

مقاله پژوهشی

تأثیر تنش شوری بر ویژگی‌های بیوشیمیایی ژنوتیپ‌های بومی، غیربومی و هیبرید انگور (*Vitis vinifera*) در شرایط درون شیشه‌ای

لعیا رضازادباری^۱، علیرضا قنبری^{۲*}، رضا درویش‌زاده^۳، موسی ترابی‌گیگلو^۴ و حامد دولتی‌بانه^۵

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۹/۵/۷ - تاریخ پذیرش: ۱۳۹۹/۷/۱۳)

چکیده

تنش شوری تهدید جدی در مقابل فعالیت‌های کشاورزی است که بر متابولیسم سلول‌های گیاهی تأثیر گذاشته و باعث کاهش عملکرد گیاه می‌شود. در مطالعه حاضر، تأثیر غلظت‌های ۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم بر صفات بیوشیمیایی از قبیل میزان تجمع K^+ و Na^+ ، مالون‌دی‌آلدئید، گلایسین بتائین و نشت الکترولیت ۲۱ ژنوتیپ مختلف انگور با طرح کاملاً تصادفی در سه تکرار در شرایط درون شیشه‌ای مطالعه شد. نتایج نشان داد که میزان تجمع Na^+ ، مالون‌دی‌آلدئید و نشت الکترولیت در سطح شوری ۱۰۰ میلی‌مولار برای رقم مقاوم رشه به ترتیب به میزان ۱۱/۲۸۵ میلی‌مول بر گرم، ۰/۱۰۳ میکرومول بر گرم و ۶۶/۷۹ درصد بود در حالی که در رقم حساس مانند رقم هیبرید H1R18B2 به میزان ۲۴/۳۲ میلی‌مول بر گرم، ۰/۱۹۶ میکرومول بر گرم و ۹۴/۲۴ درصد بدست آمد که طور معنی داری بالاتر از رقم رشه بود. در تیمارهای تنش شوری میزان K^+ در مقایسه با شاهد (غلظت ۰ میلی‌مولار کلرید سدیم محیط کشت موراشیگ و اسکوگ) کاهش یافت و این کاهش در رقم رشه در مقایسه با سایر ارقام، کمترین مقدار بود. طبق نتایج این مطالعه، هر یک از ارقام مورد بررسی تغییرات متمایزی در رابطه با ترکیب صفات بیوشیمیایی مورد مطالعه نشان دادند که می‌تواند حاکی از مقاومت ژنتیکی متفاوت ارقام باشد. شناسایی ویژگی‌های مقاومتی متفاوت می‌تواند اصلاح‌گران را در تولید ارقام مقاوم با مکانیسم‌های مختلف مقاومت یاری نماید. از ژنوتیپ‌های مقاوم می‌توان به عنوان پایه‌های مقاوم در توسعه کشت و ایجاد تاکستان در زمین‌های شور اطراف دریاچه ارومیه استفاده نمود.

کلمات کلیدی: انگور، گلایسین بتائین، مالون‌دی‌آلدئید، نشت الکترولیت، یون K^+

۱- دانشجوی دکتری تخصصی فیزیولوژی و اصلاح درختان میوه، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه محقق اردبیلی، اردبیل

۲- دانشیار، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه محقق اردبیلی، اردبیل

۳- استاد، گروه تولید و ژنتیک گیاهی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه ارومیه، ارومیه

۴- استادیار، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه محقق اردبیلی، اردبیل

۵- استاد پژوهش بخش تحقیقات زراعی باغی مرکز تحقیقات و آموزش کشاورزی و منابع طبیعی استان کردستان، سازمان تحقیقات، آموزش و ترویج کشاورزی، سنندج، ایران

* پست الکترونیک: ghanbari66@yahoo.com

مقدمه

تنش شوری سهم عمده‌ای در کاهش تولید محصولات کشاورزی در سراسر جهان دارد (محمدخانی^۱، ۲۰۱۸). شوری بیش از ۱۰ درصد از زمین‌های کشاورزی را تحت تأثیر قرار داده و به سرعت در حال افزایش در سطح جهانی می‌باشد (تافوئو^۲ و همکاران، ۲۰۱۷). امروزه با توجه به تغییرات آب و هوایی، شوری خاک به یک معضل جهانی تبدیل شده است. در ایران که بیش از نیمی از آن در شرایط خشک و کم آب قرار گرفته، مشکل شوری خاک بصورت حاد وجود دارد (ره‌نشان^۳ و همکاران، ۲۰۱۸). در دهه‌های اخیر در استان آذربایجان غربی به دلایلی همچون کاهش بارندگی و برداشت بی‌رویه از سفره‌های آب‌های زیرزمینی که یکی از پیامدهای آن خشک شدن بخشی از دریاچه ارومیه است، شوری خاک رو به افزایش بوده و موجب کاهش بهره‌وری محصولات کشاورزی استان شده است. شوری شرايطی از خاک است که با غلظت بالایی از نمک‌های محلول مشخص می‌شود. یک خاک زمانی به عنوان خاک شور طبقه‌بندی می‌شود که مقدار هدایت الکتریکی عصاره اشباع آن معادل ۴ دسی زیمنس بر میلی‌لیتر و یا بیشتر از آن باشد (معادل ۴۰ میلی مولار NaCl و فشار اسمزی ۰/۲ - پاسکال) (پیراسته‌انوشه^۴ و همکاران، ۲۰۱۶). از دو روش می‌توان برای به حداقل رساندن تأثیر تنش شوری خاک بر گیاهان استفاده کرد؛ روش اول شستشوی نمک توسط آب از نمای خاک با استفاده از آب شیرین و روش دوم انتخاب و توسعه ژنوتیپ‌هایی با پتانسیل ژنتیکی بالا برای تحمل تنش شوری می‌باشد (اوايس^۵، ۲۰۱۵). تنش شوری گیاهان را در مراحل مختلف رشد از جمله جوانه‌زنی و استقرار، رشد رویشی و در نهایت تولید مثل و عملکرد تحت تأثیر قرار می‌دهد (کلومبا^۶ و همکاران، ۲۰۱۳). اثرات نامطلوب شوری بر گیاهان ممکن است به دلیل سمیت یون (ناشی از یون‌های Na⁺، Cl⁻ و SO₄²⁻)، تنش اسمزی، اختلال در امر تغذیه، تنش اکسیداتیو و عدم تعادل هورمونی باشد (البحرانی و الخایری^۷، ۲۰۱۲). گیاهان مقاوم به شوری، مقادیر کم‌تری از یون‌های

Na⁺ و Cl⁻ را به برگ‌های خود انتقال می‌دهند که این ویژگی آنها را از گیاهان حساس به شوری متمایز می‌نماید (حاتمی^۸ و همکاران، ۲۰۱۲).

انگور (*Vitis vinifera*) گیاهی است که بطور گسترده در جهان کشت می‌شود و از نظر اقتصادی حائز اهمیت است. اگرچه انگور به میزان متوسطی نسبت به شوری متحمل است، اما مشخص شده است که شوری باعث ایجاد چندین نوع خسارت مانند کاهش رشد، اختلالات متابولیکی، نکرزه شدن برگ و کاهش عملکرد در این گیاه می‌شود (محمدخانی و عباسپور^۹، ۲۰۱۸). با توجه به کمبود منابع آب شیرین و افزایش سطح خاک‌های شور در مناطق فاریاب در سراسر کره زمین به ویژه در کشور ما، تولید محصولاتی که قادر به حفظ بهره‌وری در چنین شرایط چالش برانگیزی باشند، مهم است. تا به امروز تحقیقات بسیاری در رابطه با بررسی تأثیر تنش شوری در گیاهان مختلف انجام گرفته است. علیزاده^{۱۰} و همکاران (۲۰۱۰)، اثر تنش شوری بر تجمع یون‌های Na⁺ و K⁺ را در چهار رقم انگور بررسی کردند و نشان دادند که با افزایش شوری میزان تجمع Na⁺ افزایش یافته در حالی که تجمع یون K⁺ کاهش می‌یابد. در تحقیق دیگری که توسط حاتمی و همکاران (۲۰۱۲)، بر روی دو رقم انگور (ریش‌بابا و صحابی) انجام گرفت، نشان داده شد که با افزایش سطح شوری میزان تجمع یون K⁺ کاهش یافت که این کاهش در نتیجه افزایش یون Na⁺ بود. فزونی^{۱۱} و همکاران (۲۰۱۲)، اثر تنش شوری صفر تا ۱۰۰ میلی‌مولار را روی ارقام انگور ریش‌بابای قرمز، صحابی قرمز، دسترچین و سلطانی قرمز بررسی کرده و گزارش کردند میزان مالون‌دی‌آلدئید بر اثر تنش شوری افزایش یافت. در این تحقیق تغییرات بیوشیمیایی در ۲۱ رقم بومی، غیر بومی و هیبرید انگور تحت تنش شوری در شرایط درون شیشه ای بررسی و گزارش می‌شود. نتایج تحقیق در انتخاب مقاوم ترین ارقام جهت استفاده به عنوان پایه می‌تواند مفید باشد.

مواد و روش‌ها

7. Al-Bahrany and Al-Khayri
8. Hatami
9. Mohammadkhani and Abbaspour
10. Alizadeh
11. Fozouni

1. Mohammadkhani
2. Taffouo
3. Rahnesan
4. Pirasteh-Anosheh
5. Owais
6. Colomba

نحوه آماده‌سازی نمونه‌های گیاهی

در این مطالعه اثر سطوح مختلف تنش شوری روی ۲۱ رقم مختلف انگور در شرایط درون شیشه‌ای مورد بررسی قرار گرفت. نمونه‌های قلمه از ارقام انگور مورد مطالعه در فصل پاییز و در اواخر آذر ماه از سایت کهریز مرکز تحقیقات و آموزش کشاورزی استان آذربایجان غربی واقع در ۴۵ کیلومتری شهر ارومیه، تهیه شدند. قلمه‌هایی با قطر نیم سانتی‌متر و دارای سه گره (سه جوانه) انتخاب شدند. قلمه‌های ارقام وحشی از قطر کمتری برخوردار بودند. قلمه‌ها در گلخانه با دمای ۲۱ درجه سانتی‌گراد و رطوبت ۷۰ درصد در داخل پرلیت کشت شدند. سپس جوانه انتهایی شاخه‌های تولید شده در داخل محیط کشت موراشینگ اسکوک (MS) (موراشینگ و اسکوک^۱، ۱۹۶۲) حاوی ۰/۲ میلی‌گرم ایندول بوتریک اسید (IBA)، ۲۰۰ میلی‌گرم در لیتر زغال فعال، کشت شده و به اتاق رشد با دمای ۲۰ الی ۲۵ درجه سانتی‌گراد و رطوبت نسبی ۴۰ الی ۵۰ درصد و مدت زمان ۱۶ ساعت روشنایی (۸۰۰ لوکس) و ۸ ساعت تاریکی انتقال داده شدند تا شاخه‌ای به اندازه ۵ الی ۶ سانتی‌متری تولید نمودند (علیزاده و همکاران، ۲۰۱۰). این جوانه‌های رشد کرده در محیط کشت MS قطعه قطعه شده و واگشت شدند تا تعداد کافی گیاهچه برای اعمال تنش شوری تولید شود. گیاهچه‌های تولید شده به محیط کشت MS حاوی NaCl منتقل شدند به طوری که برای هر رقم ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار) و برای هر سطح شوری ۳ تکرار اعمال شد. تعداد نمونه در داخل هر تکرار ۵ عدد در نظر گرفته شد. در نهایت بعد از ۲ هفته اعمال تنش شوری، گیاهچه‌ها برای انجام آزمایشات (اندازه‌گیری صفات بیوشیمیایی) مورد استفاده قرار گرفتند.

اندازه‌گیری یون‌های K^+ و Na^+

برای اندازه‌گیری میزان تجمع یون‌های Na^+ و K^+ ، نمونه‌های برگ‌ی در آون با درجه حرارت ۷۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۴۸ ساعت خشک شدند. سپس به ۱ گرم از نمونه‌های گیاهی خشک شده، مقدار ۱۰ میلی‌لیتر اسید استیک گلاسیال ۰/۱ نرمال اضافه و به مدت ۲۴ ساعت در محیط آزمایشگاه

نگهداری شدند. بعد از صاف کردن نمونه‌ها به وسیله کاغذ واتمن ۴۱، میزان تجمع یون‌های Na^+ و K^+ به روش فلیم فتومتر (فلیم فتومتر فاطر الکترونیک 405G) اندازه‌گیری شد (مقائبات و همکاران، ۲۰۰۴).

اندازه‌گیری پراکسیداسیون چربی‌ها

سطح پراکسیداسیون چربی‌ها با اندازه‌گیری مقدار MDA^۲ تولید شده توسط واکنش اسید تیوباربیتوریک به روش دآزوتوتو^۳ و همکاران (۲۰۰۶) تعیین گردید. مقدار ۰/۲ گرم از نمونه برگ در ۵ میلی‌لیتر تری کلرواستیک اسید حل شده و به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۸۰۰۰ g سانتریفیوژ گردید. سپس عصاره خام با محلول حاوی اسید تیوباربیتوریک ۰/۵ درصد (وزنی، حجمی) و تری کلرواستیک اسید ۲۰ درصد (وزنی، حجمی) مخلوط شد. مخلوط حاصله به مدت ۳۰ دقیقه در بن ماری با دمای ۹۵ درجه سانتی‌گراد حرارت داده شده و بلافاصله بعد از خنک شدن در حمام یخ، به مدت ۱۰ دقیقه با دور ۳۰۰۰ g سانتریفیوژ گردید. در نهایت جذب نمونه‌ها در طول موج‌های ۶۰۰ و ۵۳۲ نانومتر به وسیله دستگاه اسپکتروفوتومتر (مدل UV-Vis 2100) اندازه‌گیری شد (دآزوتوتو و همکاران، ۲۰۰۶).

اندازه‌گیری محتوای گلیسین بتائین

محتوای گلیسین بتائین با استفاده از روش گریو و گراتن^۴ (۱۹۸۳) تعیین گردید. برای این منظور مقدار ۰/۵ گرم از نمونه برگ خرد شده در داخل ۲۰ میلی‌لیتر آب دیونیزه به مدت ۲۴ ساعت به هم زده شد. بعد از فیلتر کردن نمونه‌ها به وسیله کاغذ صافی واتمن، ۰/۵ میلی‌لیتر از عصاره حاصل با ۱ میلی‌لیتر HCl ۲ نرمال مخلوط گردید. سپس محلول حاصله با ۰/۱ میلی‌لیتر KI-I₂ (۷/۵ گرم ید و ۱۰ گرم پتاسیم یدید در ۱۰۰ میلی‌لیتر هیدروکلریک اسید یک نرمال) مخلوط شده و به مدت ۹۰ دقیقه در حمام یخ نگهداری شد. در ادامه به آن ۲ میلی‌لیتر آب مقطر خنک و ۱۰ میلی‌لیتر ۱،۲-دی کلرو اتان خنک اضافه شد. بعد از تشکیل شدن دو فاز در محلول، جذب محلول پایینی در طول موج ۳۶۵ نانومتر قرائت شد.

اندازه‌گیری نشت الکتروولیت

4. De Azevedo Neto
5. Grieve and Grattan

1. Murashige and Skoog
2. Moghaieb
3. Malondialdehyde

بررسی تغییرات یون‌های Na^+ و K^+

بر اساس نتایج تجزیه واریانس، برهمکنش ژنوتیپ \times تنش بر مقدار تجمع سدیم و پتاسیم در سطح احتمال ۵٪ از نظر آماری معنی‌دار بود (جدول ۱). معنی‌دار بودن اثر متقابل نشان می‌دهد رتبه‌بندی ژنوتیپ‌ها از سطحی به سطح تنش شوری متفاوت است. تیمار شوری موجب افزایش میزان یون سدیم در نمونه‌های مورد آزمایش شد که این افزایش در ارقام حساس بیشتر از ارقام مقاوم بود و در اکثر ارقام حساس در سطح شوری ۱۰۰ میلی‌مولار به میزان چشم‌گیری افزایش یافته بود. به طوری که با افزایش سطح شوری از صفر تا صد میلی‌مولار در رقم حساس H1R18B2 میزان یون سدیم ۲۳ درصد افزایش یافت در حالی که این افزایش در ارقام مقاومی مانند رشه و H6 به ترتیب به میزان ۱۰ و ۱۱ درصد بود. با افزایش یون سدیم تحت تنش شوری مقدار یون پتاسیم نیز در تمامی نمونه‌ها کاهش یافت که این کاهش در نمونه‌های مقاوم به شوری مانند رشه، H6 و H4 در مقایسه با ارقام وحشی و هیبرید که به عنوان رقم حساس شناسایی شدند کمتر بود (شکل ۱ و ۲). نسبت یون پتاسیم به سدیم نیز در نمونه‌های مورد آزمایش اندازه‌گیری شد که این نسبت در نمونه‌های مقاومی مانند رقم رشه از دامنه تغییرات کمتری برخوردار بود (شکل ۳). در مورد افزایش یون‌های سدیم و پتاسیم در گیاهان تحت تنش شوری گزارش‌های زیادی وجود دارد، از جمله می‌توان به مطالعات دیگر در انگور (محمدخانی و عباسپور، ۲۰۱۸؛ علیزاده و همکاران، ۲۰۱۰)، پیاز (*Allium cepa* L) (هانسی^۶ و همکاران، ۲۰۱۵)، گندم (*Triticum aestivum* L) (اوهاداج^۷ و همکاران، ۲۰۱۸) و گوجه فرنگی (*Lycopersicon esculentum* Mill) (امینی و احسانپور^۸، ۲۰۰۵) اشاره کرد. تجمع یون سدیم در انگور منجر به اختلالات فیزیولوژیکی شده و از این طریق موجب کاهش رشد و عملکرد میوه شود (محمدخانی و عباسپور، ۲۰۱۸). در پسته (*Pistacia vera* L) تجمع یون سدیم در اندام‌های مختلف با غلظت NaCl اضافه شده به محیط کشت متناسب

اندازه‌گیری میزان نشت الکترولیت (EL) به روش دیونیزیو-سس و توبیتا^۲ (۱۹۹۸) انجام گرفت. برای این منظور مقدار ۱۰۰ میلی‌گرم نمونه‌های برگ‌گی تازه برش زده شده و به داخل تیوب‌های حاوی ۱۰ میلی‌لیتر آب مقطر دیونیزه انتقال داده شد. درب تیوب‌ها بسته شده و در داخل حمام آب گرم با دمای ۳۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و بعد از گذشت ۲ ساعت نشت الکترولیت نمونه‌ها به وسیله دستگاه هدایت سنج الکتریکی (مدل Ezdo-6021) اندازه‌گیری شد (EC₁)^۳. در ادامه نمونه‌ها به مدت ۲۰ دقیقه اتوکلاو شدند تا بافتشان کاملاً از بین برود و الکترولیت‌ها آزاد شوند. تیوب‌های حاوی نمونه تا دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد خنک شده و دوباره نشت الکترولیت نمونه‌ها اندازه‌گیری شد (EC₂). در نهایت نشت الکترولیت نمونه‌ها به وسیله فرمول زیر بدست آمد.

$$EL [\%] = (EC_1 / EC_2) \times 100$$

تجزیه و تحلیل داده‌ها

داده‌های حاصل از اندازه‌گیری صفات مختلف بیوشیمیایی در آزمایش فاکتوریل (فاکتور اول: سطوح مختلف نمک NaCl شامل صفر، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار و فاکتور دوم: ۲۱ رقم مختلف انگور) با طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار مطابق با مدل آماری طرح پایه و با مدل خطی عمومی (GLM)^۴ در نرم‌افزار Minitab نسخه ۱۸ (Minitab Inc., State College, Pa., USA) تجزیه شدند. مدل شامل اثرات ثابت NaCl، ژنوتیپ انگور و اثر متقابل آنها بود. نتایج نهایی برای صفات به صورت میانگین \pm انحراف معیار گزارش شده است. از آزمون توکی با سطح معنی‌داری ۵ درصد برای مقایسه میانگین‌ها با استفاده نرم افزار Minitab نسخه ۱۸ استفاده شد. ضریب همبستگی پیرسون بین متغیرهای وابسته و تحلیل مؤلفه‌های اصلی (PCA)^۵ توسط نرم‌افزار JMP نسخه ۱۰ (SAS Institute, Cary, North Carolina, USA) محاسبه شد. برای رسم نمودارهای میله‌ای از نرم‌افزار SPSS نسخه ۲۲ استفاده شد.

نتایج و بحث

5. Principal Component Analysis

6. Hanci

7. Ouhaddach

8. Amini and Ehsanpour

1. Electrolyte leakage

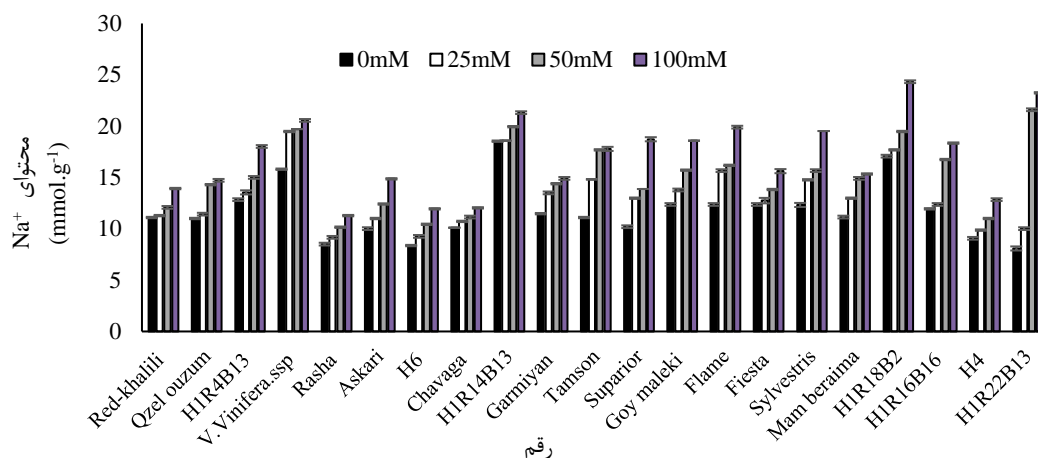
2. Dionisio-Sese and Tobita

3. Electrical conductivity

4. General Linear Models

موجب به از بین رفتن K^+ شود. ریز مغذی پتاسیم در چندین فرآیند فیزیولوژیکی از جمله حفظ پتانسیل غشای سلولی، فشار تورگور، فعال‌سازی آنزیم‌ها، حرکت روزنه‌ها و تنظیم فشار اسمزی ضروری می‌باشد (ره‌نشان و همکاران، ۲۰۱۸). توانایی گیاهان برای دفع یون سدیم و حفظ یون پتاسیم از جمله صفات مهم مقاومتی در برابر تنش شوری می‌باشد (زنگ^۴ و شی، ۲۰۱۳). مطالعات متعددی نشان داده‌اند که تعادل K^+/Na^+ برای سازگاری با محیط‌های شور بسیار حیاتی است (جمالی^۵ و همکاران، ۲۰۱۵؛ محمدخانی و همکاران، ۲۰۱۵).

بود (ره‌نشان^۱ و همکاران، ۲۰۱۸). نتایج حاصل از این تحقیق با یافته‌های تمامی مطالعات فوق‌الذکر مطابقت داشت. به دلیل تعامل بین سدیم و پتاسیم در شرایط تنش شوری، هموستازی این یون‌ها نقش بسیار مهمی در رشد و نمو گیاهان ایفا می‌کند. غلظت بالای یون سدیم، جذب K^+ را کاهش داده و فتوسنتز را به طور عمده با کاهش هدایت روزنه کاهش می‌دهد (پاریحار^۲ و همکاران، ۲۰۱۵). در حقیقت افزایش یون سدیم در خارج از سلول با انتقال K^+ از غشای سلولی رقابت می‌کند که این امر مانع از جذب یون پتاسیم می‌شود (گوئو^۳ و همکاران، ۲۰۱۹). تجمع Na^+ در سلول منجر به از بین رفتن آنزیم‌ها می‌شود که می‌تواند به غشای سلولی آسیب برساند و



شکل ۱- تغییرات یون سدیم در ۲۱ رقم انگور در ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار) در شرایط درون شیشه‌ای، ($p < 0.05$).

مشاهده گردید. در حالی که کمترین میزان مالون‌دی‌آلدئید در سطح شوری ۱۰۰ میلی‌مولار برای رقم رشه و به میزان 0.103 میکرومول بر گرم اندازه‌گیری شد (شکل ۴). در رابطه با افزایش مالون‌دی‌آلدئید گزارش‌های متعددی (زو^۶ و همکاران، ۲۰۰۴؛ کوکا^۷ و همکاران، ۲۰۰۷؛ دیونیزو-سس و توبیتا، ۱۹۹۸) در گیاهانی همچون خیار (*Cucumis sativus* L.)، کنجد (*Sesamum indicum* L.) و برنج (*Oryza L.* *sativa*) منتشر شده‌است. همچنین تأثیر افزایش میزان مالون

بررسی تغییرات مالون‌دی‌آلدئید

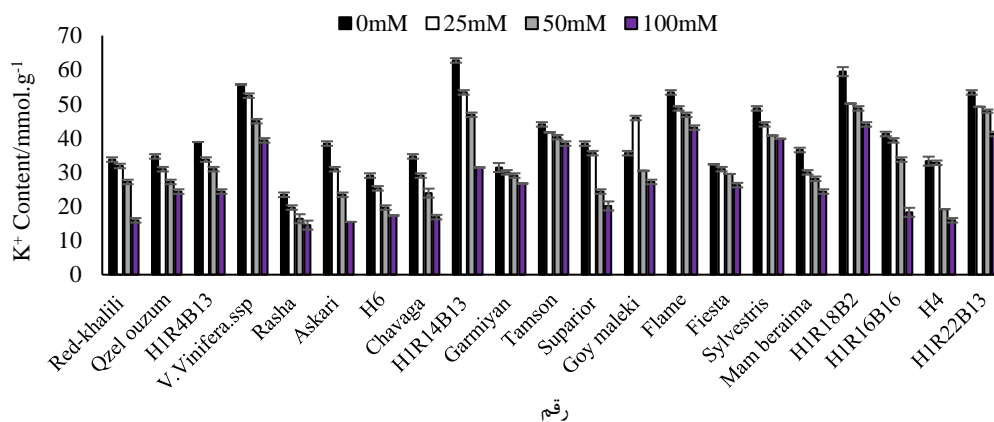
بر اساس نتایج جدول تجزیه واریانس اثر شوری بر میزان مالون‌دی‌آلدئید از لحاظ آماری معنی‌دار می‌باشد ($p < 0.05$) (جدول ۱). با افزایش میزان NaCl در محیط کشت میزان مالون‌دی‌آلدئید در تمامی نمونه‌ها افزایش یافت و این افزایش در ارقام حساس به شوری بیشتر از سایر ارقام بود. بیشترین مقدار مالون‌دی‌آلدئید در رقم H1R18B2، به میزان 0.196 میکرومول بر گرم در بالاترین سطح شوری (۱۰۰ میلی‌مولار)

5. Jamali
6. Zhu
7. Koca

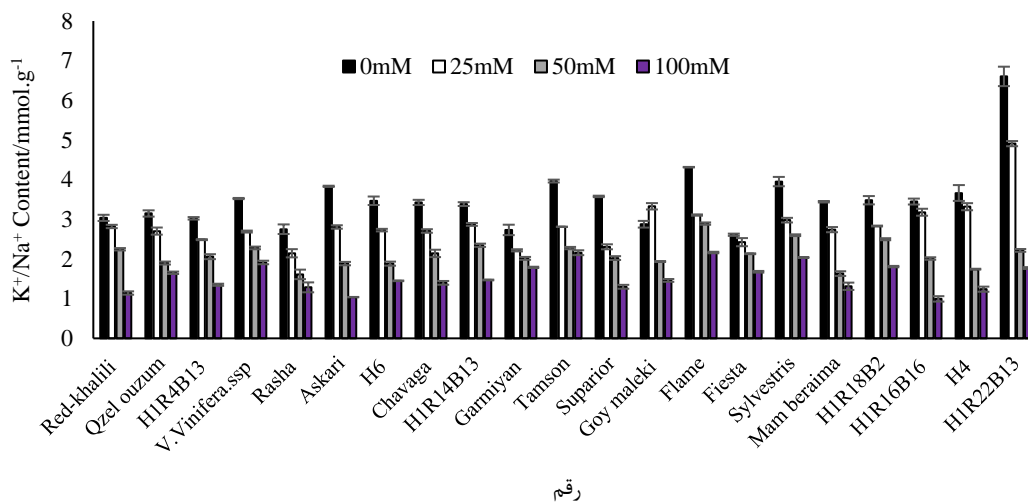
1. Rahnesan
2. Parihar
3. Guo
4. Zhang and Shi

غیرزیستی در نظر گرفته می‌شود. بنابراین، از ثبات غشای سلولی برای شناسایی ارقام متحمل به شوری و حساس به شوری به طور گسترده استفاده می‌شود (دآزودونتو و همکاران، ۲۰۰۶). مطابق نتایج بدست آمده از این تحقیق محتوای مالون‌دی‌آلدئید در ژنوتیپ‌های مقاوم به میزان کمتری افزایش یافت که این امر احتمالاً به دلیل افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی است که باعث کاهش سطح H_2O_2 و آسیب غشایی می‌شود (شالاتا^۳ و همکاران، ۲۰۰۱).

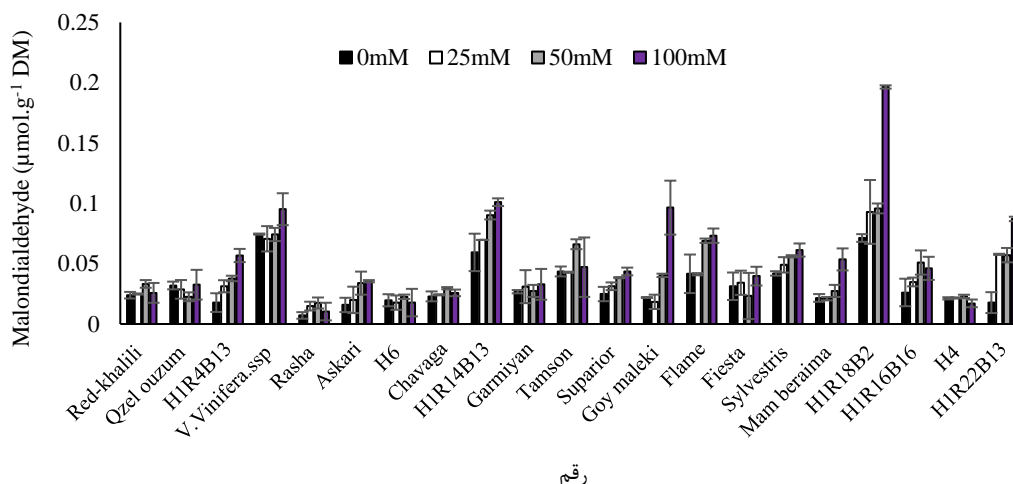
دی‌آلدئید در کاهش صدمات وارده به غشا تحت شرایط تنش در میوه لیچی (*Litchi chinensis*)، (علی^۱ و همکاران، ۲۰۱۶) و پرتقال (*Citrus sinensis*)، (هی^۲ و همکاران، ۲۰۱۹) نیز تأیید شده است. با افزایش سطح شوری در گندم (*Triticum aestivum* L) میزان مالون‌دی‌آلدئید افزایش یافت (جمالی و همکاران، ۲۰۱۵). یافته‌های پژوهش حاضر با نتایج مطالعات مذکور مطابقت دارد. مالون‌دی‌آلدئید، محصول پراکسیداسیون لیپیدها می‌باشد که به عنوان شاخصی برای سنجش میزان پراکسیدایون چربی‌ها و صدمات وارده به غشاء در تنش‌های



شکل ۲- تغییرات یون پتاسیم در ۲۱ رقم انگور در ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار) در شرایط درون شیشه‌ای. ($p < 0.05$).



شکل ۳- تغییرات نسبت یون پتاسیم به سدیم در ۲۱ رقم انگور در ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار) در شرایط درون شیشه‌ای. ($p < 0.05$).



شکل ۴- تغییرات مالون دی آلدئید در ۲۱ رقم انگور در ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی مولار) در شرایط درون شیشه‌ای، ($p < 0.05$).

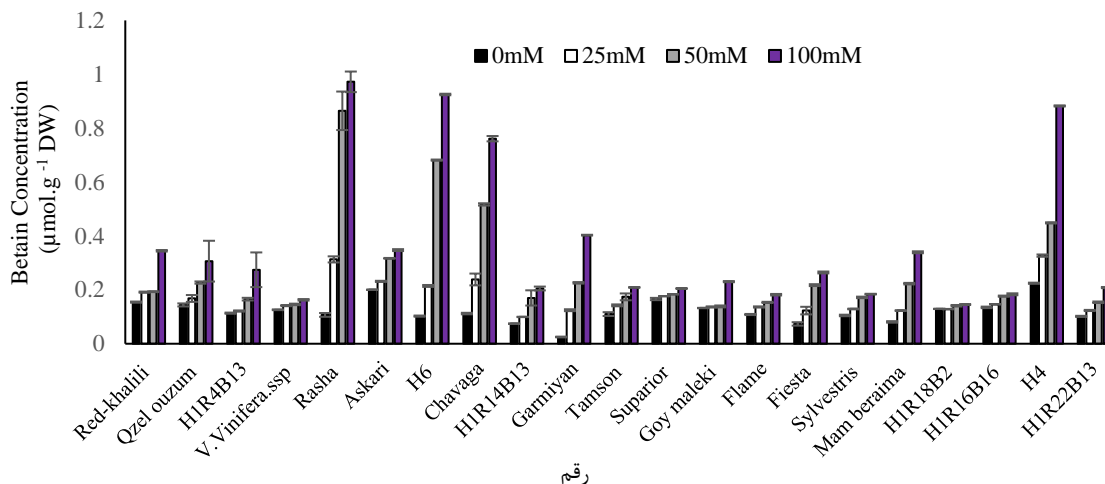
گدالاح^۱، (۱۹۹۹)، شاه‌توت (*Morus nigra*)، (آگاستین^۲ و همکاران، ۲۰۰۰)، توتون (*Nicotiana Rustica*) (هولمستورم^۳ و همکاران، ۲۰۰۰) افزایش یافته که در این گیاهان نیز بیشترین افزایش گلاسیسین بتائین مربوط به ارقام مقاوم می‌باشد. تغییرات میزان گلاسیسین بتائین در ژنوتیپ‌های انگور مورد مطالعه تحت تنش شوری با نتایج مطالعات پیشین مطابقت داشت. ونگ^۴ و همکاران (۲۰۱۹) گزارش کردند افزایش گلاسیسین بتائین از طریق افزایش ترکیبات فنلی موجب کاهش تنش سرمایی در میوه هلو (*Prunus Persica*) شده است. گلاسیسین بتائین یک ترکیب اسمزی فعال است (ونگ و نی^۵، ۲۰۰۰). در میان بسیاری از ترکیبات آمونیومی چهار ظرفیتی که در گیاهان شناخته شده است، گلیسین بتائین در پاسخ به شرایط تنش زیستی در گیاه افزایش می‌یابد. این ترکیب عمدتاً در کلروپلاست وجود دارد که در تنظیم و محافظت از غشای تیلاکوئید نقش مهمی داشته و از این طریق بازده فتوسنتزی را حفظ می‌کند (اشرف و فولاد^۶، ۲۰۰۷). از طریق مطالعات فیزیولوژیکی و ژنتیکی گیاهان مشخص شده است که میزان گلاسیسین بتائین انباشته شده با میزان تحمل به شوری در ارتباط است (ساکاموتو و موراتا^۷، ۲۰۰۲). به نظر می‌رسد که بتائین برای محافظت گیاه تحت

بررسی تغییرات محتوای گلیسین بتائین

نتایج تجزیه واریانس نشان داد اثر ژنوتیپ و همچنین برهمکنش ژنوتیپ × شوری روی فعالیت گلاسیسین بتائین از نظر آماری معنی‌دار بود ($p < 0.05$) (جدول ۱). با توجه به نتایج مقایسه میانگین در ژنوتیپ حساس از غلظت صفر تا ۲۵ میلی‌مولار در فعالیت گلاسیسین بتائین تغییر معنی‌داری مشاهده نشد. در ژنوتیپ متحمل "رشه" نیز تا شوری ۲۵ میلی‌مولار، واکنش مشابه ژنوتیپ حساس بود ولی از شوری ۵۰ میلی‌مولار تا ۱۰۰ میلی‌مولار میزان فعالیت گلاسیسین بتائین افزایش (۱۶۶ درصد) یافته است. در حالی که این تغییرات در ارقام حساس بسیار کم بوده و در رقم هیبرید H1R18B2 که به عنوان حساس‌ترین رقم شناسایی شده از مقدار ۰/۱۲۹ میکرومول بر گرم (صفر میلی‌مولار) به ۰/۱۴۵ میکرومول بر گرم (۱۰۰ میلی‌مولار) افزایش یافته است (شکل ۵). احتمالاً همین عامل باعث تحمل بیشتر ژنوتیپ "رشه" نسبت به تنش شوری باشد. طبق تحقیق دیگری که بر روی گیاه *Salicornia europaea* انجام گرفت با افزایش تنش شوری میزان گلاسیسین بتائین در برگ‌های این گیاه افزایش یافت (موقائب و همکاران، ۲۰۰۴). این ترکیب در پاسخ به تنش در گیاهان مختلفی از جمله، باقلا (*Vicia faba* L.)

5. Wang and Nii
6. Ashraf and Foolad
7. Sakamoto and Murata

1. Gadallah
2. Agastian
3. Holmström
4. Wang



شکل ۵- تغییرات بتائین گلايسين در ۲۱ رقم انگور در ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی مولار) در شرایط درون شیشه‌ای، ($p < 0.05$).

میلی مولار به میزان ۱۲/۳۴ درصد افزایش نشان داد (شکل ۶). به طور مشابه، روند افزایش نشت الکترولیت در ارقام خیار حساس به شوری نسبت به ارقام متحمل به شوری گزارش شده است (خان^۱ و همکاران، ۲۰۱۳). همچنین رسولی^۲ و همکاران (۲۰۱۹) نشان دادند که با افزایش تنش سرما میزان نشت الکترولیت در میوه پرتقال (*Citrus sinensis* L.) در مقایسه با نمونه‌های شاهد افزایش می‌یابد. این پدیده در مطالعات متعددی به عنوان نمونه در انار (*Punica granatum*) (جنتی‌زاده^۳ و همکاران، ۲۰۱۹)، موز (*Musa sapientum*) (لیو^۴ و همکاران، ۲۰۱۹) و لیچی (علی و همکاران، ۲۰۱۸) نیز مشاهده شده است که با نتایج حاصله در مورد ۲۱ ژنوتیپ انگور بررسی شده، مطابقت داشت. گزارش شده است که تنش ممکن است ترکیب شیمیایی و اسیدهای آلی و ساختار فیزیکی غشاهای بیولوژیکی و غشاهای پلاسمایی را تغییر داده و منجر به آسیب اکسیداتیو در گیاهان شود که این مسئله تأثیر مستقیمی بر میزان نشت الکترولیت دارد (محلوجی^۵ و همکاران، ۲۰۱۸).

تجزیه همبستگی صفات

همبستگی بین میزان تجمع یون سدیم و نشت الکترولیت در سطح شوری ۱۰۰ میلی مولار ۸۱ درصد بود. در سطوح شوری

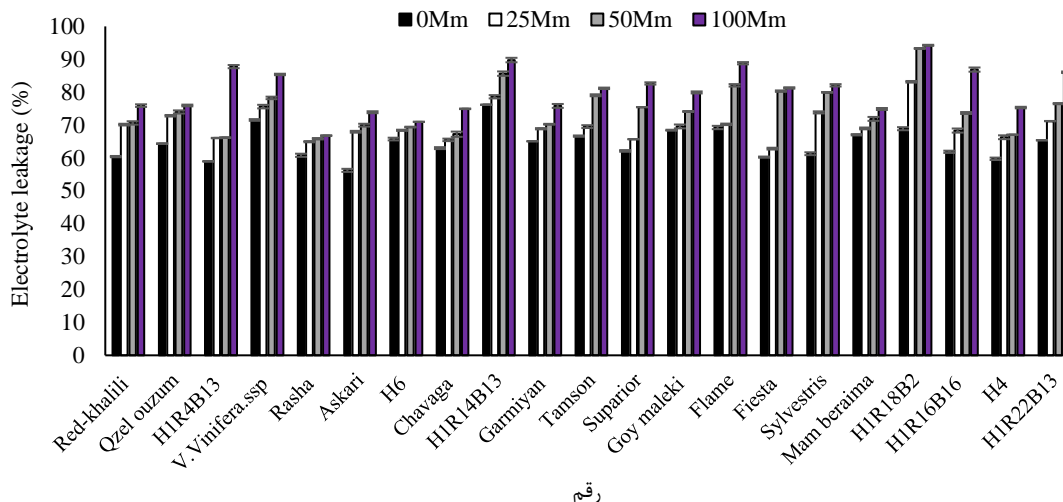
شرایط تنش شوری به عنوان یک اسمولیت عمل کرده و موجب متعادل شدن آب درون سلولی با محیط بیرون می‌شود همچنین از طریق تثبیت ماکرومولکول‌ها در طی آبدگیری سلول از سلول‌ها در شرایط تنش محافظت می‌کند (هولمستورم و همکاران، ۲۰۰۰).

بررسی تغییرات نشت الکترولیت

میزان آسیب به غشای سلولی به طور غیرمستقیم از طریق اندازه‌گیری رسانایی نشت املاح از سلول‌ها انجام شد. بر اساس نتایج جدول تجزیه واریانس (فایل تکمیلی ۲)، برهمکنش ژنوتیپ × تنش بر مقدار نشت الکترولیت در سطح احتمال ۵ درصد تأثیر معنی‌دار داشت. معنی‌دار بودن اثر متقابل نشان می‌دهد رتبه‌بندی ژنوتیپ‌های انگور از لحاظ نشت یونی از سطحی به سطح دیگر تنش شوری متفاوت است. نشت الکترولیت در تمامی نمونه‌ها با افزایش سطح شوری در مقایسه با گیاهان شاهد افزایش یافت که این افزایش در ژنوتیپ‌های حساس بیشتر از ژنوتیپ‌های مقاوم بود. با توجه به نتایج مقایسه میانگین‌ها، میزان نشت الکترولیت در ژنوتیپ متحمل رشه از شوری صفر تا ۱۰۰ میلی مولار تغییر معنی‌داری در میزان نشت الکترولیت مشاهده نشد ولی در ژنوتیپ حساس هیبرید (H1R18B2) مقدار نشت الکترولیت در سطح شوری ۵۰

4. Liu
5. Mahlooji

1. Khan
2. Rasouli
3. Jannatizadeh



شکل ۶- تغییرات نشت الکترولیت در ۲۱ رقم انگور در ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی مولار) در شرایط درون شیشه‌ای، ($p < 0.05$).

جدول ۱- جدول تجزیه واریانس ویژگی‌های فیزیولوژیکی در ۲۱ ژنوتیپ انگور در شرایط تنش شوری

میانگین مربعات					درجه آزادی	منابع تغییرات
Na ⁺	K ⁺	K ⁺ /Na ⁺	MDA	GB	EL	
۲۲۶/۳۳۲**	۱۵۶۴/۱۳۴**	۳۱/۸۰**	۰/۰۰۵*	۰/۵۱۳**	۱۹۷۰/۸۵۱**	شوری
۶۵/۰۹۳**	۷۶۵/۵۰۳**	۱/۳۲۱**	۰/۰۰۵*	۰/۱۳۶**	۲۰۳/۸۳۹**	ژنوتیپ
۵/۳۱۲**	۲۴/۲۰۶**	۰/۳۸۰*	۰/۰۰*	۰/۰۳۲*	۲۷/۵۲۰**	شوری × ژنوتیپ
۰/۰۱۲	۰/۴۸۳	۰/۰۰۵	۶/۵۸۲ × ۱۰ ^{-۵}	۰/۰۰۱	۰/۱۱۹	خطای آزمایشی
۰/۷۶۹	۲/۰۲۲۲	۲/۸۱۲	۱۹/۰۸۲	۰/۰۱۹	۰/۴۷۶	ضرب تغییرات (%)

** و * به ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد. MDA: مالون‌دی‌آلدئید، GB: گلاسیسین بتائین و EL: نشت الکترولیت.

تجزیه به مؤلفه‌های اصلی

در تجزیه به مؤلفه‌های اصلی مؤلفه اول و دوم به ترتیب ۴۸/۴ و ۳۷/۳ درصد (در مجموع ۸۵/۷ درصد) از تغییرات داده‌ها را توجیه می‌نمایند (شکل ۷). با استفاده از تجزیه به مؤلفه‌های اصلی می‌توان ژنوتیپ‌های متحمل به تنش شوری را بر اساس جمیع صفات مورد مطالعه شناسایی نمود. بر اساس تجزیه به مؤلفه‌های اصلی (PCA) صفات مورد مطالعه در چهار گروه دسته‌بندی شدند. در دسته اول صفاتی مانند سدیم و نشرالکترولیت، در دسته دوم صفات مالون‌دی‌آلدئید و میزان تجمع پتاسیم، در دسته سوم نسبت پتاسیم به سدیم و در دسته چهارم میزان گلاسیسین بتائین بودند. نتایج نشان داد میزان مالون‌دی‌آلدئید و گلاسیسین بتائین با افزایش سطح شوری افزایش یافته است. گلاسیسین بتائین در گیاهان از طریق

۱۰۰ میلی‌مولار همبستگی مثبتی بین یون پتاسیم و نسبت پتاسیم به سدیم مشاهده شد ($r=0.86$). در سطوح شوری ۱۰۰ میلی‌مولار بین میزان تجمع یون پتاسیم و میزان گلاسیسین بتائین ضریب همبستگی منفی مشاهده شد ($r=-0.65$) (جدول ۲). تنش شوری موجب افزایش یون سدیم در محیط می‌شود و از این طریق اثر منفی بر روی جذب یون پتاسیم می‌گذارد که با کاهش یون پتاسیم نسبت پتاسیم به سدیم در گیاه نیز کاهش می‌یابد که این کاهش در ارقام حساس بیشتر می‌باشد. همچنین با افزایش تنش شوری میزان گلاسیسین بتائین در گیاه افزایش پیدا می‌کند که این افزایش نیز موجب از بین رفتن اثر سمیت یون سدیم در محیط شده در نتیجه جذب یون پتاسیم کمتر کاهش می‌یابد (گادالاج، ۱۹۹۹؛ جمالی و همکاران، ۲۰۱۵).

جدول ۲- ضرایب همبستگی ساده در میان خصوصیات فیزیولوژیکی در ۲۱ ژنوتیپ انگور در شرایط تنش شوری

Normal condition (0 mM NaCl)						
Character	GB	MDA	K+	Na+	EL	K+/Na+
GB	۱					
MDA	-۰/۴۴۵	۱				
K+	-۰/۱۴۸	-۰/۰۳۱	۱			
Na+	-۰/۱۵۵	۰/۱۲۷	۰/۷۱۳*	۱		
EL	-۰/۲۴۸	-۰/۱۵۱	۰/۷۶۲*	۰/۷۳۲*	۱	
K+/Na+	-۰/۰۲۲	-۰/۲۲۸	۰/۴۹۵	-۰/۲۴۱	۰/۱۵۵	۱
Salt stress conditions (25 Mm NaCl)						
GB	۱					
MDA	-۰/۱۲۰	۱				
K+	-۰/۶۲۵	۰/۰۰۹	۱			
Na+	-۰/۶۵۱	-۰/۲۰۲	۰/۷۷۴*	۱		
EL	-۰/۵۱۷	-۰/۲۷۲	۰/۷۵۴*	۰/۷۴۸*	۱	
K+/Na+	-۰/۱۳۷	-۰/۲۶۵	۰/۵۲۳	-۰/۱۲۵	۰/۱۸۰	۱
Salt stress conditions (50 Mm NaCl)						
GB	۱					
MDA	۰/۲۸۳	۱				
K+	-۰/۶۸۸	-۰/۰۱۶	۱			
Na+	-۰/۷۱۶	-۰/۰۸۷	۰/۹۲۰**	۱		
EL	-۰/۵۷۹	-۰/۰۸۱	۰/۸۴۵**	۰/۷۳۵*	۱	
K+/Na+	-۰/۵۲۶	-۰/۱۳۰	۰/۸۱۷*	-۰/۵۳۶	۰/۷۳۳*	۱
Salt stress conditions (100 Mm NaCl)						
GB	۱					
MDA	۰/۴۴۳	۱				
K+	-۰/۶۵۳	-۰/۱۹۲	۱			
Na+	-۰/۷۹۲	-۰/۲۸۱	۰/۸۴۱**	۱		
EL	-۰/۷۰-۳	-۰/۱۸۸	۰/۷۳۶*	۰/۸۱۸*	۱	
K+/Na+	-۰/۳۸۴	-۰/۰۵۵	۰/۸۶۴**	۰/۴۶۴	۰/۴۷۹	۱

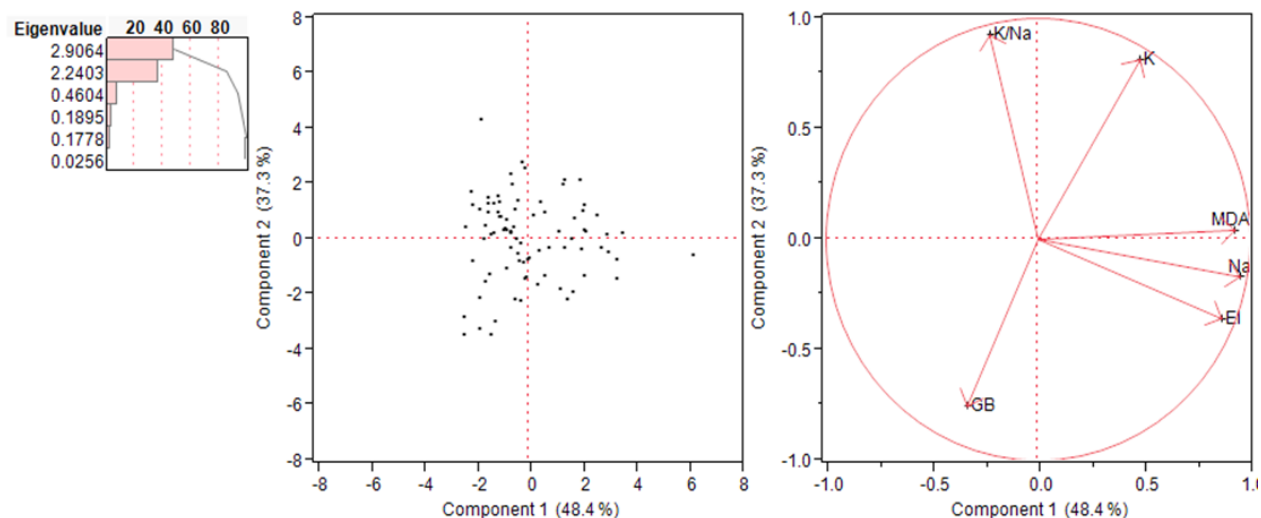
** و * به ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد. MDA: مالون‌دی‌آلدئید، GB: گلاسیسین‌بتائین و EL: نشت الکترولیت.

به شوری افزایش یافته است که موجب افزایش نشرالکترولیت از بافت این گیاهان می‌شود (محلوجی و همکاران ۲۰۱۸).

نتیجه‌گیری کلی

شوری تنش پیچیده‌ای است که بر فعالیت‌های مختلف فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه تأثیر می‌گذارد و باعث کاهش رشد گیاه می‌شود. در این تحقیق با وجود افزایش سطوح شوری در محیط کشت، میزان تجمع سدیم در بافت‌های ارقام مقاومی مانند رشه، H₆ و H₄ از مقدار کمتری در مقایسه با ارقام حساس برخوردار بود. همچنین ژنوتیپ‌های مقاوم به شوری مقدار تجمع بیشتری از سطح پتاسیم را نشان دادند.

تنظیم اسمزی سلول‌ها، پایداری پروتئین‌ها و محافظت از اجزای فتوسنتزی نقش محافظت‌کننده در برابر تنش‌های زیستی دارد (سهرابی^۱ و همکاران، ۲۰۱۷) به همین علت فعالیت گلاسیسین‌بتائین در ژنوتیپ‌های مقاوم به تنش شوری، مانند رشه، H₆ و H₄ افزایش یافته است. در حالی افزایش میزان مالون‌دی‌آلدئید تحت شرایط تنش شوری به علت پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء سلولی می‌باشد (دآزودونتو و همکاران، ۲۰۰۶) که این افزایش در ارقام حساس به تنش شوری مانند ارقام هیبرید و وحشی قابل مشاهده است. با افزایش تنش شوری تجمع یون سدیم در ژنوتیپ‌های حساس



شکل ۷- نمودار تجزیه به مولفه‌های اصلی برای ویژگی‌های بیوشیمیایی ۲۱ رقم انگور تحت تاثیر ۴ سطح شوری (۰، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی مولار)

نسبت به شرایط تنش نشان می‌دهند. نتایج اندازه‌گیری نشت الکترولیت نشان داد که حفظ یکپارچگی غشای موجود در برگ یک جزء اصلی تحمل به شوری در گیاهان است.

نتایج نشان داد که مالون‌دی‌آلدئید در ارقام مقاوم مانند رقم رشه به میزان کمتری تجمع یافته است. به نظر می‌رسد که ارقام متحمل از طریق سنتز بیشتر گلیسین بتائین و نیز تنظیم فشار اسمزی درون سلول از خود مقاومت بیشتری

منابع

- Agastian, P., Kingsley, S.J. and Vivekanandan, M. 2000. Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. *Photosynthetica*, 38(2): 287-290.
- Al-Bahrany, A.M. and Al-Khayri, J.M. 2012. In vitro responses of date palm cell suspensions under osmotic stress induced by sodium, potassium and calcium salts at different exposure durations. *American Journal of Plant Physiology*, 7(3): 120-134.
- Ali, S., Khan, A.S. and Malik, A.U. 2016. Postharvest L-cysteine application delayed pericarp browning, suppressed lipid peroxidation and maintained antioxidative activities of litchi fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 121: 135-142.
- Alizadeh, M., Singh, S.K., Patel, V.B., Bhattacharya, R.C. and Yadav, B.P. 2010. *In vitro* responses of grape rootstocks to NaCl. *Biologia Plantarum*, 54(2), 381-385.
- Amini, F. and Ehsanpour, A.A. 2005. Soluble proteins, proline, carbohydrates and Na^+/K^+ changes in two tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivars under *In vitro* salt stress. *American Journal of Biochemistry and Biotechnology*, 1(4): 204-208.
- Ashraf, M.F.M.R. and Foolad, M. 2007. Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, 59(2): 206-216.
- Colomba, E.L., Tommasino, E., Luna, C., Griffa, S., Carloni, E., Ribotta, A. and Grunberg, K. 2013. Differential salt-stress response during germination and vegetative growth in *In vitro* selected somaclonal mutants of *Cenchrus ciliaris* L. *South African Journal of Botany*, 87: 157-163.
- De Azevedo Neto, A.D., Prisco, J.T., Enéas-Filho, J., de Abreu, C.E.B. and Gomes-Filho, E. 2006. Effect of salt stress on antioxidative enzymes and lipid peroxidation in leaves and roots of salt-tolerant and salt-sensitive maize genotypes. *Environmental and Experimental Botany*, 56(1): 87-94.
- Dionisio-Sese, M.L. and Tobita, S. 1998. Antioxidant responses of rice seedlings to salinity stress. *Plant Science*, 135(1): 1-9.

- Fozouni, M., Abbaspour, N. and Baneh, H.D. 2012. Leaf water potential, photosynthetic pigments and compatible solutes alterations in four grape cultivars under salinity. *Vitis*, 51(4): 147-152.
- Gadallah, M.A.A. 1999. Effects of proline and glycinebetaine on *Vicia faba* responses to salt stress. *Biologia Plantarum*, 42(2): 249-257.
- Grieve, C.M. and Grattan, S.R. 1983. Rapid assay for determination of water soluble quaternary ammonium compounds. *Plant and Soil*, 70(2): 303-307.
- Guo, S.H., Han, N., Tang, M.L., Zhai, H. and Du, Y.P. 2019. The evaluation of NaHCO₃ stress mechanisms of grape hybrid rootstocks. *Scientia Horticulturae*, 251: 167-173.
- Hanci, F., Cebeci, E., Uysal, E. and Dasgan, H.Y. 2015, May. Effects of salt stress on some physiological parameters and mineral element contents of onion (*Allium cepa* L.) plants. In VII International Symposium on Edible Alliaceae, 1143: 179-186).
- Hatami, E., Esna-Ashari, M. and Javadi, T. 2012. Effect of salinity on some growth characteristics and concentration of elements in two grape (*Vitis vinifera* L.) cultivars, 'Rishbaba' and 'Sahebi'. *Plant Stress*, 6(1): 77-80.
- He, Y., Li, Z., Tan, F., Liu, H., Zhu, M., Yang, H., Bi, G., Wan, H., Wang, J., Xu, R. and Wen, W. 2019. Fatty acid metabolic flux and lipid peroxidation homeostasis maintain the biomembrane stability to improve citrus fruit storage performance. *Food Chemistry*, 292: 314-324.
- Holmström, K.O., Somersalo, S., Mandal, A., Palva, T.E. and Welin, B. 2000. Improved tolerance to salinity and low temperature in transgenic tobacco producing glycine betaine. *Journal of Experimental Botany*, 51(343): 177-185.
- Jamali, S.S., Borzouei, A., Aghamirzaei, M., Khosronejad, H.R. and Fathi, M. 2015. Cell membrane stability and biochemical response of seven wheat cultivars under salinity stress. *Brazilian Journal of Botany*, 38(1): 63-69.
- Jannatizadeh, A. 2019. Exogenous melatonin applying confers chilling tolerance in pomegranate fruit during cold storage. *Scientia Horticulturae*, 246: 544-549.
- Khan, M.M., Al-Mas'oudi, R.S., Al-Said, F. and Khan, I. 2013. Salinity effects on growth, electrolyte leakage, chlorophyll content and lipid peroxidation in cucumber (*Cucumis sativus* L.). In International Conference on Food and Agricultural Sciences Malaysia: IACSIT Press, 55: 28-32.
- Koca, H., Bor, M., Özdemir, F. and Türkan, I. 2007. The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. *Environmental and Experimental Botany*, 60(3): 344-351.
- Liu, J., Li, F., Li, T., Yun, Z., Duan, X. and Jiang, Y. 2019. Fibroin treatment inhibits chilling injury of banana fruit via energy regulation. *Scientia Horticulturae*, 248: 8-13.
- Mahlooji, M., Sharifi, R.S., Razmjoo, J., Sabzalian, M.R. and Sedghi, M. 2018. Effect of salt stress on photosynthesis and physiological parameters of three contrasting barley genotypes. *Photosynthetica*, 56(2): 549-556.
- Moghaieb, R.E., Saneoka, H. and Fujita, K. 2004. Effect of salinity on osmotic adjustment, glycinebetaine accumulation and the betaine aldehyde dehydrogenase gene expression in two halophytic plants, *Salicornia europaea* and *Suaeda maritima*. *Plant science*, 166(5): 1345-1349.
- Mohammadkhani, N. 2018. Effects of salinity on phenolic compounds in tolerant and sensitive grapes. *Poljoprivreda i Sumarstvo*, 64(2): 73-86.
- Mohammadkhani, N. and Abbaspour, N. 2018. Absorption Kinetics and Efflux of Chloride and Sodium in the Roots of Four Grape Genotypes (*Vitis* L.) Differing in Salt Tolerance. *Iranian Journal of Science and Technology, Transactions A: Science*, 42(4): 1779-1793.
- Mohammadkhani, N., Heidari, R., Abbaspour, N. and Rahmani, F. 2014. Evaluation of salinity effects on ionic balance and compatible solute contents in nine grape (*Vitis* L.) genotypes. *Journal of Plant Nutrition*, 37(11): 1817-1836.
- Murashige, T. and Skoog, F. 1962. A revised medium for rapid growth and bio assays with tobacco tissue cultures. *Physiologia plantarum*, 15(3): 473-497.

- Ouhaddach, M., Elyacoubi, H., Douaik, A. and Rochdi, A. 2018. Morpho-physiological and biochemical responses to salt stress in wheat (*Triticum aestivum* L.) at the heading stage. *Journal of Materials and Environmental Sciences*, 9: 1899-1907.
- Owais, S.J. 2015. Morphological and physiological responses of six grape genotypes to NaCl salt stress. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 18(5): 240- 246.
- Parihar, P., Singh, S., Singh, R., Singh, V.P. and Prasad, S.M. 2015. Effect of salinity stress on plants and its tolerance strategies: a review. *Environmental Science and Pollution Research*, 22(6): 4056-4075.
- Pirasteh-Anosheh, H., Ranjbar, G., Pakniyat, H. and Emam, Y. 2016. Physiological mechanisms of salt stress tolerance in plants: An overview. *Plant-environment interaction: responses and approaches to mitigate stress*. Wiley, London, 141-160.
- Rahneshan, Z., Nasibi, F. and Moghadam, A.A. 2018. Effects of salinity stress on some growth, physiological, biochemical parameters and nutrients in two pistachio (*Pistacia vera* L.) rootstocks. *Journal of Plant Interactions*, 13(1): 73-82.
- Rasouli, M., Saba, M.K. and Ramezani, A. 2019. Inhibitory effect of salicylic acid and Aloe vera gel edible coating on microbial load and chilling injury of orange fruit. *Scientia Horticulturae*, 247: 27-34.
- Sakamoto, A. and Murata, N. 2002. The role of glycine betaine in the protection of plants from stress: clues from transgenic plants. *Plant, Cell and Environment*, 25(2): 163-171.
- Shalata, A., Mittova, V., Volokita, M., Guy, M. and Tal, M. 2001. Response of the cultivated tomato and its wild salt-tolerant relative *Lycopersicon pennellii* to salt-dependent oxidative stress: The root antioxidative system. *Physiologia Plantarum*, 112(4): 487-494.
- Sohrabi, S., Ebadi, A., Jalali, S. and Salami, S.A. 2017. Enhanced values of various physiological traits and VvNAC1 gene expression showing better salinity stress tolerance in some grapevine cultivars as well as rootstocks. *Scientia horticulturae*, 225: 317-326.
- Taffouo, V.D., Nouck, A.E., Nyemene, K.P., Tonfack, B., Meguekam, T.L. and Youmbi, E. 2017. Effects of salt stress on plant growth, nutrient partitioning, chlorophyll content, leaf relative water content, accumulation of osmolytes and antioxidant compounds in pepper (*Capsicum annum* L.) cultivars. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 45(2): 481-490.
- Wang, L., Shan, T., Xie, B., Ling, C., Shao, S., Jin, P. and Zheng, Y. 2019. Glycine betaine reduces chilling injury in peach fruit by enhancing phenolic and sugar metabolisms. *Food Chemistry*, 272: 530-538.
- Wang, Y. and Nii, N. 2000. Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase-oxygenase, glycine betaine content, photosynthesis and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 75(6): 623-627.
- Zhang, J.L. and Shi, H.Z. 2013. Physiological and molecular mechanisms of plant salt tolerance. *Photosynthesis Research*, 115: 1-22.
- Zhu, Z., Wei, G., Li, J., Qian, Q. and Yu, J. 2004. Silicon alleviates salt stress and increases antioxidant enzymes activity in leaves of salt-stressed cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Plant Science*, 167(3): 527-533.