تجمع افتراقی عناصر غذایی، عوامل بیوشیمیایی و محتوی رنگدانه‌های فتوسنتزی در برگ نهال‌های بادام [*Prunus dulcis* D. Webb] در شرایط تنش شوری

ابوالفضل رنجبرفردوئی[1] و رضا دهقانی بیدگلی

دانشیار دانشگاه کاشان؛ **aranjbar@kashanu.ac.ir**

استادیار دانشگاه کاشان؛ **dehghanir@kashanu.ac.ir**

دریافت: **92/8/11** و پذیرش: **93/5/21**

چکیده

شوری یکی از تنش‌های اصلی محیطی است که اثر بازدارنده بر متابولیزم و رشد گیاهان دارد. تنش شوری فیزیولوژی گیاه را در سطوح کلی و سلولی، از طریق ایجاد تنش ناشی از افزایش فشار اسمزی و بر هم زدن تعادل یونی، تحت تأثیر قرار می‌دهد. در ایران مناطق پرورش بادام به نواحی خشک و عمدتاً به کشت‌های آبی محدود می‌شوند. در این مناطق، خشکی‌های مزمن با گرمای زیاد و بارش کم همراه است که این وضعیت سبب اتلاف آب از گیاه (افزایش تنفس) و تجمع املاح در خاک می‌گردد. بدین منظور و جهت ارزیابی پاسخ فیزیو- بیوشیمیایی گیاه بادام (*Prunus dulcis* Webb) به شوری این آزمایش اجرا گردید. نهال‌های یک ساله‌ی بادام، رقم مامایی، تحت تیمارهای مختلف شوری آب آبیاری (با هدایت الکتریکی 3، 5، 7 و 10 دسی زیمنس بر متر) قرار گرفت. در این آزمایش، رنگدانه‌های فتوسنتزی شامل کلروفیل‌های *a* و *b*، مجموع (*a*+*b*)، نسبت (*a*/*b*) و شاخص پایداری آنها (CSI) مورد ارزیابی قرار گرفت. محتوای عناصر غذایی شامل یون‌های سدیم، پتاسیم، منیزیم و کلسیم و همچنین پارامترهای بیوشیمیایی شاخص از جمله قندهای محلول (کل)، پرولین، اسیدهای آمینه آزاد و محتوی پروتیین کل اندازه‌گیری شدند. نتایج نشان داد علاوه بر وجود رابطه‌ی مستقیم و منفی بین افزایش میزان شوری و بیشتر پارامترهای مربوط به رنگدانه‌های فتوسنتزی، یک فرایند رقابتی بین یون‌های سدیم و کلر با یون های پتاسیم و کلسیم برقرار است. افزایش شوری آب آبیاری سبب تجمع معنی‌دار قندهای محلول، پرولین و اسیدهای آمینه آزاد و کاهش تراکم پروتیین گردید. در این آزمایش نهال‌های بادام (رقم مامایی) شوری آب آبیاری را تا 3 دسی‌زیمنس بر متر، بدون نشان دادن تغییرات اساسی در پارامترهای فیزیوبیوشیمیایی، تحمل کردند.

واژه‌های کلیدی: کلروفیل، محتوای یونی، پرولین، اسیدهای آمینه

---

[1]. نویسنده مسئول، آدرس: کاشان، کیلومتر 6 بلوار قطب راوندی، دانشگاه کاشان، دانشکده‌ی منابع طبیعی و علوم زمین، گروه مهندسی علوم بیابان

مقدمه

شوری یکی از مهمترین عوامل محدود کننده‌ی تولید محصولات کشاورزی در بسیاری از بخش‌های جهان است. اثرات شوری روی گیاهان شامل سمیت یونی، تنش اسمزی، کمبود عناصر غذایی، اختلالات فیزیولوژیکی-بیولوژیکی و ترکیبی از این اثرات است (هِسِ‌جاوا[1] و همکاران (2000)؛ رنجبرفردویی و همکاران (2002)؛ رنجبرفردویی و همکاران (2006). سمیت ناشی از تجمع یون‌ها اثرات مخرب متعدد مانند غیرطبیعی شدن آنزیم‌های سلولی رادر پی دارد (ماجی‌یو[2] و همکاران (2000)؛ مونس[3]، 1993). بررسی‌های فراوان و متعدد جهت تعیین تحمل شوری روی گونه‌های گیاهی بر مبنای آزمایشاتی که در آنها کلرید پتاسیم غالبترین نمک است انجام شده است (مونس و همکاران (1993)؛ کُی‌رُ[4] (2006)؛ رنجبرفردویی و همکاران (2001). در این بررسی‌ها محققین به این نتیجه رسیده‌اند تنش شوری بسیاری از جنبه‌های متابولیزم گیاه را تحت تأثیر قرار می-دهد که نتیجه‌ی آن کاهش رشد و تولید است. وجود بیش از حد نمک‌ها در محلول خاک اثر نامطلوب بر رشد گیاه از طریق تنش اسمزی و عدم جذب آب توسط ریشه و یا اثرات ویژه یون دارد (یاسار و اِسرا[5]، 2012). بیشتر مطالعات اثر تنش شوری بر گیاهان روی ویژگی‌های رشد، محتوی کلروفیلی، نسبت‌های پتاسیم به سدیم و کلسیم به سدیم، تجمع پرولین و فراهمی سدیم متمرکز شده است. اکثر محققین اشتراک نظر دارند که تحت تنش شوری گونه‌ها و ژنوتیپ‌هایی که تجمع بالای پرولین، حفظ محتوی کلروفیل، نسبت بالای پتاسیم به سدیم و تمرکز کم یون‌های سدیم و کلر دارند مقاومتر هستند (مان[6] و همکاران 2011).

اسناد تاریخی نشان می‌دهد که بادام اهلی (*P. dulcis*) از گونه‌های بومی (غیراهلی) نشات گرفته و زیستگاه اولیه‌ی آن کوهستان‌ها و حواشی بیابان‌های آسیای مرکزی است که به اقلیم خشک با زمستان‌های ملایم، مرطوب و خشک و تابستان‌های گرم سازگار شده است (رنجبرفردویی و همکاران (2009). کشت بادام در آسیای مرکزی و بخش‌هایی از آسیای غربی، مانند ایران، ترکمنستان، ازبکستان، تاجکستان و افغانستان از دیرباز رواج داشته است (فرانکو[7] و همکاران، 2000). در ایران مناطق پرورش بادام به نواحی خشک و نیمه خشک و عمدتاً به کشت‌های آبی محدود می‌شود. در این نواحی، دوره و فعالیت رویشی گیاهان علاوه بر خشکی‌های مزمن با گرمای زیاد و بارش کم همراه است که این وضعیت سبب تسریع اتلاف آب از گیاه (افزایش تنفس گیاهی) و تجمع املاح در خاک می‌گردد (نجفیان و همکاران (2008)؛ نای‌تین‌گیل[8] و همکاران (1991)؛ اُورقی[9] و همکاران، 2000). با توجه به اهمیت اقتصادی بادام و همچنین محدودیت‌های محیطی (شوری و خشکی)، این گونه‌ی درختی از جنبه‌های گوناگون بیولوژیکی، فیزیولوژیکی، مرفولوژیکی و ژنتیکی مورد مطالعه قرار گرفته است که از جمله می‌توان به: مطالعه اثر شوری بر کارکرد پارامترهای فلورسنس کلروفیلی نهالهای بادام توسط رنجبرفردویی و همکاران (2006)، اثر شوری بر رشد و تنظیم اسمزی بادام تلخ توسط شیبلی[10] و همکاران (2003) و پاسخ فیزیولوژیکی و مرفولوژیکی بادام به تنش خشکی توسط سرخه و همکاران (2009) اشاره کرد. در مطالعه‌ی حاضر، تغییرات فراهمی عناصر غذایی، پارامترهای بیوشیمیایی و محتوی رنگدانه‌های فتوسنتزی در برگ بدنبال تیمار نهال‌های بادام شیرین (رقم مامائی) با آب دارای نمک کلرید سدیم مورد ارزیابی قرار گرفت.

مواد و روش‌ها

نهال‌های یکساله بادام شیرین رقم مامائی (*P. dulcis*) به ارتفاع (10±)70 سانتیمتر از یک نهالستان واقع در شهر سامان (استان چهارمحال و بختیاری) خریداری شد. نهال‌های تهیه شده با حداقل آسیب به سیستم ریشه‌ای در اواخر فروردین ماه به گلخانه‌ی دانشکده کشاورزی دانشگاه شهرکرد انتقال و سپس در گلدان‌های پلاستیکی زهکش‌دار با سطح 4000 سانتیمتر مربع کشت گردیدند. به منظور کنترل دقیق عناصر غذایی و تیمارهای شوری، ماسه‌ی نرم به عنوان بستر کاشت استفاده گردید. نهال‌ها داخل گلخانه با میانگین کمینه و بیشینه دمای به ترتیب 18 و 28 درجه سانتیگراد، رطوبت نسبی هوای حدوداً 55 درصد و نور طبیعی نگهداری و با آب همراه با محلول غذایی توسط سیستم چرخشی (شامل پمپ آب، مخزن آب،

1. Hasegawa
2. Maggio
3. Munns
4. Koyro
5. Yasar and Esra
6. Mane
7. Franco
8. Nightingale
9. Ouerghi
10. Shibli

گاتر[1])آبیاری شدند (رنجبرفردویی و همکاران (2002).

تیمارهای شوری آب آبیاری با توجه به خصوصیات فیزیولوژیکی بادام اهلی و شرایط پدولوژیکی مناطق کشت این گونه‌ی درختی در کشور انتخاب شدند. تیمارهای مورد نظر با اضافه کردن نمک کلرید سدیم به آب (آب شهر) و اضافه نمودن محلول هوگلند[2] با توان غذایی نیم (شیوانی[3] و همکاران، 2010) در سطوح هدایت هدایت الکتریکی 3، 5، 7 و 10 (S3, S5, S7, S10) دسی-زیمنس بر متر[4] آماده گردید. هدایت الکتریکی آب مورد استفاده برای تیمار شاهد (Ctrl) 0/8 دسی‌زیمنس بر متر اندازه‌گیری شد. هدایت الکتریکی محلول آبیاری روزانه 2 دسی‌زیمنس بر متر افزوده شد تا سطح‌نهایی هر تیمار به‌دست آمد. پس از تثبیت سطوح تیمارها، کلیه‌ی نهال‌ها به مدت 35 روز تحت تنش قرار گرفتند. هدایت الکتریکی آب در هر مخزن بطور روزانه کنترل گردید. جمعاً بیست نهال بادام، چهار نهال برای هر تیمار و هر نهال به منزله یک تکرار، برای این آزمایش در نظر گرفته شد و در قالب یک طرح کاملاً تصادفی اجرا گردید.

محتوی رنگدانه‌های فتوسنزی

در پایان آزمایشات گلخانه‌ای، بافت‌های تازه از برگ‌های بالغ هر تکرار جمع‌آوری و بلافاصله به منظور جلوگیری از تخریب رنگدانه‌ها توسط نور در ورق آلومینیوم پیچیده شد. سپس سریعاً نمونه‌های 0/5 گرمی از بافت‌های جمع‌آوری شده توسط ازت مایع پودر گردید. رنگدانه‌های 0/25 گرم از هرنمونه توسط استون 80% استخراج و به مدت بیست و چهار ساعت در فریزر تحت دمای 5- درجه سانتیگراد نگهداری شد. رنگدانه‌ها طبق روش لیختن‌تالر[5] (1987) و با استفاده از اسپکترو فتومتر (یووی کُن[6]930) تعیین گردید. مقدار کلروفیل های *a* و *b* و *b* بر اساس معادلات ولبرن[7] (1994) محاسبه شد.

اندازه‌گیری عناصر غذایی

برای اندازه‌گیری عناصر غذایی، یک گرم از پودر بافت خشک شده‌ی برگ توسط اسید سولفوریک و هیدروژن پراکسید طبق روش وُلف[8] (1982) هضم گردید. گردید. ماده‌ی حل شده پس از فیلتر شدن برای تعیین کاتیون‌ها استفاده شد. یون های Na^+، K^+ و Ca^{2+} توسط دستگاه فلیم فتومتر اندازه‌گیری گردید. تجزیه کلر به روش تترامتری و با استفاده از دستگاه فلیم فتومتر انجام گردید (جان‌سُن و آلریچ[9]، 1951).

تعیین پارامترهای بیوشیمیایی

ارزیابی پرولین بر مبنای روش ارائه شده توسط بیتس[10] و همکاران (1973) انجام شد. دو میلی از عصاره‌ی حاوی پرولین بعلاوه دو میلی لیتر اسید نایین هیدرین گلاسیال مخلوط و به مدت یک ساعت در حمام آب گرم قرار داده شد. سپس مخلوط حاصله برای خنک شدن در حمام یخ قرار گرفت. جذب در 250 نانومتر و با استفاده از اسپکتروفتومتر انجام گردید. تراکم پرولین بر مبنای منحنی استاندارد به بدست آمده از پرولین خالص محاسبه گردید.

محتوی اسیدهای آمینه آزاد بر مبنای روش توصیف شده توسط وارت‌آینان[11] و همکاران (1992) تعیین شد. یک میلی لیتر بافر استات (pH = 5/4) و یک میلی لیتر معرف کروموژنیک[12] به یک میلی لیتر عصاره‌ی تهیه شده (عصاره حاوی اسیدهای آمینه‌ی آزاد) اضافه گردید. مخلوط بدست آمده به مدت 15 دقیقه در حمام آب گرم قرار داده شد. پس از خنک سازی مخلوط توسط آب شهر، سه میلی لیتر الکل 60% به آن اضافه گردید. جذب در 750 نانومتر و با استفاده از اسپکتروفتومتر انجام گرفت.

تراکم پروتیین کل بر مبنای روش ارائه شده توسط برادفورد[13] (1976) و با آلبومین سرم بواین[14] بنوان استاندارد تعیین گردید. مقدار دو گرم از هر نمونه‌ی پودر شده با 5 میلی‌لیتر بافر فسفات (pH=7/6) مخلوط و کاملاً به هم زده شد و سپس به لوله‌های سانتریفیوژ منتقل گردید. مخلوط یکسان شده به مدت 20 دقیقه در 8000 دور بر دقیقه سانتریفیوژ شد. سپس مایع فوقانی نمونه‌ها جمع آوری و به لوله‌های جداگانه منتقل گردید. حجم نمونه‌ی داخل هر لوله با اضافه کردن بافر فسفات یکسان سازی و محلول بدست آمده در دمای 40 درجه سانتیگراد نگهداری شد. سپس در لوله های جداگانه، 30 میکرو لیتر از هر نمونه برداشته و 70 میکرو لیتر آب مقطر به آن اضافه گردید. سپس محلول بدست آمده از هر نمونه با

1. Gutter
2. Hoagland
3. Shivani
4. $dS.m^{-1}$
5. Lichtenthaler
6. Uvikon 930
7. Wellburn
8. Wolf
9. Johnson and Ulrich
10. Bates
11. Vartainan
12. chromogenic
13. Bradford
14. Bovine

2/9 میلی‌لیتر از محلول کوماسی بریلیانت بلو[1] مخلوط و کاملاً به هم زده شد. در این وضعیت حجم محلول بدست آمده در هر لوله 3 میلی‌لیتر است. تمام نمونه‌ها به مدت 5 دقیقه در دمای 25 درجه سانتیگراد قرار گرفتند و سپس جذب در طول موج 600 نانومتر در مقابل معرف خالی گزارش گردید.

برای استخراج قندهای قابل حل، بافت خشک شده‌ی هر نمونه با 10 میلی لیتر الکل 80% مخلوط و به مدت 14 ساعت در دمای 25 درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. در این مدت هر دو ساعت مخلوط نمونه و الکل به هم زده شد. سپس مخلوط حاصله به مدت 15 دقیقه با سرعت 600 دور بر دقیقه سانتریفوژ شد. مایع فوقانی هر نمونه جمع‌آوری و در لوله‌ی جداگانه بطور کامل تبخیر گردید. ماده‌ی بدست آمده پس از تبخیر در حجم معینی از آب مقطر حل و برای تعیین قندهای محلول آماده گردید (هُمَه[2] و همکاران، 1992).

نتایج

نتایج اثر تیمارهای مختلف شوری بر محتوی و نسبت‌های رنگدانه‌های اصلی برگ در جدول 2 ارائه شده است. داده‌های ارائه شده نشان می‌دهد که یک رابطه‌ی مستقیم و منفی بین افزایش شدت شوری و محتوی رنگدانه‌های فتوسنتز کننده (کلروفیل های *a*، *b* و مجموع آنها) برقرار است. بطوری‌که بیشینه‌ی هر پارامتر در سطح کنترل و کمینه‌ی آن در بالاترین سطح شوری اعمال شده مشاهده گردید. کاهش معنی‌دار محتوی کلروفیل *a* با رسیدن شوری به سطح S5 شروع و تا سطح S10 ادامه داشت. علی‌رغم روند کاهشی کلروفیل *b*، این رنگدانه بین سطوح شاهد (Ctrl) و S3 فاقد تفاوت معنی بود. روند کاهشی مجموع کلروفیل‌های *a* و *b* با رسیدن شوری به سطح S5 شروع و تا بالاترین سطح شوری اعمال شده (S10) ادامه یافت.

تفاوت معنی‌دار (*a*/*b*) .Chl بین تیمارهای مختلف شوری مشاهده نشد. با مقایسه میانگین داده‌ها مشاهده گردید که یک رابطه‌ی منفی بین افزایش شوری و پایداری مجموع رنگدانه‌های اصلی(SCI) برقرار است. بطوری‌که بیشترین درصد پایداری (100%) در تیمار کنترل و کمینه‌ی آن (40%) در S10 مشاهده شد. کاهش معنی‌دار این شاخص با رسیدن شوری به سطح S5 شروع و تا سطح S10 ادامه داشت. همچنین این شاخص در واکنش به افزایش شوری آب آبیاری روندی مشابه به تغییرات کلروفیل‌های *a* و *b* از خود نشان داد (جدول 2).

نتایج اثر تیمارهای مختلف شوری بر محتوای عناصر غذایی برگ در جدول 4 ارائه شده است. مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد که یک رابطه مستقیم و قوی بین افزایش شوری خاک و تراکم یون‌های Na^+ و Cl^- در بافت برگ برقرار است. بطوری که کمترین تراکم این دو یون مربوط به تیمار کنترل و بیشترین آن‌ها مربوط به تیمار S10 است. برعکس، افزایش شوری سبب کاهش تراکم کاتیونهای K^+ و Ca^{2+} گردید. بیشینه‌ی تراکم این دو یون (به ترتیب 8/16 و 5/74 میلی‌گرم بر گرم) مربوط به تیمار کنترل و کمینه‌ی تراکم آن‌ها در بالاترین سطح شوری اعمال شده مشاهده گردید. نسبت یون‌های کلسیم به سدیم (Ca^{2+}/Na^+) با افزایش شوری یک رابطه منفی نشان دادند، اثر معنی‌ار افزایش شوری بر این نسبت از S5 شروع و تا بالاترین سطح شوری اعمال شده در این آزمایش (S10) ادامه یافت. مقایسه میانگین تیمارهای شوری با تیمار شاهد نشان داد که نسبت ذکر شده (Ca^{2+}/Na^+)در تیمار کنترل تقریباQ 35 برابر مقدار آن در تیمار S10 است. با توجه به داده‌های ارائه شده در جدول4 ملاحظه گردید که شاخص پایداری کاتیون‌های کلسیم و پتاسیم با افزایش شوری کاهش می‌یابد.

---

1. Coomassie Brilliant Blue
2. Homme

جدول 1- خلاصه‌ی نتایج تجزیه واریانس اثر تیمارهای مختلف شوری بر تراکم رنگدانه‌های فتوسنتزکننده در برگ نهال بادام شیرین (رقم مامائی)

پارامتر رنگدانه	Chl. *a*	Chl. *b*	Chl. (*a*+*b*)	Chl. (*a*/*b*)	CSI
پارامتر تحلیل واریانس					
F	25/20	38/03	39/80	0/25	30/40
MS	34/77	13/55	91/53	0/01	31/92
P	0/001**	0/005**	0/001**	0/908NS	0/007**

NS، **: بترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌دار در سطح احتمال 0/01

جدول 2- اثر تیمارهای مختلف شوری بر تراکم رنگدانه‌های فتوسنتزکننده در برگ نهال بادام شیرین (رقم مامائی)

پارامتر رنگدانه تراکم	Chl. *a* ($mg.g^{-1}$)	Chl. *b* ($mg.g^{-1}$)	Chl. (*a*+*b*) ($mg.g^{-1}$)	Chl. (*a*/*b*)	CSI (%)
تیمار شوری ($dS.m^{-1}$)					
Ctrl	11/62a	7/16a	18/78a	1/62a	100a
S3	10/45a	6/87a	17/32a	1/52a	93a
S5	8/50b	5/26b	13/76b	1/61a	73b
S7	6/10c	3/76c	9/86c	1/62a	52c
S10	4/50d	3/00d	7/50d	1/50a	40d

حروف مختلف در هر ستون نشان دهندهٔ تفاوت معنی‌دار در سطح پنج درصد ($P<0.01$) است. Chl : کلروفیل؛

CSI:شاخص پایداری کلروفیل

جدول 3- خلاصه‌ی نتایج تجزیه واریانس اثر تیمارهای مختلف شوری بر تراکم عناصر غذایی در برگ نهال‌های بادام شیرین (رقم مامائی)

عنصر غذائی	Na^+	Cl^-	K^+	Ca^{2+}	Ca^{2+}/Na^+
پارامتر تحلیل واریانس					
F	203/01	85/74	85/70	43/95	156/22
MS	38/56	39/95	33/85	12/91	16/73
P	0/001**	0/001**	0/001**	0/001**	0/003**

NS،**: بترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌دار در سطح احتمال 0/01

جدول 4- اثر تیمارهای مختلف شوری بر تراکم تراکم عناصر غذایی در برگ نهال‌های بادام شیرین (رقم مامائی)

عنصر غذائی تراکم	Na^+ ($mg.g^{-1}$)	Cl^- ($mg.g^{-1}$)	K^+ ($mg.g^{-1}$)	Ca^{2+} ($mg.g^{-1}$)	Ca^{2+}/Na^+
تیمار شوری ($dS.m^{-1}$)					
Ctrl	1/24d	1/63e	8/16a	5/74 a	4/63a
S3	1/46d	2/90d	8/27a	5/70a	3/90a
S5	3/71c	5/75c	6/13b	4/30b	1/16b
S7	5/76b	7/82b	3/82c	2/90c	0/50c
S10	8/63a	9/00a	1/51d	1/61d	0/19d

حروف مختلف در هر ستون نشان دهندهٔ تفاوت معنی‌دار در سطح پنج درصد ($P<0.01$) است.

داده‌های ارائه شده در جدول 6 نشان داد که افزایش شوری خاک سبب تجمع معنی‌دار هر سه پارامتر، قند های قابل حل (TSS)، پرولین (Prl) و اسیدهای آمینه آزاد (FAA)، در برگ‌های بادام گردید. برعکس، افزایش شوری آب منجربه کاهش معنی‌دار تراکم پروتیین (Prt) در اکثر تیمارهای شوری شد. کاهش معنی‌دار محتوی این ماده آلی (پروتیین) با رسیدن شوری آب به S3 شروع و تا S10 ادامه یافت.

جدول 5- خلاصه‌ی نتایج تجزیه واریانس اثر تیمارهای مختلف شوری بر تراکم پارامتر بیوشیمیائی در برگ نهال‌های بادام شیرین (رقم مامائی)

پارامتر بیوشیمیائی	TSS	Prl	FAA	Prt.
پارامتر تحلیل واریانس				
F	21/37	30/42	32/96	9/86
MS	2077/98	371/64	93/82	14248/01
P	0/001***	0/001***	0/001***	0/001***

NS، ***: بترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌دار در سطح احتمال 0/001

جدول 6- اثر تیمارهای مختلف شوری بر پارامترهای بیوشیمیائی در برگ نهال بادام شیرین (رقم مامائی)

پارامتر بیوشیمیائی تراکم	TSS ($mg.g^{-1}$)	Prl ($\mu g.g^{-1}$)	FAA ($mg.g^{-1}$)	Prt. ($mg.g^{-1}$)
تیمار شوری ($dS.m^{-1}$)				
Ctrl	42/00^{e}	28/60^{e}	7/15^{d}	7/38^{a}
S3	52/35^{d}	41/10^{d}	8/33^{d}	7/25^{a}
S5	63/15^{c}	58/40^{c}	13/70^{c}	5/33^{b}
S7	85/70^{b}	74/15^{b}	15/21^{b}	4/00^{c}
S10	96/64^{a}	89/00^{a}	18/76^{a}	3/16^{d}

حروف مختلف در هر ستون نشان دهندهٔ تفاوت معنی‌دار در سطح یک درصد ($P<0.01$) است.

بحث و نتیجه‌گیری

شوری یک مسئله‌ی گسترده به‌ویژه در نواحی خشک و نیمه خشک است. تنش شوری فیزیولوژی گیاه را در سطوح کلی و سلولی، از طریق ایجاد تنش خشکی و بر هم زدن تعادل یونی، تحت تأثیر قرار می‌دهد (رنجبرفردویی و همکاران، 2006). مطالعه‌ی حاضر نشان داد که یک رابطه‌ی مستقیم و منفی بین افزایش شدت شوری و اکثر پارامترهای مرتبط با رنگدانه‌های اصلی برگ برقرار است (جدول2). به‌طوری‌که هر دو کلروفیل *a* و *b* در بیشتر تیمارها روند کاهشی نشان دادند. فاکتور پایداری رنگدانه‌ها (CSI)[1] گویاترین شاخص در این رابطه است. اگرچه کلروفیل *a* در مقایسه با کلروفیل *b* از یک تراکم بالاتر، در ساختار دستگاه فتوسنتز کننده گیاه، برخوردار است اما این رنگدانه نسبت به کلروفیل *b* در مقابل تنش‌های محیطی به‌ویژه تنش شوری و خشکی حساس‌تر است (میترا و بانرجی[2]، 2010). کاهش تراکم کلروفیل‌های *a* و *b* تحت شرایط شوری را می‌توان به ممانعت بیوسنتزی کلروفیل ناشی از به هم خوردن تعادل غذایی در اثر تنش شوری و بدنبال آن کمبود عناصر غذایی (خان[3]، 2006) یا افزایش فعالیت آنزیم کلروفیلاز[4] (ماریا[5] و همکاران، 2011؛ و یا تأثیر مشترک موارد ذکر شده نسبت داد (رهداری و حسینی 2011). با ثابت باقی ماندن). Chl (*a*/*b*) تحت شرایط افزایش شوری بنظر می‌رسد که مراکز جمع‌آوری کننده ی نور[6] در غشاهای تیلاکوئید کمتر دچار آسیب ناشی از افزایش نمک در آب آبیاری شده است (میترا و بانرجی[7]، 2010). مشابه این نتایج در ارتباط با کاهش رنگدانه‌های فتوسنتزی و عدم تغییر (*a*/*b*) .Chl در اثر تنش شوری روی تعدادی از گونه‌های گیاهی نسبتاً متحمل و غیر متحمل به شوری گزارش شده است (آناستاسیا و ایلیاس[8] (2013)؛ آگاستینا و همکاران (2000)؛ رنجبرفردویی و همکاران (2006)؛ نجفیان و همکاران (2008).

نتایج اثر تیمارهای مختلف شوری بر تراکم عناصرغذایی در جدول 4 نشان داده شده است. تراکم یون‌های Na^{+} و Cl^{-} با افزایش شوری افزایش یافت و برعکس، افزایش شوری سبب کاهش محتوای کاتیون‌های K^{+} و Ca^{2+} گردید. اثرات مخرب تنش شوری در گیاهان

1. Chlorophyll Stability Index (CSI)
2. Mitra and Banerjee
3. Khan
4. Chlorophyllase
5. Maria
6. Light harvesting centers
7. Mitra and Banerjee
8. Anastasia and Ilias

تحت تنش می‌تواند از به هم خوردن تعادل یونی در گیاه و یا سمیت آنها ناشی شود (بو[1] و همکاران، 2011). نتایج مطالعه جاری نشان داد که یک فرایند رقابتی بین یون‌های سدیم و کلر با کاتیون‌های پتاسیم و کلسیم برقرار است، پارامتر Ca^{2+}/Na^{+} به‌خوبی مبین این فرایند رقابتی است. کاهش تراکم کاتیون‌های پتاسیم و کلسیم در برگ تحت تیمارهای شوری را می‌توان به از بین رفتن تعادل یونی و افزایش کاتیون سدیم نسبت داد. یون سدیم در تراکم‌های بالا در خاک سبب کاهش دسترسی گیاه به یون‌های پتاسیم، کلسیم و منیزیم می‌گردد (اشرف[2] (2004)؛ چن[3] و همکاران (2005)). شایان ذکر است که نسبت کاتیون-های کلسیم به سدیم (Ca^{2+}/Na^{+}) یا پتاسیم به سدیم (K^{+}/Na^{+}) می‌تواند به عنوان یک معیار جهت نشان دادن میزان تحمل گیاه به شوری بکار رود. مطالعه‌ی جاری نشان داد که نسبت‌های مذکور با افزایش شوری روند کاهشی معنی دارند که می‌توان آن را به عدم تفکیک مؤثر یون‌ها در سیتوپلاسم نسبت داد که نتیجه‌ی آن اختلال در متابولیسم سلول است (مان[4] و همکاران، 2011). نتایج به‌دست آمده در این مطالعه با یافته‌های بن‌گی[5] و همکاران همکاران (2011)، و ماریا و همکاران (2011) منطبق است.

با توجه به نتایج بدست آمده از مطالعه‌ی حاضر، واضح است که تنش شوری سبب افزایش قندهای قابل حل (TSS) در برگ نهال‌های بادام گردید (جدول 2). افزایش محتوی قندهای قابل حل تحت تیمار شوری برای بسیاری از گونه‌ها گزارش شده است (رنجبرفردویی و ون‌دام[6] (2005)؛ احمد و جان[7] (2005)). افزایش تراکم این مادّه‌ی آلی بیشتر در گونه‌هایی یافت می‌شود که تحمل آنها به شوری کم است. تجمع قندهای قابل حل در اثر افزایش شوری را می‌توان به کاهش رشد گیاه نسبت داد. زیرا در چنین شرایطی بهره‌برداری از قندهای محلول توسط بافت‌های فعال کم می‌شود (دُبی و سینق[8] (1999)). همچنین برخی از محققین تجمع قندهای قابل در گیاه تحت تنش شوری را به کاهش فعالیت آنزیم اسید اینورتاز[9] نسبت داده‌اند. زیرا کاهش فعالیت این آنزیم احتمالاً سبب کاهش جابجا شدگی متابولیت‌ها از محل ساخت (سُرس)[10] به محل مصرف / ذخیره (سینک)[11] و افزایش قندهای قابل حل می‌شود (واتان و مایزاس[12]، 2008).

یکی از مکانیزم‌های دفاعی که توسط گیاهان عالی تحت تنش‌های محیطی بکارگرفته می‌شود افزایش متابولیت‌های سازگار مانند پرولین است. در آزمایش حاضر افزایش شوری آب آبیاری سبب تجمع پرولین در برگ نهال‌های بادام گردید. افزایش پرولین در سیتوپلایم تحت این شرایط را احتمالاً می‌توان به تنظیم اسمزی سلول نسبت داد. علت دیگر افزایش تراکم پرولین تحت تنش شوری به فعال شدن مکانیزم‌های دیگر سلول مانند تشکیل باند هیدروژنی آب در اطراف پروتیین‌ها به منظور حفظ ساختار طبیعی آنها در مقابل رادیکال‌های آزاد نسبت داده می‌شود (سیوتی[13] و همکاران (2009)؛ آلیا و ماتیسیک[14]، 2001). نتایج به‌دست آمده در این مطالعه با یافته‌های شرین[15] و همکاران (2007)؛ رنجبرفردویی و همکاران (2009)؛ واحید[16] و همکاران (2006) و غلام و همکاران (2002) منطبق است. اسیدهای آمینه محلول‌های آلی هستند که به پایین آورندگان پتانسیل اسمزی در بافت‌های گیاهی تحت تنش معروفند. در مطالعه‌ی حاضر مشاهده گردید که افزایش شوری آب آبیاری سبب تجمع اسیدهای آمینه‌ی آزاد در برگ نهال‌های بادام شده است.

این نتایج منطبق است با نتایج مشاهده شده توسط ختّاب[17] (2007) و رادی[18] و همکاران (2011)، که افزایش آسیدهای آمینه را به تخریب پروتیین[19] و کاهش محتوی آن نسبت داده‌اند. در خاتمه، با توجه به واکنش رنگدانه‌های فتوسنتز کننده، محتوای عناصر غذائی و پارامترهای بیوشیمیایی اندازه‌گیری شده تحت تیمارهای شوری، در این آزمایش نهال‌های بادام (رقم مامائی) شوری آب آبیاری را تا 3 دسی‌زیمنس بر متر، بدون نشان دادن تغییرات اساسی در پارامترهای فیزیوبیوشیمیایی، تحمل کردند. از آنجا که در این مطالعه اثر معنی‌دار شوری بر اکثر پارامترهای مورد مطالعه در سطح S5 آشکار گردید، پیشنهاد می‌شود مطالعه‌ی مجددی در سطوح شوری آب آبیاری بین 3 تا 5 دسی‌زیمنس بر متر صورت گیرد.

1. Bo
2. Ashraf
3. Chen
4. Mane
5. Bengü
6. Van Damme
7. Ahmad and Jhon
8. Dubey and Singh
9. Acid invertase
10. source
11. sink
12. Wattana and Maysas
13. Sutee
14. Alia and Matysik
15. Shereen
16. Waheed
17. Khattab
18. Rady
19. proteolysis

فهرست منابع:

1. Agastian P., Kingsley S. J., Vivekanandan M., (2000). Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes, Photosynthetica 38: 287–290.
2. Ahmad P., Jhon R., (2005). Effect of salt stress on growth and biochemical parameters of *Pisum sativum* L. Arch. Agron Soil Sci. 51: 665-672.
3. Alia P. M., Matysik J., (2001). Effect of proline on the production of singlet oxygen, *Amino Acids* 21: 195-200.
4. Ashraf M., (2004). Some Important Physiological Selection Criteria for Salt Tolerance in Plants, Flora, 199 (5), 361–376.
5. Anastasia E. Giannakoula, Ilias I.F., (2013). The effects of water stress and salinity on growth and physiology of Tomato, Arch. Biol. Sci. Belgrade, 65(2): 611-620.
6. Balibera M.E., Amico J.D., Bolarin M.C., Perez-Alfocea F., (2000). Carbon partitioning and sucrose metabolism in tomato plants growing under salinity, Physiol Plant, 110: 503
7. Bates L.S., Waldren R.P., Teare I.D., (1973). Rapid determination of free proline for water stress studies. Plant Soil., 39: 205-207.
8. Bengü T., Lale Y., Avni G., (2011). Salinity induced differences in growth and nutrient accumulation in five barley cultivars, Turkish Journal of Field Crops, 16(1): 84-92
9. Bo G., Junbao Y., Xuehong W., Yuqin F., Xingyan K., Qianxin L., Guangxuan H., Zhaohua L., (2011). Physiological Responses of Halophyte Suaeda salsa to Water Table and Salt Stresses in Coastal Wetland of Yellow River Delta, Clean – Soil, Air, Water, 39 (12), 1029–1035
10. Bradford, M.M., (1976). A rapid and sensitive method for quantization of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye-binding, Anal Biochem., 72: 248-54.
11. Chen, Z., I. Newman, M. Zhou, N. Mendham, G. Zhang, S. Shabala, (2005). Screening plants for salt tolerance by measuring K^+ flux: a case study for barley. Plant Cell Environ. 28: 1230–1246.
12. Donahue R.L., Miller R.W., Shickluna J.C., (1983). Soils: An Introduction to Soils and Plant Growth. Englewood Cliffs, New Jersey, Prentice-Hall.
13. Dubey R.S., Singh A.K., (1999). Salinity induces accumulation of soluble sugars and alters the activity of sugar metabolizing enzymes in rice plants, Biologia Plat, 42: 233.
14. Franco J.A., Abrisquetta J.M., Hernansaez A., Moreno F., (2000). Water balance in a young almond orchard under drip irrigation with water of low quality. Agr. Water Manage. 43: 75-98
15. Ghoulam C.H., Foursy A., Fares K. (2002). Effects of salt stress on growth, inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars. Environ. Exp. Bot., 47: 39-50.
16. Hasegawa P.M., Bressan R.A., Zhu J.K., Bohnert H.J., (2000). Plant cellular and molecular responses to high salinity, Annu. Rev. Plant Physiol. Mol. Biol. 51: 463-499.
17. Homme P.M., B. Gonzalez, J. Billard, (1992). Carbohydrate content, frutane and sucrose enzyme activities in roots, stubble and leaves of rye grass (*Lolium perenne* L.) as affected by sources/link modification after cutting, J. Plant Physiol., 140: 282-291.
18. Iyengar, E. R. R., Reddy, M. P., (1996). Photosynthesis in high salttolerant plants. In: M. Pesserkali,(ed.) Hand Book of Photosynthesis. Marshal Dekar, Baten Rose, USA, pp. 56–65.
19. Johnson C.M., Ulrich A., (1959). California Agriculture, II. Analytical methods for use in plant analysis. California, Agriculture Experiment Station Bulletin. 766: 26-27.

20. Khan N.A., (2006). NaCl inhibited chlorophyll synthesis and associated changes in ethylene evolution and antioxidative enzyme activities in wheat, Biol. Plantarum, 47, 437-440.
21. Khattab H., (2007) Role of glutathione and polyadenylic acid on the oxidative defense systems of two different cultivars of canola seedlings grown under saline conditions. Austr. J. of Basic and Applied Sci., 1(3): 323-334.
22. Koyro H.W., (2006). Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of the potential cash crop halophyte *Plantago coronopus*, Environ. Exp. Bot. 56: 136-146.
23. Lichtenthaler H.K., Chlorophylls and carotenoids – pigments of photosynthetic biomembranes. – In: Colowick, S.P., Kaplan, N.O. (ed.): Methods in Enzymology.Vol.148. Pp.350-382. Academic Press, San Diego – New York – Berkeley – Boston – London – Sydney – Tokyo – Toronto 1987.
24. Maggio A., Reddy M.P., Joly R.J., (2000). Leaf gas exchange and solute accumulation in the halophyte *Salvadora persica* grown at moderate salinity, Environ. Exp. Bot. 44: 31-38.
25. Mane A.V., T.V. Deshpande, V.B. Wagh, A.B. Karadge, Smant S.J., (2011). A critical review on physiological changes associated with reference to salinity, Int. J. Environ. Sci., 6: 119-1216.
26. Maria A.C.G., Marina S.S., Maura C., Cristiane F.T. (2011) Effect of salt stress on nutrient concentration, photosynthetic pigments, proline and foliar morphology of *Salvinia auriculata* Aubl. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 23(2): 164-176.
27. Mitra A., K. Banerjee (2010) Pigments of *Heritiera fomes* seedlings under different salinity conditions: perspective sea level rise. Mesopot. J. Mar. Sci., 25 (1): 1 – 10
28. Munns R., R.A. James, A. Lauchli, (2006). Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals, J. Exp. Bot. 57: 1025-1043.
29. Munns R., (1993). Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses, Plant Cell and Environment 16: 15-24.
30. Najaphian S., Rahemi M., Tavallali V., (2008). Effects of salinity on tolerance of two bitter almond rootstocks, American- Eurasian J. Agric. & Environ. Sci., 3(2): 264-268.
31. Nightingale, H.I., Hoffman, G.J., Rolston, D.E., Biggar, J.W., (1991). Trickle irrigation rates and soil-salinity distribution in an almond (*Prunus-Amygdalus*) orchard. Agr. Water Manage.19: 271-283.
32. Ouerghi Z., Cornie G., Roudani M., Ayadi A., Brulfert J., (2000). Effect of NaCl on the photosynthesis of two wheat species (*Triticum durum* and *Triticum aestivum*) differing in their sensitivity to salt stress. Journal of Plant Physiology 15: 519-527.
33. Rady M.M., Sadak M. S., El-Bassiouny H.M.S., Abd El-Monem A.A., (2011). Alleviation the adverse effects of salinity stress in sunflower cultivars using nicotinamide and α-tocopherol Austr. J. of Basic and Applied Sci., 5(10): 342-355.
34. Ranjbarfordoei A.,Samson R.,Lemeur R., P. Van Damme, (2001) Some ecophysiological characteristics of two pistachio species(*Pistasia mutica* and *P. khinjuk*) in response to salinity. Cahiers Option Mediterranean, Vol.59:179-187
35. Ranjbarfordoei A., Samson R., Lemeur R., Van Damme P., (2002). Effects of osmotic stress induced by a combination of NaCl and polyethylene glycol on leaf water status, photosynthetic gas exchange, and water use efficiency of *Pistacia khinjuk* and *P. mutica*, Photosynthetica 40: 1654-169
36. Ranjbarfordoei A., R. Samson, P. Van Damme, (2006). Chlorophyll fluorescence performance of sweet almond [*Prunus dulcis* (Miller) D. Webb] in response to salinity stress induced by NaCl. Photosynthetica 44 (4): 513-522

37. Ranjbarfordoei A., P. Van Damme, (2005) Using chlorophyll fluorescence to detect of Photosynthetic activity in sweet almond (Prunus dulcis Mille.) in response to salinity stress. IV International Symposium on Pistachio and Almond, 22-25 May 2005.Iran
38. Ranjbarfordoei A.,Samson R., and P. Van Damme, (2009) Elevated Ultraviolet –B Radiation influences Photosynthetic Pigment and Soluble carbohydrates of sweet almond (prunus dulcis (Miller) D. Webb), Electronic Journal of Environmental Agricultural and Food Chemistry (EJEAFCHE). ISSN: 1579-4377: 1077-1084
39. Shereen A., R.U. Ansari, S. Yamin, S. Raza, S. Mumtaz, M.A. Khan, S.M. Mujtaba, (2007). Physiological responses of rice (*Oryza sativa* L.) to saline stress, *Pak. J. Bot.*, 39: 2527-2534.
40. Shibli, R.A., Shatnawi, M.A., Swaidat, I.Q., (2003). Growth, osmotic adjustment, and nutrient acquisition of bitter almond under induced sodium chloride salinity in vitro. Commun. Soil Sci. Plant.34: 1969-1979.
41. Shivani M., Shashi M., Sunita S. (2010). Differential response salt tolerant an sensitive genotypes of wheat in terms of ascorbates, carotenoids proline and plant water relations, Asian J. Exp. Biol. Sci. 4: 792-797.
42. Sorkheh K, Shiran B, Rouhi V, Asadi E, Jahanbazi H, Moradi H, Gradziel TM,. (2009) Phenotypic diversity within native Iranian almond (*Prunus* spp.) species and their breeding potential. Genet Resour Crop Evol 56: 947-961.
43. Sutee C., Suriyan Cha-Um, Kanokporn S., (2009). Ddifferential accumulations of proline and flavonoids in Indica rice varieties against salinity, *Pak. J. Bot.*, 41(5): 2497-2506.
44. Vartainan, N., P. Hervochon, L. Marcolte, F. Larher, (1992). Proline accumulation during drought rhizogenesis in *Brassica napus* var. Oleifera, Plant Physiol., 140: 623-628.
45. Waheed A., I.A. Hafiz, G. Qadir, G. Murtaza, T. Mahmood, M. Ashraf, (2006). Effect of salinity on germination, growth, yield, ionic balance and solute composition of pigeon pea (*Cajanus cajan* (L.) Millsp). *Pak. J. Bot.*, 38: 1103-1117.
46. Wattana P., Maysas T., (2008). Effects of salinity stress on growth and carbohydrate metabolism in three rice cultivars, Indian Journal of Experimental Biology, 46: 736-742.
47. Wellburn, A.R., (1994). The spectral determination of chlorophylls *a* and *b*, as well as total carotenoids, using various solvents with spectrophotometers of different resolution, J. Plant Physiol. 144: 307-313
48. Wolf B., (1982). A comprehensive system of leaf analysis and its use for diagnosing crop nutrient status, Commun. Soil Sci. Plant Anal. 13: 1035-1059.
49. Yasar A., Esra S., (2012). The effect of salt stress on growth, chlorophyll content, proline and nutrient accumulation, and K/Na ratio in walnut. Pak. J. Bot., 44(5): 1513-1520.
50. Yemm E.W., Cocking E.C., (1955). The determination of amino acids with ninhydrin, Analyst., 80: 209-213.