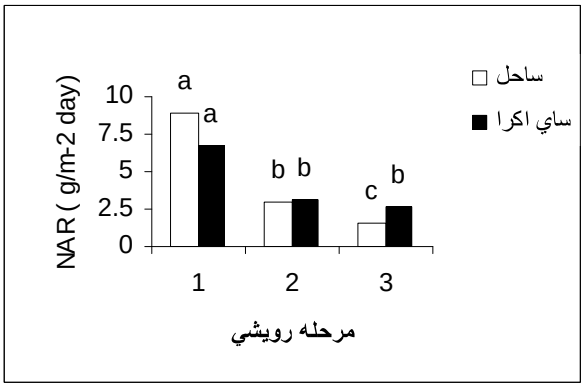
نتایج و بحث

اثر شوری برفاکتورهای رشد رویشی

شکل‌های ۱ و ۲ به ترتیب تغییرات CGR و NAR را در دو رقم ساحل و سای اکرا نشان می‌دهند، چنانچه مشاهده می‌گردد با سپری شدن مراحل رشد رویشی از مرحله دو برگی به شش برگی هر دو فاکتور رشد کاهش می‌یابند. گزارشات نشان می‌دهد که افزایش تنش شوری موجب کاهش فاکتورهای رشد می‌گردد، طوری که CGR و NAR در مراحل اولیه رشد رویشی بالاتر بوده ولی با افزایش سن رویشی کاهش می‌یابند (Choudhri, 1993). کاهش NAR در شرایط شوری در گیاه جو (Cramer, et al.1990) گزارش شده است.در مراحل اولیه رشد گیاه کلم (*Brassica carinata*) به علت اثر شوری مقدار CGR، NAR کاهش یافت و کاهش مقدار NAR بیشتر به علت کاهش RGR (سرعت رشد نسبی) بود و به موازات کاهش در NAR غلظت مواد مغذی نظیر K^+ و Ca^{+2} نیز در بافت‌های گیاه کاهش پیدا کرد و غلظت Na^+ و Cl^- افزایش یافت (He and Cramer, 1993).



شکل ۱: تغییرات مقدار CGR در دو رقم پنبه در سه مرحله رویشی



شکل ۲: تغییرات مقدار NAR در دو رقم پنبه در سه مرحله رویشی

میانگین‌های دارای حروف مشترک در سطح p= ۰/۰۵ آزمون دانکن اختلاف معنی دار ندارند.

جدول ۲: چگونگی تغییرات یون ها در برگ‌های دو رقم ساحل و سای اکرا از پنبه در مراحل رویشی مختلف.

رقم	مرحله	یون ها (میلی گرم بر گرم وزن خشک)			
		Na^+	k^+	Cl^-	Mg^{++}
ساحل	۱	۲۹/٦a	٦۱/۹a	٤۵/۷c	۱۸/۱a
	۲	۲۹/٤a	۵۱/۹b	۱۱۰b	۸/۷b
	۳	۳۵/۷b	٤۷/۱c	۱۰۵a	۲/۹c
سای اکرا	۱	۲۹/۲c	٦۰/٦a	٤۵c	۱۸/۲a
	۲	۳٤/۲b	٤۹/٦b	۱۳۵a	۹/٤۲b
	۳	۳٦/٦a	٤۳/۵c	۱۱۵b	۹/۱۲b

میانگین‌های دارای حروف مشترک در سطح p=۰/۰۵ آزمون دانکن اختلاف معنی دار ندارند.

در گیاه ذرت شوری خاک موجب کاهش NAR،RGR، ارتفاع و ماده زنده گردید و مشخص شد که از RGR و RLGR و NAR میتوان به عنوان معرفی (اندیکاتور) برای تشخیص مقاومت گیاه به شوری خاک استفاده نمود، زیرا کاهش این فاکتورها در واریته‌های متحمل کمتر است (Abid, et al.2001). در این تحقیق شدت کاهش CGR و NAR در رقم سای اکرا کمتر بود که نشان‌دهنده متحمل بالاتر این رقم به شوری‌های بالا می‌باشد.

اثر شوری بر جذب یون ها

با سپری شدن مراحل رشد رویشی از مرحله دو برگی به شش برگی میزان جذب یون‌های Na^+، Cl^- در هردو رقم ساحل و سای اکرا افزایش یافت در حالی که جذب یون‌های K^+ و Mg^{++} کاهش پیدا کرد (جدول ۱). شدت کاهش یون منیزیم در رقم ساحل بیشتر بوده است.گزارش شده است که شوری بالا با افزایش جذب یون‌های Na^+ و Cl^- موجب کاهش رشد (Garcia-Lidon, et al. 1998)، عدم توازن در جذب سایر یون‌های مغذی (Lioyd et al.1989 و Passarakli and Tucker, 1988)، افزایش اثر جذب انتخابی و اثرات متقابل رقابتی یون ها (Griere and Walker,1983) می‌گردد. در گیاهان مسیر اصلی جذب Na^+ از غشاءپلاسمایی سلول‌های اپیدرمی و یا سلول‌های پوستی ریشه و به طریق غیرفعال بوده، تحت اثرگرادیان پتانسیل الکتروشیمیایی حاصل از تفاوت غلظت و ولتاژ بداخل سلول‌ها انتشار می‌یابد (Flowers and Yeo,1986).

کلر از پر تحرک ترین یون ها در خاک است، بنابر این اغلب گونه‌های گیاهی آن را سریع جذب می‌کنند. شدت جذب کلر در درجه اول بستگی به غلظت آن در محلول خاک دارد. با افزایش شوری خاک میزان جذب کلر افزایش می‌یابد. یون کلرید در شرایط بالای جذب به مقدار زیاد در درون سیتوپلاسم تجمع پیدا می‌کند و گاهی غلظت کلر در کلروپلاست تا حد ۳۰۰ میلی مول می‌رسد. گیاهانی که در خاک شور می‌رویند اغلب نشانه‌های مسمومیت کلر را نشان می‌دهند (کنراد،۱۳٦۷). در این تحقیق جذب کلر با سپری شدن مراحل رشد رویشی افزایش داشت که منطقی به نظر می‌رسد.

کاهش K^+ در گیاه بدلیل فرایند رقابتی آن با Na^+ در ریشه است (Mittal and Dubey, 1991). دو سیستم جذب K^+ در گیاهان شامل کانال‌های KIRC[1] و ناقلان HKT[2] مشخص شده‌اند. باتوجه به آنکه KIRC ها در بیشتر موارد باز هستند (Amtmann and Sanders, 1999) عبور انتخابی K^+ از کانال‌های تیپ KIRC بیشتر از سایر کاتیون‌های قلیایی بوده ولی انحصاری نیست (Maathuis and Sander, 1997) و سایر کاتیون ها مانند Na^+ میتوانند از این مسیر عبور نمایند.سری دوم یعنی ناقل‌های تیپ HKT نیز انتقال پتاسیم را در گیاه در تمایل بالای به پتاسیم امکان پذیر می‌سازند (Schachtman and Schroeder, 1994) ولی در بسیاری از گونه‌های گیاهی مشخص شده است که این ناقل به صورت همبرهای Na^+-K^+ عمل می‌کنند (Box and Schachtman, 2000). به همین دلیل در این تحقیق جذب پتاسیم در رقابت با Na^+ کاهش یافت.

در بسیاری از گیاهان نشان داده شده است که یون Na^+ باعث کاهش جذب یون Mg^{+2} می‌گردد (Sairam et al. 2002). این کاهش در گندم مشاهده شده است که با کاهش مقدار کلرو فیل نیز همراه بوده است (Poonia et al.1972). با توجه به آنکه معروفترین نقش منیزیم شرکت در ساختار کلروفیل ها بوده و به عنوان کوفاکتور در فعال ساختن تقریباً همه آنزیم‌های فرایندهای فسفریلاسیون روشن شده است، لذا در سرتاسر متابولیسم مهم بشمار می‌رود (کنراد،۱۳٦۷). بدین ترتیب بسیاری از اثرات کاهشی یون Na^+بر رشد گیاه، از این طریق قابل توجیه است.

پرولین

از مرحله دو برگی تا شش برگی تولید پرولین در هر دو رقم افزایش یافت. در مرحله سوم این افرایش در رقم سای اکرا نسبت به رقم ساحل به طور معنی داری بالاتر بوده است (شکل ۳). نشان داده شده است که سنتز پرولین تحت تنش‌های محیطی مانند خشکی، شوری بالا، دمای بالا، یخ زدگی، تابش UV، اثرات آلودگی هوا، و فلزات سنگین افزایش می‌یابد (Kazuko,2001). با توجه به آنکه پرولین به

[1]. K^+ - inward rectifiying channels (KIRC)

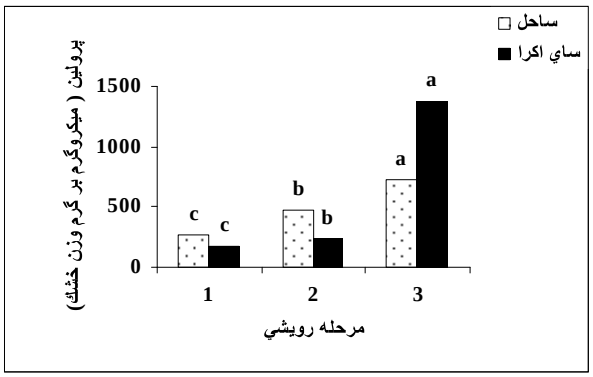
[2]. (HKT) High-affinity carrier- type K^+ transporter

عنوان محلول سازشی در حفظ اسمز، کاهش اسیدیته سیتوپلاسمی و حفظ آنزیم‌های سیتوپلاسمی نقش دارد و همچنین در شرایط استرس بعنوان بخش ضروری ساختار پروتئین‌های ساختمانی دیواره سلول‌های گیاهی و پایدار کننده ماشین سنتز پروتئین ها (Carlos, et al.1996) محسوب می‌شود و نیز در پاک سازی رادیکال‌های آزاد و هیدروکسی رادیکال ها موثر است و به عنوان منبع ذخیره کننده نیتروژن و کربن (Fukutaku and Yamada,1984) بکار می‌رود، لذا تولید بیشتر آن در رقم سای اکرا میتواند متحمل تر بودن این رقم را مشخص نماید. ضمن آنکه امروزه در بسیاری از گیاهان پرولین، به عنوان مارکر بیوشیمیایی برای تشخیص تحمل به تنش نمکی مورد استفاده قرار می‌گیرد (Carlos, et al.1996).

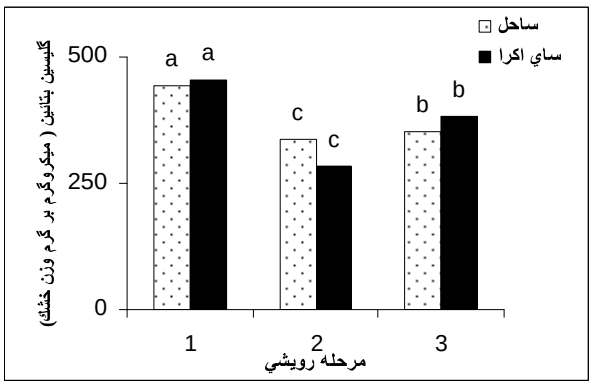
گلیسین بتائین

تولید گلیسین بتائین در مرحله اول در هر دو رقم بالا بود، در مرحله دوم کاهش و مجدداً در مرحله سوم افزایش یافت. بطور کلی میتوان گفت که تولید گلیسین بتائین در هر دو رقم بالا بود (شکل ٤). با توجه به ا نکه گلیسین بتائین در حفظ و تنظیم اسمزی در یوکاریوت‌های (Larher,et al. 1996)گیاهی، حفظ تمامیت غشاء پلاسمایی و حفظ ساختمان چهارم پروتئین ها، افزایش تحمل ماشین فتوسنتزی از طریق افزایش تجمع کلروفیل‌ها (William, et al. 1992)، نقش دارد و همچنین در

تسهیل انتقال الکترون و محافظت ازفعالیت پروتئین ها و چربی غشاء تیلاکوئیدی در PSII (William, et al.1992)، حفاظت از ماشین‌های نسخه برداری و کاهش دمای ذوب DNA مضاعف، تسهیل همانند سازی (Atsushi and Norio,2001)، مفید است، میتوان این ترکیب را بعنوان یکی از عوامل مقاومت فیزیولوژیک در برابر شوری خاک در مراحل اولیه جوانه زنی و رشد دانست. نظر به آنکه تجمع گلیسین بتائین در گیاه پنبه، به این گیاه مقاومت می‌دهد و از آنجایی که بکارگیری بتائین در خاک گیاه پنبه وگندم تحت شرایط تنش شوری باعث افزایش جوانه زنی و افزایش قدرت گیاهچه‌های آنها شده است و مشخص گردیده که تاثیر GB در پنبه تعداد غنچه و قوزه را بیشترکرده است، بنابراین پیشنهاد شده که احتمالا GB در گیاه نقش هورمونی بازی کرده است (Naidu, et al. 2002). بکارگیری GB اگزوژن نشان داد که محصول پنبه ۱۸ تا ۲۲٪ افزایش داشته است، لذا پیشنهاد استفاده از GB اگزوژن در مراحل خاص از دوره رشد رویشی گیاه پنبه و یا ایجاد گیاه ترانس ژن با تولید بالای GB مطرح بوده، می‌تواند باعث تغییر در تولید GB شده موجب افزایش مقاومت به تنش‌های محیطی شود. البته تعیین مرحله دقیق استفاده از GB اگزوژن نیاز به مطالعات بیشتری دارد.



شکل ۳: تغییرات مقدار پرولین در دو رقم پنبه در سه مرحله رویشی



شکل ٤: تغییرات مقدار گلیسین بتائین در دو رقم پنبه در سه مرحله رویشی

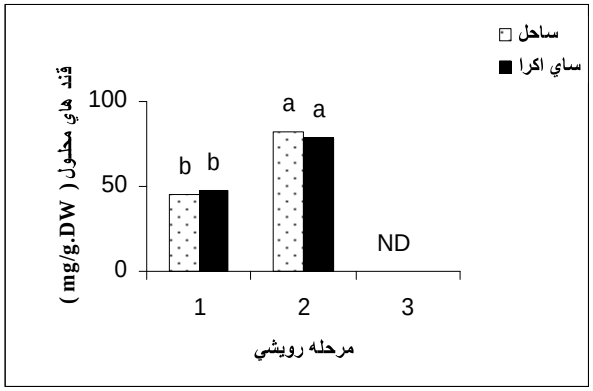
میانگین‌های دارای حروف مشترک در سطح p=۰/۰۵ آزمون دانکن اختلاف معنی دار ندارند.

قندهای محلول و غیرمحلول

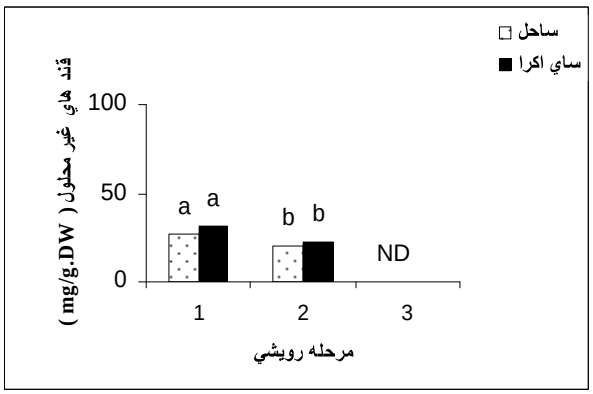
تغییرات مقدار قندهای محلول و قندهای غیر محلول طی دو مرحله سنجش در شکل‌های ۵ و ٦، (ND نشاندهنده آن است که در مرحله سوم تعیین نشده است) و در رقم‌های ساحل و سای اکرا پنبه نشان می‌دهد که در هر دو رقم اثر شوری و سپری شدن مراحل رشد رویشی از مرحله اول به مراحل بعد، از تولید قندهای غیر محلول کاسته شده و بر مقدار تولید قندهای محلول افزوده شده است. اگر چه تجمع قند در گیاهان تنها راه مقابله با تنش نمی باشد، اما قند ها از مهمترین فاکتورهای مقاومت در گیاهان محسوب می‌شوند (Ingram and Bartels,1996). بسیاری از گزارشات حاکی از تجمع قندهای محلول در طول دوره شوری (Singh et al. Ingram and Bartels, 1996،2002) می‌باشد. در مقاومت به تنش شوری و اسمزی قندهای الکلی و قندهای ساده و قندهای مرکب به عنوان تنظیم کننده اسمزی و محلول‌های سازشی تولید می شوند (Bohnert et al. 1995). به نظر می‌رسد اثر اصلی شوری بر کربوهیدرات‌های گیاه، تغییر در جابجایی و جایگزینی آنها باشد، علاوه بر آن در طول دوره رشد و نمو، شوری موجب هیدرولیز مقادیر بالایی از نشاسته شده و در نتیجه منجر به افزایش غلظت هگزوزها می‌گردد (Zhifang et al.1998). قندها در پایداریmRNA ، تنظیم فعالیت آنزیم ها، تنظیم نسخه برداری و در نهایت در تنظیم بیان ژن ها نقش دارند (Ho et al.2001). برای مثال ژن‌های سنتز پروتئین‌های ذخیره ای مانند پتائین در سیب زمینی(Hattori et al. 1990) و، مالات سنتتار و ایزوسیترات لیاز در لپه‌های کدو (Graham et al.1994) توسط قندها بطور مثبت تنظیم می‌شوند. در سال‌های اخیر مشخص شده است که قندها سیگنال‌های مولکولی مهمی هستند که پاسخ‌های فیزیولوژیک متنوعی را از طریق ژنهای تنظیمی ویژه فتوسنتز، متابولیسم منبع و پاسخ‌های دفاعی کنترل می‌کنند (Roitsch, ،Koch, et al.1992،Ehness et al.2001 1999).

نتیجه‌گیری

با سپری شدن مراحل رویشی پس از جوانه زنی جذب یون‌های Na^+، Cl^- افزایش وجذب یون‌های K^+ و Mg^{++} کاهش یافت و مشخص شد که پنبه در برابر شوری گیاهی با استراتژی تولید و تجمع توام پرولین و گلایسین بتائین می‌باشد. در هر دو رقم اثر شوری بالا موجب افزایش نقش پرولین و قندهای محلول شد و شیفت تغییرات باعث کاهش میزان قندهای غیرمحلول گردید و از این نظر دو رقم تفاوت معنی داری نداشتند ولی با سپری شدن مراحل رویشی پس از جوانه زنی، رقم مقاوم سای اکرا نسبت به ساحل تولید پرولین بیشتری داشت.



شکل ۵: تغییرات مقدار قندهای محلول در دو رقم پنبه در دو مرحله رویشی



شکل ٦: تغییرات مقدار قندهای محلول در دو رقم پنبه در دو مرحله رویشی

میانگین‌های دارای حروف مشترک در سطح p=۰/۰۵ آزمون دانکن اختلاف معنی دار ندارند.

منابع

جعفری م. و عصری، ی. (۱۳۷٤). مطالعه شور روی ها و تهیه نقشه پوشش گیاهی..انتشارات موسسه تحقیقات جنگلها و مراتع صفحه ۳۱.

کنراد، م.، و کرکبی، ا.، (۱۳٦۷). اصول تغذیه گیاه. ترجمه علی اکبر سالار دینی و مسعود مجتهدی. جلد دوم. صفحه ۱۳۳ - ۱٤٤.

منطقی، ن. (۱۳٦۵). شریح روش ها و بررسی‌های آزمایشگاهی. موسسه تحقیقات خاک و آب. نشریه شماره ۱٦۸.

Abid, M., Gayyum, A., Dasti, A.A. and Wajid, R.A. (2001). Effect of salinity and SAR of irrigation water on yield,physiological growth parameters of maize (*Zea mays* L.) and properties of the soil . Journal of Research (Science), Bahauddin Zakariya University, Multan, Pakistan. 12:(1) 26-33.

Amtmann, A. and Sanders, D.(1999). Mechanisms of Na^+ uptake by plant cells. Advances in Botanical Research, 29: 75-112.

Atsushi, S. and Norio, M. (2001). The use of Bacterial choline Oxidase, a Glycine betaine synthesizinig Enzyme, to Create stress-Resistant Transgenic plants. Planta, 125: 180-185.

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

Bohnert, H.J., Melson, D.E. and Jensen, R.G. (1995). Adaptation the environmental stress. Plant cell., 7: 1097-1111.

Box, S. and Schachtman, D.P.(2000). The effect of low concentration of sodiom on pottasiom uptake and growth of wheat. Aust. J. plant. Physiol. 27:175-182.

Carlos, A.M., Moacyr, M. and Elisomete, G.L. (1996). Invitro salt tolerance and proline accumulation in Andean potato (*Solanum spp.*) differring in forest resistance. Plant Sci, 116: 177-184.

Choudhri, G.N.(1993). Soil-plant-water relationships of *Eclipta alba* (Hassk) in a salt-affected terresterial ecosystem. Toward the rational use of high salinity tolerant plants, 1: 293-305.

Cramer, G.R., Epestein, E. and Lauchii, A. (1990). Effects of sodium , potassium and calcium on salt-stressed barley I. Growth analysis. Physiologia Plantarum, P: 80-83.

Dewis, J. and Freitas, F. (1984). Phisical and chemical methods of soil and water analysis. FAO soil bulletin 10, Oxford and IBH publishing CO. PVT.LTD.New Dehli Bombay Calcuta.

Ehness, R., Ecker, M., Godt, D. and Roitsch, T. (2001). Glucose and stress independently regulate source / sink relations and defense mechanisms via signal transduction pathways involving protein phosphorylation. Plant Cell. 9: 1825-1841.

Flowers, T. J. and Yeo, A.R. (1986). Ion relation of plants under drought and salinity. Austraian Jornal of plant physiology. 13: 75-91 .

Fukutaku, Y. and Yamada, Y. (1984). Source of proline nitrogen in water- stressed soybean (*Glycine max*) II. fate of N- labeled protein. Physiol. Plant,61: 622-628.

Garcia-Lidon, J.M., Ortiz. J.M., Garcia- Leqaz, M.F. and Cerda, A. (1998). Role of root stock and scion on root and leaf ion accumulation in lemon trees grown under saline condition, Fruits. 53: 89-97.

Graham, I.A., Denby, K.J. and leaver, C.J. (1994). Carbon catabolite repression regulates glyoxylate cycle gene expression in cucumber. Plant Cell. 6: 761-772.

Griere, C.M. and Walker, R.R. (1983). Uptake and distribution of chloride, sodium and pottasium ions in salt- treated citrus plants, Aust. J. Agric. Res. 34: 133- 143.

Hattori, T., Nakagawas, S. and Nakamura, K. (1990). High level expression of tuberous root storage protein genes of sweet potato in stems of plantlets grown in vitro on sucrose medium, Plant Mol.Biol. 14:595-604.

He, T. and Cramer, G, R. (1993). Growth and ion accumulation of two rapid- cycling *Brassica* species differing in salt tolerance.Plant and Soil.153: 19-31.

Helluburst, J.A. and Craigie, J.S. (1978). Handbook of Physilogical and Biochemical Method Cambridge Univ. Press.

Ho, S. Chao, Y., Tong, W. and Yu, S. (2001). Sugar cordinately and differentially regulates growth and stress-related gene expression via a complex signal transduction network and multiple control mechanisms, Plant Physiol. 125:877-890.

Ingram, J. and Bartels, D.(1996). The molecular Basis of dehydratiom tolerance in plants. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant. Mol. Biol., 47: 377-403.

Kazuko, Y.S. (2001). Biological function of proline in osmotelerance revealed in Antisense transgenic plants. JIRCAS, new letter, NO: 27.

Koch, K.E., **Nolte, K.D.**, **Duke, E.R.**, **McCarty, D.R. and Avign W.T. (1992).** Sugar levels modulate differntial expression of maize sucrese synthase genes, Plant Cell. 4: 59-69.

Larher, F., **Rival-Garnier, N.**, **Lemesle, P.**, **Plasmman, M. and Bouchereau, A. (1996).** The glycinebetaine inhibitory effect on the osmoinduced proline respense of rape leaf discs. Plant Sci. 113: 21- 31.

Lioyd, J., **Kriedemann, P. E. and Aspinall, D. (1989).** Comparative sensitivity of' Prior lisbon' lemon and 'Valencia' orange trees to foliar sodium and chloride concentration, Plant Cell Environ. 12: 520-540.

Maathuis, F.J.M. and Sander, D. (1997). Regulation of K^+ absorption in plant root. cells by external K^+: Inter play of different K^+ transporter. J. Exp. Bot, 48:451-458.

Mittal, R. and Dubey, R. S. (1991). Behaviour of peroxidase in rice: Chenges in enzymes activity and isoforms in relation to salt tolerance, Plant Physiol. Biochem. 19:31- 40.

Mohammad, B,, **Jean- Merie, K. and Stanley, L. (1998).** Salt stress effects on roots and leaves of *Atriplex halimus L.* and their corresponding callus cultures, Plant Sci. 137: 131- 142.

Naidu, B.P. , Cameron, D.F. and Konduri, S.V. (2002). Improving drought toloerance of cotton by Glycine betaine applicatien and selection. CSIRO Tropicul Agriculture , Cunnigham Laboratory, St Lucia, Qid. 4067. Australian, Agronomy Conferance. papers.

Nuccio, M.L., **Rhodes, D.**, **McNeil, S.D. and Hanson, A.D. (1999).** Metabolic engineering of plant for osmotic stress resistans, Curr. Opin Plant Biol. 2:128-134.

Passarakli, M. and Tucker, T.C. (1988). Nitrogen–15 uptuke by egg–plant under sodium chloride stress, Soil. Sci. Soc. Am. J. 52: 1673-1676.

Poonia, S.R., Virmani. S.M. and Bhumla, D.R. (1972). Effects of ESP (Exchangeable sodium percentage) of soil on the yield, chemical composition and uptake of opplied calcium by wheat. J.Indian.Soc. Soil. Sic. 20: 183- 185.

Roitsch, T. (1999). Source- sink regulation by sugars and stress. Curr.Opin Plant Biol. 2: 199-206.

Sairam, R.K., **Rao, K.V. and Srivastava, G.C. (2002).** Diferential response of wheat genotypes to long term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyt concentration. Plant Sci.163: 1037-1046.

Schachtman, D.P. and Schroeder, J.I. (1994). Structure and transport mechanism of a high-affinity uptake transporter from higher plants. Nature 370: 655- 658.

Singh, S.C., **Sinha, R.P.S. and Hader, D-P. (2002).** Rolo of lipid and fatty acids in stress tolerance in cyanobaeteria. Acta, protozool.41: 297-808.

William, W.P., **Brain, A.P.R and Dominy, P.J. (1992).** Induction of non -bilayer Lipid phase separation in chloroplast thylakoid membranes by compatible Solutes and its relation to the thermal stability of photosystem II , Biochem. Biophys . Acta. 1099: 137-141.

Williams, S. and Twine, N. (1960). Flame photometric method for sodium, potassium and calcium in modern methods of plant analysis by K. peach and M V Tracey, Vol V, Springer , Verlag, Berline.

Zhifang, G., **Sagi, M. and lips, S.H. (1998).** Carbohydrate Metabolism in leaves and assimilate partitioning in fruits of tomato (*Lycopersicon esculantum L.*) as effected by salinity, Plant Sci.135:149-159

.

Osmolytes changes for resistance in two cultivars of cotton (*Gossypium hirsutum* L.) Plants.

Mohammad Ali Rezaei

Departement of Biology, Islamic Azad university – Branch Gorgan.Gorgan, Iran

Abstract

This study aims at the evaluation of physiological aspects of two cotton (*Gossypium hirsutum* L) cultivars, Siokra and Sahel to salin soil salinity [EC=12.3] collected from natural environment of Golestan province. Field tests in three stages, consist of two, four and six foliair seedlings were performed. In leaves of both cultivars, from 1st to 3rd salinity stress, increased Na^+, Cl^- concentrations noticeably , indicating that salinity resistance was not associated with the ability of the plants to restrict ions uptake and accumulation. During the three vegetative growth stages, from 1st to 3rd, CGR, NAR K^+ and Mg^{++} uptake in both cultivars decreased but increased production of proline and was higher in siokra cultivar. Effect of high salinity, was accompanied by increasing soluble sugars and decreasing insoluble sugars contents, in both cultivars. The content of glycine betaine decreased partialy from two to six foliair stage. Results determined that cotton is among plants that having production and accumulation sterategies of proline-glycine betaine spontaneously. High salinity of soil increased the importance of proline and soluble sugars for resistance of plant and decreased nonsoluble sugar content during growth stages.

Keywords: Cotton, Electrical conductivity, Iones, Glycine betaine, Proline, Salinity, Soluble and nonsoluble sugars.