



Physiological and Biochemical Reactions of Some Grape Cultivars and Rootstocks Treated with Sodium Nitroprusside under Salt Stress Conditions

Fatemeh Pileh¹, Ali Ebadi^{2✉}, Zabihollah Zamani³, Mesbah Babalar⁴

1. Department of Horticultural Sciences, Faculty of Agriculture, University of Tehran, Karaj, Iran. E-mail: fatemehpileh@ut.ac.ir

2. Corresponding Author, Department of Horticultural Sciences, College of Agriculture and Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran. E-mail: aebadi@ut.ac.ir

3. Department of Horticultural Sciences, Faculty of Agriculture, University of Tehran, Karaj, Iran. E-mail: zzamani@ut.ac.ir

4. Department of Horticultural Sciences, Faculty of Agriculture, University of Tehran, Karaj, Iran. E-mail: mbabalar@ut.ac.ir

Article Info	ABSTRACT
Article type: Research Article	<p>In order to investigate the effect of sodium nitroprusside on reducing the negative effect of salinity stress on four grape rootstocks and cultivars, a research was carried out in a factorial based on a completely randomized block design with three replications. Two-year-old rooted cuttings of all four cultivars and rootstocks (Bidaneh Sefid, Yaghouti, 140Ru and 1103P), were subjected to three levels of salinity (salinity in Cramer's nutrient solution) zero, 25 and 50 mM sodium chloride (1.3, 4.50 and 6.80 ds/m) and three levels of sodium nitroprusside (SNP) zero, 0.5 and 1 mM. The results showed that increasing salinity levels, reduced the indices of leaf relative water content and contents of chlorophyll a and b and carotenoid. Furthermore, proline, glycine betaine, soluble sugars, total phenolic, ion leakage, malondialdehyde and hydrogen peroxide increased along with increasing salinity levels. Based on the results, application of SNP, especially at a concentration of 1 mM under salt stress conditions, increased the leaf relative water content, the content of photosynthetic pigments, total phenolic, proline, glycine betaine and soluble sugars, and reduced ion leakage, malondialdehyde and hydrogen peroxide in grape cultivars and rootstocks. Use of SNP caused greater effects on 'Bidaneh Sefid' and 'Yaghouti' cultivars than the rootstocks. The results showed that 'Bidaneh Sefid' cultivar was sensitive to salinity, while 140Ru rootstock was more tolerant to salinity than 'Bidaneh Sefid' and 'Yaghouti' cultivars, as well as 1103P rootstock.</p>
Article history:	
Received: 6 March 2023	
Received in revised form: 16 October 2023	
Accepted: 30 October 2023	
Published online: 22 December 2023	
Keywords: <i>140Ru and 1103P rootstocks,</i> <i>Sodium chloride stress,</i> <i>Nitric oxide.</i>	

Cite this article: Pileh, F., Ebadi, A., Zamani, Z., & Babalar, M. (2023). Physiological and Biochemical Reactions of Some Grape Cultivars and Rootstocks Treated with Sodium Nitroprusside under Salt Stress Conditions. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 54 (4), 661-683. DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.355700.2093>



© The Author(s).

DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.355700.2093>

Publisher: The University of Tehran Press.

Extended Abstract

Introduction

Soil and irrigation water salinity has been regarded as one of the major challenges in most of the Iran vineyards and is one of the most important environmental stresses that severely reduces the quantity and quality of economic products. To cope with this threat, selecting and producing salinity-tolerant cultivars for direct use or as rootstocks for commercial cultivars through various experiments is one of the important solutions that can be useful in the future. Tolerant cultivars and rootstocks that show good efficiency under salinity stress conditions can be used in the establishment of new gardens or as suitable parents in crossbreeding programs and controlled crossings. Other solutions include the use of compounds such as sodium nitroprusside (as a nitric oxide releaser). Nitric oxide is a biologically active molecule that plays a role in regulating many cellular

functions in the plant, ranging from root growth to compensatory responses to biotic and abiotic stresses. Therefore, it seems necessary to conduct a research to investigate the mechanism of the sodium nitroprusside (SNP) effect in alleviating the negative effects of salinity stress on the growth and yield of grapes.

Materials and Methods

This study was conducted as a factorial in a randomized complete block design with three replications in Karaj, Iran, during 2019-2020. Treatments included four grape cultivars and rootstocks (Bidaneh Sefid, Yaghouti (native cultivars), 140Ru and 1103P), salinity stress at three levels (0, 25 and 50 mM sodium chloride) and SNP spraying at three levels (0, 0.5 and 1 mM). One-year-old rooted cuttings were transferred to 10-liter pots containing cocopeat and perlite (1:3). When plants reached the 10-leaf stage, the salinity treatments (0, 25 and 50 mM sodium chloride) were applied to the pots twice a week along with Cramer's nutrient solution (Cramer et al., 2007) through irrigation water. Simultaneous with salinity treatment, SNP treatment was applied in the form of foliar application at three levels (0, 0.5 and 1 mM SNP as nitric oxide releasing compound) one week before the onset of salinity treatment and again in another two stages with one week interval after the start of salinity treatment. Six weeks after the beginning of salinity treatment, leaves were sampled for measuring physiological and biochemical traits.

Results and Discussion

The results of means comparison showed that the amounts of chlorophyll a, b and carotenoid in the leaves decreased under the influence of different salinity levels. According to the obtained results, SNP increased the amounts of chlorophyll a and b and total carotenoid in the studied genotypes of grape under salinity conditions. The amount of ionic leakage of the membrane of leaf cells, at different levels of salinity, was higher in Bidaneh Sefid cultivar than the other evaluated grape genotypes, so that this increase in Bidaneh Sefid cultivar increased from 25.14% (Bidaneh Sefid control) to 80.69% (50 mM sodium chloride). Furthermore, the application of SNP had a good effect on reducing the amount of malondialdehyde at both salinity levels. The effect of 1 mM SNP compared to 0.5 mM concentration had the greatest effect in reducing the amount of malondialdehyde, especially at the salinity level of 50 mM for all evaluated genotypes. The results of this research showed that salinity treatment significantly increased the amount of hydrogen peroxide. In this study, along with the increase of salinity, the amount of free oxygen radicals increased and caused lipid peroxidation of the membrane, which in turn increased the amount of ion leakage and malondialdehyde, which is consistent with the findings of other researchers (Khan *et al.*, 2020; Hasanuzzaman *et al.*, 2020). In this study, the amount of proline increased with the increase of salinity levels, and this increase was higher in the salinity-tolerant genotype, including 140Ru rootstock. In addition, in this study, the simultaneous application of salt stress and SNP increased the proline content of grape leaves compared to the application of salt stress alone. In this study, salinity stress significantly increased the amount of glycine-betaine in grape leaves, which has also been observed in the results of other researchers in Summer Black grape variety (Haider *et al.*, 2019). The effect of SNP use on increasing glycine-betaine amount was more pronounced in 140Ru and 1103P rootstocks and Yaghouti cultivar than Bidaneh Sefid at different salinity levels. Interaction of salinity and SNP resulted in a significant increase in the amount of soluble sugars, so that maximum soluble sugars were observed at high salinity level and one mM SNP. According to the results of this research, SNP and salinity treatments increased the amounts of total phenolic compounds in the evaluated grape genotypes, especially in 140Ru rootstock, which is in line with the results reported by Mohammadkhani and Abbaspour (2017).

Conclusion

According to the obtained results, 140Ru and 1103P rootstocks with the least decrease in photosynthetic pigments and leaf relative water content, and the most increase in the amount of compatible osmolytes and total phenolic, as well as the least increase in the amount of electrolyte leakage, malondialdehyde and hydrogen peroxide, respectively, were more tolerant to salinity. By contrast, Bidaneh Sefid cultivar was sensitive to salinity with the highest increase in the amount of ion leakage, malondialdehyde and hydrogen peroxide, as well as the highest decrease in the amount of photosynthetic pigments and leaf relative water content. Use of SNP at different levels of salinity had the best effect compared to the control treatment. In addition to being affected by different salinity levels, SNP was also influenced by the studied cultivars and rootstocks. So that the effect of 1 mM SNP was more than 0.5 mM at both salinity levels, especially 50 mM. Bidaneh Sefid and Yaghouti cultivars were more affected by SNP concentrations than the rootstocks 140Ru and 1103P.



واکنش‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی برخی از ارقام و پایه‌های انگور تحت تیمار سدیم نیتروپروساید در شرایط تنش شوری

فاطمه پیله^۱ | علی عبادی^۲ | ذبیح اله زمانی^۳ | مصباح بابالار^۴

۱. گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج. ایران. رایانامه: fatemehpileh@ut.ac.ir
۲. نویسنده مسئول، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج. ایران. رایانامه: aebadi@ut.ac.ir
۳. گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج. ایران. رایانامه: zzamani@ut.ac.ir
۴. گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج. ایران. رایانامه: mbabalar@ut.ac.ir

اطلاعات مقاله	چکیده
نوع مقاله:	به منظور بررسی تاثیر سدیم نیتروپروساید بر کاهش اثر منفی تنش شوری در چهار رقم و پایه انگور، پژوهشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار انجام شد. قلمه‌های ریشه‌دار شده دو ساله هر چهار رقم و پایه (بیدانه سفید، یاقوتی، 140Ru و 1103P) با سه سطح شوری (شوری در محلول غذایی کرامر) صفر، ۲۵ و ۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم (با هدایت الکتریکی ۱/۳، ۴/۵۰ و ۶/۸۰ دسی‌زیمنس بر متر) و سه سطح سدیم نیتروپروساید، صفر، ۰/۵ و ۱ میلی‌مولار تیمار شدند. نتایج نشان داد که با افزایش سطوح شوری، شاخص‌های محتوای نسبی آب برگ، میزان کلروفیل a، b و کاروتنوئید کل کاهش یافتند. میزان پرولین، گلايسين بتائين، قندهای محلول، مواد فنلی کل، نشت یونی، مالون‌دی‌آلدئید و پراکسید هیدروژن با افزایش سطوح شوری افزایش یافتند. طبق نتایج بدست آمده، کاربرد سدیم نیتروپروساید بخصوص غلظت یک میلی-مولار در شرایط تنش شوری باعث افزایش محتوای نسبی آب برگ، میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی، مواد فنلی کل، پرولین، گلايسين بتائين، قندهای محلول و همچنین کاهش میزان نشت یونی، مالون‌دی‌آلدئید و پراکسید-هیدروژن در ارقام و پایه‌های انگور مورد بررسی گردید. تیمار سدیم نیتروپروساید روی ارقام بیدانه سفید و یاقوتی بیشتر از پایه‌ها تاثیر گذاشت. مطابق با نتایج، رقم بیدانه سفید حساس به شوری بود، در حالی که پایه 140Ru نسبت به ارقام بیدانه سفید، یاقوتی و پایه 1103P به شوری مقاوم‌تر بود.
تاریخ دریافت: ۱۴۰۱/۱۲/۱۵	
تاریخ بازنگری: ۱۴۰۲/۰۷/۲۴	
تاریخ پذیرش: ۱۴۰۲/۰۸/۰۸	
تاریخ انتشار: ۱۴۰۲/۱۰/۰۱	
کلیدواژه‌ها:	
پایه‌های ۱۴۰ Ru و ۱۱۰۳ P	
تنش کلرید سدیم، نیتریک اکسید.	

استناد: پیله، فاطمه؛ عبادی، علی؛ زمانی، ذبیح اله؛ و بابالار، مصباح (۱۴۰۲). واکنش‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی برخی از ارقام و پایه‌های انگور تحت تیمار سدیم نیتروپروساید در شرایط تنش شوری. *نشریه علوم باغبانی ایران*، ۵۴ (۴)، ۶۸۳-۶۶۱. DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.355700.2093>



© نویسندگان.

DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.355700.2093>

ناشر: مؤسسه انتشارات دانشگاه تهران.

مقدمه

کاهش بهره‌وری محصول به دلیل تنش‌های محیطی مختلف، یکی از نگرانی‌های اصلی برای تامین نیازهای رو به رشد برای مواد غذایی است. تنش‌های محیطی از جمله شوری، خشکی، سرما و گرما تا ۷۰ درصد بر بقاء، توسعه زیست توده و عملکرد محصولات تأثیر منفی می‌گذارند (Hashmat et al., 2021). درصد اراضی آسیب دیده در اثر تنش شوری در چند دهه آینده به دلیل کاهش کمیت و کیفیت آب آبیاری و تغییرات آب و هوایی جهانی افزایش خواهد یافت. در حال حاضر حدود ۲۰ درصد از کل زمین‌های کشاورزی آبی جهان را اراضی شور تشکیل می‌دهد و تا سال ۲۰۵۰ به ویژه در مناطق حاصلخیز جهان، مانند منطقه مدیترانه و جنوب آسیا باعث از دست رفتن ۵۰ درصد زمین‌های قابل کشت خواهد شد (Alam et al., 2021).

تنش شوری عمدتاً در دو مرحله روی رشد گیاهان تأثیر می‌گذارد؛ مرحله اول تنش اسمزی، ناشی از رسوب مقادیر زیادی نمک محلول در خاک که باعث کاهش عرضه آب به خاک و گیاه می‌شود. مرحله دوم سمیت یونی، ناشی از تجمع نمک زیاد در داخل گیاه که تعدادی از فرآیندهای متابولیک را مختل می‌کند و در نهایت باعث کاهش قابل توجه در عملکرد گیاه می‌شود (Safdar et al., 2019). گیاه انگور جز گیاهان نیمه حساس به شوری قلمداد می‌شود، به طوری که آستانه تحمل آن به شوری ۲-۱/۵ دسی‌زیمنس بر متر بر آورد شده و در سطح ۱۶ دسی‌زیمنس بر متر از بین می‌رود. از سوی دیگر، عملکرد انگور به شدت تحت تأثیر شوری قرار می‌گیرد، به طوری که به ازای هر واحد افزایش هدایت الکتریکی از آستانه تحمل آن، محصول ۹ درصد کاهش می‌یابد (Zhang et al., 2002). از آن جای که یون‌های محلول باعث کاهش پتانسیل اسمزی آب می‌شوند هدایت الکتریکی برابر با ۲ دسی‌زیمنس بر متر (معادل محلول ۲۰ میلی‌مولار کلرید سدیم)، پتانسیل اسمزی در حدود ۰/۱- مگاپاسکال تولید می‌کند. پتانسیل اسمزی در خاک‌های غیرشور به طور معمول در حدود ۰/۱- مگاپاسکال است. در حالی که، در خاک‌های شور ممکن است این مقدار به کمتر از ۰/۲- مگاپاسکال کاهش یابد. منفی تر شدن پتانسیل اسمزی عصاره خاک باعث اختلال در جذب آب توسط ریشه و افزایش مقاومت هیدرولیکی ریشه به علت مسدود شدن آکوپورین‌ها می‌شود (Munns & Tester, 2008).

در اکثر گیاهان زراعی، اجزای اصلی سمی شوری، سدیم و کلر هستند. این یون‌های سمی با فرآیندهای فیزیولوژیکی طبیعی تداخل می‌کنند که باعث عدم تعادل عناصر غذایی، تغییر سطوح تنظیم‌کننده‌های رشد، افزایش تولید رادیکال‌های آزاد اکسیژن و القای تنش اکسایشی، مهار آنزیمی و اختلال متابولیسمی از جمله فتوسنتز می‌شود که در نهایت مرگ گیاه را در پی دارد. گیاهان از مکانیسم‌های مختلف فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی برای جلوگیری یا کاهش این آثار مخرب در سطح سلولی و بقای خود در خاک‌های شور استفاده می‌کنند (Munns et al., 2020). از این مکانیسم‌ها می‌توان به تعادل و انتقال یون‌ها، فعال شدن آنزیم‌های ضد اکسایشی، سنتز محافظ‌های اسمزی سازگار با وزن مولکولی کم (پرولین، گلایسین بتائین، کربوهیدرات‌های محلول و اسید اسکوربیک) (Haider et al., 2019; Sofy et al., 2020) اشاره نمود که با محافظت از غشاهای سلولی و از بین بردن گونه‌های فعال اکسیژن، تعادل اسمزی را تنظیم می‌کنند، برای هماهنگ کردن این پاسخ‌ها، تغییراتی در شبکه‌های هورمونی و سیگنالینگ گیاه رخ می‌دهد (Munns et al., 2020). از آنجا که شدت آسیب‌های وارد شده به گیاهان در اثر شوری و تنش اکسایشی، در میان گونه‌های مختلف گیاهی، اندام‌های گیاهی یا در مراحل مختلف رشد متفاوت است، عملکرد گونه‌های مختلف گیاهی در میزان سنتز و تجمع این ترکیبات آلی و تغییر در ظرفیت و فعالیت آنزیم‌های ضد اکسایشی در پاسخ به شوری نیز می‌تواند متفاوت باشد (Mohammadkhani & Abbaspour, 2017).

پیشینه تحقیق

مطالعات نشان داده است که تنش شوری با کلرید سدیم در سطوح ۲۵۰-۱۰ میلی‌مولار در برخی ارقام انگور، سبب سنتز ۱۲ اسید آلی، ۱۹ اسید آمینه، ۱۵ نوع قند می‌شود که در تنظیم اسمزی در شرایط تنش نقش دارند (Cramer *et al.*, 2007). در بررسی اثر شوری (صفر، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) در چهار ژنوتیپ انگور، مشخص شده تنش شوری، رشد بوته‌های انگور را به دلیل تجمع سدیم و کلر کاهش می‌دهد و همبستگی مثبتی بین مقدار کلر و سدیم با تجمع مالون‌دی‌آلدئید، محتوای مواد فنلی کل، فعالیت آنزیم‌های ضد اکسایشی و نمک‌های محلول در پهنک برگ وجود دارد (Mohammadkhani *et al.*, 2013). در مطالعه‌ای روی مکانسیم‌های فیزیولوژیکی و مولکولی تحمل برخی پایه‌های درون و بین گونه‌ای انگور به شوری و کلروز ناشی از آهک، نتایج نشان داد که در میزان حساسیت یا تحمل ژنوتیپ‌های مختلف انگور به تنش شوری کلرید سدیم (۵۰ میلی‌مولار) و بی‌کربنات (۵ میلی‌مولار)، اختلاف معنی‌داری وجود دارد و رقم عسگری نسبت به سایر پایه‌های استفاده شده (Ramsey, 1103P, 140Ru و یاقوتی) در شرایط تنش بی‌کربنات برتری نسبی نشان داد (Tahanian, 2019). در دیگر پژوهش انجام گرفته مشخص گردید که پایه 140Ruggeri در مقایسه با پایه K51-40 به طور قابل توجهی کلر بیشتری را در ریشه‌های خود انباشته نمود، در حالی که انباشت کلر در پهنک برگ این پایه به طور معنی‌داری کمتر از پایه K51-40 بود که نشان می‌دهد در این پایه، انباشت کلر عمدتاً از طریق جداسازی کلر در ریشه‌ها همراه با کاهش انتقال کلر از ریشه به برگ صورت می‌گیرد (Walker *et al.*, 2018).

سدیم نیتروپروساید یک ترکیب رها کننده نیتریک^۳ اکسید (NO) است که در مکانسیم‌های پاسخ در برابر تنش‌های غیر زنده از قبیل شوری، دمای پایین، گرما، خشکی و فلزات سنگین دخالت دارد (Fancy *et al.*, 2017; Ghadakchiasl *et al.*, 2017; Sarropoulou & Maloupa, 2017; Hesami *et al.*, 2020). گزارش شده است که کاربرد سدیم نیتروپروساید در شرایط شوری، محتوای نیتریک اکسید درون‌زا را در برگ‌های گلایی افزایش می‌دهد (Yousefi *et al.*, 2019). نیتریک اکسید بسته به غلظت، نوع بافت و سن گیاه و همچنین نوع و سطح تنش اثر محافظتی یا سمی دارد (Hesami *et al.*, 2020). با توجه به گسترش خشکسالی فزاینده در سطح کشور و هم‌زمان شور شدن اراضی زیر کشت، یکی از راه‌های مقابله با این مشکل ارزیابی ژنوتیپ‌ها، ارقام و پایه‌ها اعم از داخلی و یا خارجی و مقایسه آن‌ها با یکدیگر به منظور یافتن ژنوتیپ متحمل‌تر به شرایط شوری موجود می‌باشد. این تحقیق برای اولین بار به مقایسه دو پایه خارجی بین گونه‌ای نسبتاً متحمل به شوری با دو رقم یاقوتی که تحمل بالایی به خشکی دارد و بیدانه سفید که رقم غالب کشور است، پرداخته است. بنابراین اهداف این تحقیق، ارزیابی ارقام و پایه‌های داخلی و خارجی به منظور یافتن پایه متحمل نسبت به شرایط شوری موجود در اراضی زیر کشت انگور و مشخص نمودن مکانیزم تحمل به شوری در آن‌ها بوده است تا در مرحله بعد نسبت به پیوند ارقام تجاری روی آن‌ها اقدام شود.

روش شناسی پژوهش

این پژوهش با سه عامل شامل چهار رقم و پایه انگور (بیدانه سفید، یاقوتی، 140Ru و 1103P)، تنش شوری با سه سطح شوری صفر، ۲۵ و ۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم (که با احتساب املاح موجود در محلول کرامر هدایت الکتریکی آن‌ها به ترتیب به ۱/۳، ۴/۵۰ و ۶/۸۰ دسی‌زیمنس بر متر رسید) و ترکیب سدیم نیتروپروساید در سه سطح (صفر، ۰/۵ و ۱ میلی‌مولار) در سه تکرار به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در فضای آزاد اجرا شد. بعد از کشت قلمه‌ها در ماسه مرطوب، قلمه‌های ریشه‌دار شده به گلدان‌های ۱۰ لیتری با ترکیب کوکوپیت و پرلیت (۳:۱) منتقل شدند. پس از رسیدن به مرحله ۱۰

- 1 *Vitis vinifera*
- 2 Sodium nitroprusside
- 3 Nitric oxide

برگی، تیمارهای شوری همراه با محلول غذایی کرامر (Cramer *et al.*, 2007) دو بار در هفته به گلدان‌ها اعمال شدند (هدایت الکتریکی آب = 0.68 دسی‌زیمنس بر متر، هدایت الکتریکی محلول غذایی قبل از اضافه کردن کلرید سدیم = $1/3$ دسی‌زیمنس بر متر). به منظور جلوگیری از تجمع نمک در بستر کشت گلدان‌ها عمل آبخویی انجام شد. شستشوی کامل محیط ریشه گیاهان با آب معمولی، هفته‌ای یک بار انجام گرفت تا تغییرات هدایت الکتریکی و pH ناشی از تجمع نمک‌ها در بستر کاشت در اثر انجام عمل آبخویی به کم‌ترین حد ممکن رسیده و هدایت الکتریکی متناسب با غلظت نمک اعمال شده باقی بماند و بدین ترتیب افزایش ناشی از تجمع نمک، اثر تجمعی روی آن نداشته باشد. عملیات آبخویی به این طریق عمل می‌شد که بعد از هر سه نوبت آبیاری، مقدار هدایت الکتریکی زهاب گلدان‌ها توسط دستگاه هدایت الکتریکی سنج قلمی (مدل ۸۳۵۱، ساخت شرکت AZ تایوان) اندازه‌گیری و مقدار آب مورد نیاز برای آبخویی گلدان‌ها از رابطه ۱ و ۲ محاسبه و عملیات آبخویی انجام می‌شد (Letey *et al.*, 2011).

$$\text{رابطه ۱)} \quad (1-Lr) / \text{مقدار آب مصرفی} = \text{مقدار آب مورد نیاز برای آبخویی}$$

$$\text{رابطه ۲)} \quad Lr = EC_i / (5EC_e - EC_i)$$

نیاز آبخویی (Lr)، هدایت الکتریکی آب آبیاری (EC_i)، هدایت الکتریکی عصاره خاک (زهاب گلدان‌ها) (EC_e).

اندازه‌گیری هدایت الکتریکی بستر کشت حاوی پرلیت و کوکوپیت:

هدایت الکتریکی ورودی (EC₁) و هدایت الکتریکی خروجی (EC₂) مربوط به هر دو گلدان حاوی غلظت نمک ۲۵ و ۵۰ میلی‌مولار اندازه‌گیری شد. در مورد گلدان حاوی تیمار ۲۵ میلی‌مولار نمک، هدایت الکتریکی ورودی و خروجی به ترتیب ۴/۵۰ و ۴/۵۴ دسی‌زیمنس بر متر ثبت گردید و هدایت الکتریکی ورودی و خروجی مربوط به گلدان حاوی تیمار ۵۰ میلی‌مولار نمک به ترتیب ۶/۸۰ و ۷/۰۷ دسی‌زیمنس بر متر اندازه‌گیری گردید که به ترتیب حاکی از تفاوت ۰/۰۴ و ۰/۲۷ دسی‌زیمنس بر متر بین هدایت الکتریکی ورودی و خروجی تیمارهای ۲۵ و ۵۰ میلی‌مولار نمک می‌باشد.

همزمان با اعمال تیمار شوری، تیمار سدیم نیتروپروساید در سه سطح (صفر، ۰/۵ و ۱ میلی‌مولار) به شکل محلول‌پاشی برگ‌گی در سه مرحله زمانی اعمال گردید: مرحله اول یک هفته قبل از زمان شروع تنش شوری، مرحله دوم یک هفته بعد از شروع تنش شوری و مرحله سوم دو هفته بعد از اعمال تنش شوری. پس از گذشت شش هفته از آغاز تیمار شوری، نمونه‌های برگ‌گی برداشت (Minazadeh *et al.*, 2018) و برای سنجش شاخص‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی به آزمایشگاه تحقیقاتی علوم باغبانی دانشگاه تهران منتقل شدند.

اندازه‌گیری صفات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی

محتوای نسبی آب برگ

جهت اندازه‌گیری محتوای نسبی آب برگ از روش (Turner (1981) با کمی تغییر استفاده گردید. بدین منظور، با استفاده از پانچ، ۵ تا ۷ تکه برگ تازه به قطر ۸ میلی‌متر برش داده شدند و سریعاً وزن گردیدند. سپس تکه‌های برگ درون پتری‌های درب‌دار حاوی آب مقطر در دمای اتاق و نور کم به مدت ۲ تا ۳ ساعت به طوری که شناور باشند قرار داده شدند و پس از این مدت تکه‌های برگ از آب مقطر خارج و درون دستمال کاغذی قرار گرفتند (تا آب سطحی موجود روی نمونه‌ها گرفته شود)، سپس نمونه‌ها را وزن کرده تا وزن آماس نمونه‌ها مشخص گردد در مرحله بعد تکه‌های برگ به مدت ۲۴ ساعت درون آون با دمای ۸۰+ درجه سلسیوس قرار گرفتند تا کاملاً خشک شوند سپس با استفاده از رابطه ۳ محتوای نسبی آب برگ به دست آمد.

$$RWC = \{(W_F - W_D) / (W_T - W_D)\} * 100 \quad \text{رابطه ۳}$$

به طوری که در رابطه بالا RWC درصد محتوای نسبی آب برگ، W_F وزن تر برگ، W_D وزن خشک برگ و W_T وزن آماس برگ می‌باشند.

نشت یونی غشای برگ

جهت اندازه‌گیری نشت یونی غشای برگ از روش (Luttes *et al.*, 1995) استفاده شد. برای اندازه‌گیری این صفت، ۵ قطعه برگ به قطر ۸ میلی‌متر از هر تیمار برداشته و به فالكون‌های ۵۰ میلی‌لیتری حاوی ۱۵ میلی‌لیتر آب مقطر دوبار تقطیر منتقل شدند. سپس فالكون‌ها به مدت ۲۴ ساعت در دمای اتاق روی شیکر قرار داده شد و بعد از این مدت با استفاده از دستگاه هدایت الکتریکی سنج، هدایت الکتریکی اولیه آن‌ها اندازه‌گیری شد. سپس فالكون‌های حاوی نمونه‌ها به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۱۲۱ درجه سلسیوس و فشار ۱ اتمسفر اتوکلاو شدند و پس از خنک شدن فالكون‌های حاوی نمونه‌ها تا دمای اتاق، مجدداً هدایت الکتریکی (هدایت الکتریکی ثانویه) آن‌ها اندازه‌گیری و میزان نشت یونی غشای برگ از طریق رابطه ۴ محاسبه گردید.

$$EL = (EC_1 / EC_2) * 100 \quad \text{رابطه ۴}$$

به طوری که EL درصد نشت یونی غشای برگ، EC_1 هدایت الکتریکی اولیه و EC_2 هدایت الکتریکی ثانویه می‌باشد.

رنگیزه‌های فتوسنتزی

به منظور اندازه‌گیری رنگیزه‌های فتوسنتزی از روش (Bushmann & Lichtenhaler 2001) استفاده شد. بدین منظور، ۰/۱ گرم از بافت تر برگ وزن و رنگیزه‌های آن توسط استون ۸۰ درصد (۸۰ میلی‌لیتر استون + ۲۰ میلی‌لیتر آب مقطر) استخراج شد. پس از سانتریفیوژ در ۶۰۰۰ دور در دقیقه، جذب در طول موج‌های ۶۶۳ نانومتر (کلروفیل a)، ۶۴۵ نانومتر (کلروفیل b) و ۴۷۰ نانومتر (کاروتنوئید کل) با استفاده از پلیتریدر (مدل EON، ساخت شرکت بیوتک، آمریکا) قرائت شد و در نهایت غلظت کلروفیل a، کلروفیل b و کاروتنوئید کل به ترتیب با استفاده از رابطه‌های ۵، ۶ و ۷ بر حسب میلی‌گرم بر وزن تر نمونه به دست آمد.

$$Chl.a = [(12.7 \times A_{663}) - (2.69 \times A_{645})] \times V / 1000 \times W \quad \text{رابطه ۵}$$

$$Chl.b = [(22.9 \times A_{645}) - (4.69 \times A_{663})] \times V / 1000 \times W \quad \text{رابطه ۶}$$

$$Car = [(7.6 \times A_{470}) - (14.9 \times A_{510})] \times V / 1000 \times W \quad \text{رابطه ۷}$$

در روابط بالا A میزان جذب در طول موج مورد نظر، V حجم نهایی استون ۸۰ درصد بر حسب میلی‌لیتر و W وزن برگ تازه بر حسب گرم می‌باشد.

مالون‌دی‌آلدئید

برای تعیین میزان مالون‌دی‌آلدئید از روش (Heath & Packer, 1968) استفاده شد. برای اندازه‌گیری این شاخص، ۰/۲ گرم از نمونه برگ وزن کرده و سپس مقدار ۱/۵ میلی‌لیتر محلول تری‌کلرواستیک‌اسید به آن‌ها اضافه، و به مدت ۲۰ دقیقه در ۱۳۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شدند. در مرحله بعد به ۰/۵ میلی‌لیتر از محلول روشناور، ۱ میلی‌لیتر محلول حاوی (۰/۵ درصد تری‌بوتیل‌آمین و ۲۰ درصد تری‌کلرواستیک‌اسید) اضافه گردید، و نمونه‌ها به مدت ۲۵ دقیقه در دمای ۹۵ درجه سلسیوس آنکوبه شدند، سپس جذب توسط دستگاه پلیتریدر (مدل EON، ساخت شرکت بیوتک، آمریکا) در طول موج‌های ۵۳۲-۶۴۵ و ۶۰۰ نانومتر قرائت شد و با استفاده از رابطه ۸، میزان مالون‌دی‌آلدئید بر حسب میکرومول بر لیتر بدست آمد.

$$MDA = 6.45 (A_{532} - A_{600}) - 0.56A_{450} \quad \text{رابطه ۸}$$

MDA = میزان مالون‌دی‌آلدئید

پراکسید هیدروژن

از روش Velikova *et al.* (2000) برای اندازه‌گیری میزان پراکسید هیدروژن استفاده شد. ابتدا ۰/۱ گرم نمونه تر وزن شد، سپس ۵ میلی‌لیتر محلول تری کلرواستیک اسید به غلظت ۰/۱ درصد به نمونه‌ها اضافه و سپس در ۱۲۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۵ دقیقه و دمای ۴ درجه سیلسیوس سانتریفیوژ شد. در مرحله بعد به ۰/۵ میلی‌لیتر از محلول روشناور، ۰/۵ میلی‌لیتر بافر پتاسیم فسفات ۱۰ میلی‌مولار با pH=10 و یک میلی‌لیتر یدید پتاسیم ۱ مولار اضافه شد. سپس میزان جذب نمونه‌ها در طول موج ۳۹۰ نانومتر توسط دستگاه پلیتریدر (مدل EON، ساخت شرکت بیوتک، آمریکا) خوانده شد.

پرولین

برای اندازه‌گیری میزان پرولین از روش Paquin & Lechasseur (1979) با کمی تغییر استفاده شد. بدین منظور، مقدار ۰/۱ گرم برگ تر توزین و ۲ میلی‌لیتر اسید سولفوسالیسیلیک ۳ درصد به آن اضافه شد. بعد از آن نمونه‌ها در ۱۳۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه در دمای ۲۵ درجه سیلسیوس سانتریفیوژ شدند. در مرحله بعد به ۵۰۰ میکرولیتر از محلول روشناور، ۵۰۰ میکرولیتر ناین‌هیدرین و همچنین ۵۰۰ میکرولیتر استیک اسید اضافه شد و نمونه‌ها به مدت ۱ ساعت در حمام آب گرم (۹۵ درجه سیلسیوس) قرار گرفتند. بعد نمونه‌ها به سرعت توسط آب سرد، سرد شدند، سپس با طول موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه پلیتریدر (مدل EON، ساخت شرکت بیوتک، آمریکا) قرائت شد. برای رسم منحنی استاندارد پرولین و محاسبه مقدار پرولین موجود در نمونه‌ها از پرولین خالص (L-proline، شرکت سیگما-آلدریج)، در مقادیر مختلف (صفر-۵، ۱۲/۵-۲۵، ۳۷/۵-۵۰ و ۷۵ میکرولیتر از محلول پرولین ۲ میلی‌مولار) استفاده شد.

گلاسین بتائین

برای اندازه‌گیری میزان گلاسین بتائین از روش Grieve & Grattan (1983) استفاده شد. مرحله اول: به ۰/۵ گرم برگ خشک و پودر شده ۲۰ میلی‌لیتر آب دیونیزه شده اضافه گردید و به مدت ۴۸ ساعت در دمای اتاق روی شیکر قرار گرفت. سپس از کاغذ صافی عبور داده شد و محلول حاصل تا روز اندازه‌گیری درون فریزر با دمای ۲۰- درجه سیلسیوس قرار داده شد. مرحله دوم: در این مرحله نمونه‌های منجمد شده از فریزر خارج و ذوب شدند، سپس با اسید سولفوریک دو نرمال به نسبت ۱:۱ در تیوب‌های ۲ میلی‌لیتری رقیق شدند (۲۵۰ میکرولیتر از عصاره گیاهی و ۲۵۰ میکرولیتر اسید سولفوریک دو نرمال)، پس از آن تیوب‌های ۲ میلی‌لیتری در آب یخ به مدت ۶۰ دقیقه سرد شدند. بعد به مقدار ۲۰۰ میکرولیتر یدید پتاسیم سرد به محلول اضافه شد و محلول به آرامی ورتکس شد. در پایان این مرحله نمونه‌ها به مدت ۲۴ ساعت درون یخچال با دمای ۲±۲ درجه سیلسیوس قرار داده شدند. مرحله سوم: بعد از سپری شدن مدت نگهداری در یخچال، نمونه‌ها به مدت ۱۵ دقیقه در ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه و در دمای صفر درجه سیلسیوس سانتریفیوژ شدند. سپس روشناور دور ریخته شد و کریستال‌های پدیدار شده در ۹ میلی‌لیتر دی‌کلرواتان حل شد و بعد به مدت ۲ تا ۲/۵ ساعت محلول در دمای اتاق نگاه‌داری شد. میزان ۳۰۰ میکرولیتر از محلول را در چاهک پلیت ریخته شد و جذب توسط دستگاه پلیتریدر (مدل EON، ساخت شرکت بیوتک، آمریکا) در طول موج ۳۶۵ نانومتر قرائت شد.

قندهای محلول

از روش Sheligl (1986) برای اندازه‌گیری میزان قندهای محلول استفاده شد. به مقدار ۰/۱ گرم از برگ خشک شده ۱۵ میلی‌لیتر اتانول ۸۰ درصد اضافه گردید و به مدت ۱۰ دقیقه در ۳۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. (بخش مایع جدا شده برای اندازه‌گیری قند و بخش جامد باقیمانده برای اندازه‌گیری نشاسته نگاه‌داری شدند. برای تهیه استوک استانداردها ابتدا محلول ۱۰۰۰ پی‌پی‌ام گلوکز تهیه شد و سپس برای استانداردهای ۲۰، ۴۰، ۶۰ و ۸۰ پی‌پی‌ام به ترتیب مقدار ۱، ۲، ۳ و ۴ میلی‌لیتر از

محلول ۱۰۰۰ پی‌پی‌ام برداشته و در بالن ژوژه ۵۰ میلی‌لیتری حجم آن با آب مقطر به ۵۰ میلی‌لیتر رسانده شد. سپس با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر، مقدار جذب آن‌ها قرائت و منحنی استاندارد رسم گردید. سپس فاکتورهای حاوی عصاره به مدت ۲۴ ساعت در آون با دمای ۵۰ درجه سانتی‌گراد نگهداری شدند تا اتانول آن‌ها تبخیر شود. پس از تبخیر الکل، فقط جرم زرد رنگ یا سفید رنگی در کف پتری‌ها باقی ماند، که با ۴۰ میلی‌لیتر آب مقطر شستشو داده و درون فاکتور ۵۰ میلی‌لیتر ریخته شد. به منظور حذف رسوبات اضافی و ترکیبات دیگر، مقدار ۵ میلی‌لیتر از محلول ۵ درصد سولفات روی و ۴/۷ میلی‌لیتر از محلول هیدروکسیدباریم ۰/۳ نرمال و کاملاً ورتکس شده به فاکتورها اضافه شد. فاکتورها به مدت ۱۰ دقیقه در ۳۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شدند. مقدار ۲ میلی‌لیتر از عصاره بخش مایع بعد از سانتریفیوژ به فاکتور ۱۵ میلی‌لیتر منتقل شد. به هر لوله آزمایش ابتدا ۱ میلی‌لیتر از محلول ۵ درصد فنل و سپس مقدار ۵ میلی‌لیتر اسید سولفوریک ۹۸ درصد اضافه شد. در آخر جذب نمونه‌ها با دستگاه پلیت‌ریدر (مدل EON، ساخت شرکت بیوتک، آمریکا) با طول موج ۴۸۵ نانومتر قرائت شد (رابطه ۹).

$$E = \{(C * D * V) / (DM * 106)\} * 1000 \quad \text{رابطه ۹}$$

در این رابطه E درصد قند محلول بر حسب میلی‌گرم بر وزن خشک، C غلظت قند محلول بر حسب میلی‌گرم در لیتر، D درجه رقت (در این روش ۲۵ می‌باشد)، V حجم نهایی عصاره و DM وزن خشک نمونه است.

مواد فنلی کل

برای تهیه عصاره متانولی، عصاره به روش Singleton & Rossi (1965) با کمی تغییر استخراج شد. بدین صورت که مقدار ۱۰۰ میلی‌گرم برگ خشک شده و یک میلی‌لیتر متانول ۸۰ درصد در میکروتیوب‌های ۲ میلی‌لیتری به مدت ۲۴ ساعت رو شیکر تکان داده شد، سپس به مدت ۱۵ دقیقه در ۱۳۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد و عصاره روشناور جدا شده به تیوب‌های ۲ میلی‌لیتری جدید منتقل گردید. به دنبال آن، میزان ۱۰ میکرولیتر از عصاره متانولی را در چاهک پلیت ریخته سپس ۱۵۰ میکرولیتر معرف فولین سیوکالتو (۱۰ درصد رقیق شده در آب) اضافه شد. و بعد از ۵ دقیقه به میزان ۱۵۰ میکرولیتر کربنات سدیم ۷/۵ درصد به آن اضافه شد. پس از اینکه نمونه‌ها به مدت ۳۰ دقیقه در دمای اتاق و در تاریکی قرار داده شدند، میزان جذب آن‌ها در طول موج ۷۶۵ نانومتر توسط دستگاه پلیت‌ریدر (مدل EON، ساخت شرکت بیوتک، آمریکا) قرائت گردید. داده‌های حاصل از آزمایش با استفاده از نرم افزار آماری SAS (۹/۱)، مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفت و برای مقایسه میانگین‌ها از روش آزمون چند دامنه‌ای دانکن استفاده گردید.

یافته‌های پژوهش

صفات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی

محتوای نسبی آب برگ

طبق نتایج حاصل، محتوای نسبی آب برگ‌های انگور در شرایط شوری بخصوص در غلظت ۵۰ میلی‌مولار کاهش یافت که این میزان از دست‌دهی آب برگ‌ها در رقم بیدانه سفید با کاهش ۱۰/۹۶ درصد نسبت به شاهد، بالاترین میزان کاهش را داشت، این در حالی است که در غلظت مشابه رقم یاقوتی و پایه 140Ru کمترین میزان از دست‌دهی آب برگ‌ها را داشتند. همچنین، نتایج نشان می‌دهد که سدیم نیتروپروساید بستگی به ارقام و پایه‌ها و سطوح نمک، باعث کاهش اثر منفی شوری بر محتوای نسبی آب برگ‌ها شد، به طوری که اثر هر دو غلظت ۰/۵ و یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید بر محتوای نسبی آب برگ فقط در سطح نمک ۵۰ میلی‌مولار باعث کاهش اثر منفی شوری شد، اگرچه در پایه 1103P غلظت یک میلی‌مولار این ترکیب تأثیری بر سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار نداشت (جدول ۱).

رنگیزه‌های فتوسنتزی

میزان کلروفیل a و b برگ

نتایج مقایسه میانگین‌ها نشان داد که میزان کلروفیل a و b تحت تاثیر سطوح مختلف شوری کاهش یافتند. این میزان کاهش کلروفیل a و b در رقم بیدانه سفید، بیشترین و در پایه 140Ru کمترین کاهش را داشتند. به طوری که میزان کاهش کلروفیل a در رقم بیدانه سفید بدون کاربرد سدیم نیتروپروساید، در تیمار شوری ۵۰ میلی‌مولار در مقایسه با شاهد بیدانه سفید، ۴۵/۷۲ درصد بود و کاربرد غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید برای سطح نمک ۵۰ میلی‌مولار باعث شد میزان کاهش به ۲۲/۷۳ درصد نسبت به شاهد بیدانه سفید برسد. در حالی که میزان کاهش کلروفیل a در پایه 140Ru، در شوری ۵۰ میلی‌مولار، ۵/۴۵ درصد، در مقایسه با شاهد 140Ru بود، کاربرد غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید در تیمار شوری ۵۰ میلی‌مولار نیز باعث افزایش کلروفیل a به میزان ۴/۲۸ درصد نسبت به شاهد 140Ru شد (جدول ۱).

میزان کاهش کلروفیل b در پایه 140Ru، بدون کاربرد سدیم نیتروپروساید، در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، ۱۳/۸۸ درصد در مقایسه با شاهد 140Ru بود، اما با کاربرد سدیم نیتروپروساید، با غلظت یک میلی‌مولار، میزان این شاخص در این پایه، در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، ۳۳/۱۵ درصد در مقایسه با شاهد 140Ru افزایش نشان داد. در رقم بیدانه سفید، میزان کاهش کلروفیل b، بدون کاربرد سدیم نیتروپروساید، در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، ۴۹/۸۱ درصد در مقایسه با شاهد بیدانه سفید بود، اما با کاربرد غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید، در شوری ۵۰ میلی‌مولار، این میزان کاهش به ۲۳/۵۸ درصد رسید (جدول ۱). بر طبق نتایج کلی، هر دو غلظت بکار برده شده سدیم نیتروپروساید بخصوص غلظت ۱ میلی‌مولار در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار باعث افزایش میزان کلروفیل a و b در همه ارقام و پایه‌های مورد ارزیابی شد (جدول ۱).

کاروتنوئید کل برگ

طبق نتایج این پژوهش، میزان کاروتنوئید برگ در هر چهار ژنوتیپ مورد ارزیابی انگور، با افزایش سطوح شوری کاهش یافت. این کاهش میزان کاروتنوئید کل در رقم بیدانه سفید، بیشترین و در پایه 140Ru، کمترین بود. میزان کاهش کاروتنوئید کل در رقم بیدانه سفید بدون کاربرد سدیم نیتروپروساید، در تیمار شوری ۵۰ میلی‌مولار، ۳۴/۸۶ درصد، در مقایسه با شاهد بیدانه سفید بود که کاربرد غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید برای سطح نمک ۵۰ میلی‌مولار باعث شد میزان کاهش به ۴/۸۶ درصد نسبت به شاهد بیدانه سفید برسد. در حالی که میزان کاهش کاروتنوئید کل در پایه 140Ru، در شوری ۵۰ میلی‌مولار، ۸/۰۶ درصد، در مقایسه با شاهد 140Ru بود. کاربرد غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید در تیمار شوری ۵۰ میلی‌مولار نیز باعث افزایش کاروتنوئید کل به میزان ۲۴/۶۹ درصد نسبت به شاهد 140Ru شد (جدول ۱).

نشت یونی غشا برگ

میزان نشت یونی غشا یاخته‌های برگ، در سطوح متفاوت شوری، در رقم بیدانه سفید بیشتر از سایر ژنوتیپ‌های مورد ارزیابی انگور بود، به طوری که این میزان افزایش در رقم بیدانه سفید از ۲۵/۱۴ درصد (شاهد بیدانه سفید) به ۸۰/۶۹ درصد (۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) رسید و پایه 1103P کمترین میزان افزایش را داشت که این افزایش هم از لحاظ آماری معنی‌دار نبود. غلظت ۰/۵ و ۱ میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار باعث کاهش میزان نشت یونی غشا یاخته‌های برگ در پایه 140Ru از ۴۳/۶۴ درصد به ۲۸/۴۲ و ۲۹/۰۵ درصد شد و در رقم یاقتی غلظت ۰/۵ میلی‌مولار این ترکیب در همان سطح شوری یکسان باعث کاهش میزان نشت یونی از ۴۶/۴۱ درصد به ۳۳/۶۳ درصد در مقایسه با شاهد هر کدام شد. در حالی که، کاربرد سدیم نیتروپروساید بر شاخص نشت یونی پایه 1103P و رقم بیدانه سفید در شرایط شوری بی تاثیر بود (جدول ۱).

میزان مالون‌دی‌آلدئید برگ

میزان مالون‌دی‌آلدئید برگ با افزایش سطوح شوری بخصوص در شوری ۵۰ میلی‌مولار، افزایش چشم‌گیری داشت. این میزان افزایش مالون‌دی‌آلدئید در رقم بیدانه سفید با میزان ۵۱/۳۳ درصد نسبت به رقم یاقوتی و پایه‌ها، در تیمار شوری با اختلاف بیشتری در مقایسه با شاهد بیدانه سفید افزایش پیدا کرد، در حالی که میزان مالون‌دی‌آلدئید برگ، در پایه 140Ru، ۳۰/۸۷ درصد، در پایه 1103P، ۳۶/۶۹ درصد و در رقم یاقوتی هم ۴۲/۵۹ درصد نسبت به شاهد هر کدام در شوری ۵۰ میلی‌مولار، افزایش یافت (جدول ۱). کاربرد سدیم نیتروپروساید تأثیر خوبی بر کاهش میزان مالون‌دی‌آلدئید برگ در هر دو سطوح شوری داشت. غلظت ۱ میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید نسبت به غلظت ۰/۵ میلی‌مولار، بیشترین تأثیر را در کاهش میزان مالون‌دی‌آلدئید بخصوص در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار برای همه ژنوتیپ‌های مورد ارزیابی داشت. به طوری که با کاربرد سدیم نیتروپروساید، با غلظت یک میلی‌مولار در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، میزان افزایش مالون‌دی‌آلدئید برگ در پایه 140Ru، به ۴/۶۰ درصد، در پایه 1103P، به ۳/۵۹ درصد، در رقم یاقوتی به ۶/۱۷ درصد و در رقم بیدانه سفید به ۲۴/۵۹ درصد نسبت به شاهد هر کدام رسید (جدول ۱).

میزان پراکسید هیدروژن برگ

نتایج این پژوهش نشان داد که تیمار شوری به طور معنی‌داری باعث افزایش میزان پراکسید هیدروژن گردید، به طوری که در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، بیشترین میزان افزایش پراکسید هیدروژن در رقم بیدانه سفید (۶۴/۱۹ درصد نسبت به شاهد بیدانه سفید) و کمترین آن در پایه 140Ru، (۸/۸۸ درصد نسبت به شاهد 140Ru)، حاصل شد. این میزان افزایش برای پایه 1103P، ۲۴/۴۱ درصد و رقم یاقوتی ۱۴/۲۸ درصد نسبت به شاهد هر کدام بود (جدول ۱). کاربرد سدیم نیتروپروساید، فقط برای سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، به میزان زیادی توانست از اثر منفی شوری کاسته و میزان پراکسید هیدروژن را کم نماید، اما در رقم یاقوتی کاربرد سدیم نیتروپروساید برای هر دو سطوح شوری موثر بود (جدول ۱). کاربرد غلظت ۰/۵ میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید، در پایه 140Ru، باعث شد میزان پراکسید هیدروژن در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، ۱۲/۲۲ درصد نسبت به شاهد 140Ru کاهش پیدا کند. در رقم یاقوتی، غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید برای سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار باعث شد میزان افزایش این شاخص به حد شاهد یاقوتی برسد. در رقم بیدانه سفید، غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، توانست میزان افزایش پراکسید هیدروژن را به ۱۱/۱۱ درصد نسبت به شاهد بیدانه سفید برساند که بیشترین تأثیر سدیم نیتروپروساید بر این رقم بود. اما پایه 1103P، در شرایط شوری تحت تأثیر این ترکیب قرار نگرفت (جدول ۱).

جدول ۱. مقایسه میانگین برخی خصوصیات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی چهار رقم و پایه انگور در سطوح مختلف شوری و سدیم نیتروپروساید

پایه ها و ارقام	کلرید سدیم (میلی مولار)	سدیم نیتروپروساید (میلی مولار)	محتوای نسبی آب (درصد)	کلروفیل a (میلی گرم/گرم وزن تر)	کلروفیل b (میلی گرم/گرم وزن تر)	کاروتنوئید کل (میلی گرم/گرم وزن تر)	نشست یونی (درصد)	مالون دی آلدئید (میکرومول/گرم وزن تر)	پراکسید هیدروژن (میکرومول/گرم وزن تر)
				۱/۳ ^{a-c}	۰/۱۸۷ ^{i-l}	۰/۲۵۲ ^{p-r}	۳۰/۴۷ ^{h-k}	۲/۱۷ ^{b-g}	۳۰/۰۰ ^{g-n}
صفر	۰/۵	۰/۵	۸۴/۲۵ ^{c-g}	۱/۳۳ ^{b-f}	۰/۱۶۴ ^{l-m}	۰/۲۰۹ ^{tu}	۲۸/۱ ^{h-k}	۱/۷۸ ^{b-l}	۳۵/۶۶ ^{b-e}
	۱/۰	۱/۰	۸۱/۲۳ ^{h-k}	۱/۲ ^{b-f}	۰/۱۷۹ ^{j-l}	۰/۳۴۳ ^{rs}	۳۲/۷۳ ^{g-i}	۳/۰۹ ^a	۳۲/۶۶ ^{d-i}
	۰/۵	۰/۵	۸۴/۲۱ ^{c-g}	۱/۳۳ ^{b-f}	۰/۱۷۰ ^{k-m}	۰/۳۴۷ ^{q-s}	۳۰/۵۵ ^{h-k}	۲/۳۶ ^{bc}	۳۲/۳۳ ^{d-j}
۱۴۰Ru	۲۵	۲۵	۸۰/۱۶ ^{i-k}	۱/۱۵ ^{c-g}	۰/۱۳۳ ^{n-p}	۰/۱۶۴ ^{wx}	۳۲/۳۳ ^{g-j}	۲/۳ ^{b-d}	۳۴/۰۰ ^{c-h}
	۱/۰	۱/۰	۸۰/۶۳ ^{h-k}	۱/۱۷ ^{b-f}	۰/۱۴۷ ^{m-o}	۰/۲۰۰ ^{uv}	۳۱/۳ ^{g-k}	۲/۳۳ ^{b-f}	۳۱/۶۶ ^{d-l}
	۰/۵	۰/۵	۷۹/۹۳ ^{i-k}	۱/۲۳ ^{b-f}	۰/۱۶۱ ^{l-n}	۰/۳۳۳ ^{rs}	۴۳/۶۴ ^{de}	۲/۸۴ ^a	۳۲/۶۶ ^{d-i}
۵۰	۵۰	۵۰	۸۱/۶۳ ^{f-j}	۱/۲۹ ^{a-c}	۰/۲۳۱ ^{e-g}	۰/۳۰۹ ^{kl}	۲۸/۴۱ ^{h-k}	۲/۲۸ ^{b-e}	۲۶/۳۳ ^{no}
	۱/۰	۱/۰	۸۱/۷۵ ^{f-j}	۱/۳۵ ^{a-c}	۰/۲۳۹ ^{c-e}	۰/۳۱۵ ^{kl}	۲۹/۰۵ ^{h-k}	۲/۲۷ ^{b-e}	۳۴/۲۳ ^{b-g}
			۸۳/۵۱ ^{d-h}	۱/۲۷ ^{b-e}	۰/۱۶۱ ^{l-n}	۰/۳۴۴ ^{q-s}	۲۴/۹ ^k	۱/۳۹ ^m	۲۸/۶۶ ⁱ⁻ⁿ
صفر	۰/۵	۰/۵	۸۳/۲۳ ^{e-h}	۰/۹۸ ^{f-h}	۰/۱۰۳ ^d	۰/۱۴۷ ^x	۳۳/۹۱ ^{g-i}	۲/۴۳ ^b	۲۹/۶۶ ^{h-n}
	۱/۰	۱/۰	۸۲/۵۶ ^{e-i}	۱/۳۳ ^{a-c}	۰/۲۱۷ ^{g-i}	۰/۲۵۹ ^{op}	۳۹/۹۷ ^{h-k}	۲/۲۱ ^{b-f}	۲۸/۶۶ ⁱ⁻ⁿ
	۰/۵	۰/۵	۸۲/۳۴ ^{e-i}	۱/۲۱ ^{b-f}	۰/۱۴۷ ^{m-o}	۰/۲۳۳ ^{rs}	۲۷/۴۷ ^{i-k}	۱/۸۳ ^{g-k}	۳۰/۰۰ ^{g-n}
۱۱۰۲P	۲۵	۲۵	۷۹/۳۳ ^{jk}	۱/۲۱ ^{b-f}	۰/۱۲۲ ^{o-q}	۰/۱۸۱ ^{vw}	۳۴/۴۳ ^{f-i}	۱/۴۶ ^{lm}	۴۳/۶۶ ^a
	۱/۰	۱/۰	۸۴/۴۰ ^{b-f}	۱/۱۴ ^{c-g}	۰/۱۲۲ ^{o-q}	۰/۲۲۴ st	۲۸/۳۴ ^{h-k}	۱/۴۹ ^{k-m}	۴۴/۰۰ ^a
	۰/۵	۰/۵	۷۴/۷۰ ^l	۱/۱۷ ^{b-f}	۰/۱۱۳ ^{p-q}	۰/۱۹۲ ^{uv}	۳۹/۲۸ ^{h-k}	۱/۹ ^{f-j}	۳۵/۶۶ ^{b-e}
۵۰	۵۰	۵۰	۸۰/۸۸ ^{h-k}	۱/۱۳ ^{c-g}	۰/۱۰۳ ^d	۰/۱۶۴ ^{wx}	۳۹/۰۷ ^{h-k}	۱/۷۹ ^{h-l}	۳۸/۳۳ ^{bc}
	۱/۰	۱/۰	۷۴/۷۰ ^l	۱/۲۸ ^{a-c}	۰/۱۶۶ ^{lm}	۰/۲۶۹ ^{n-p}	۳۹/۷۹ ^{h-k}	۱/۴۴ ^{lm}	۳۱/۳۳ ^{e-m}
			۸۴/۲۳ ^{c-g}	۱/۴۳ ^{ab}	۰/۲۷۸ ^{bc}	۰/۴۰۳ ^h	۲۵/۴۵ ^{jk}	۱/۶۶ ^{j-m}	۲۸/۰۰ ^{j-n}
صفر	۰/۵	۰/۵	۸۱/۴۸ ^{g-j}	۰/۸۹ ^{gh}	۰/۲۰۰ ^{g-j}	۰/۴۱۱ ^{gh}	۴۲/۴۹ ^{de}	۲/۱۱ ^{b-h}	۳۰/۳۳ ^{g-n}
	۱/۰	۱/۰	۸۷/۲۸ ^{ab}	۱/۱۹ ^{b-f}	۰/۲۳۰ ^{e-g}	۰/۳۸۲ ^{ij}	۴۱/۳ ^{d-f}	۱/۷۹ ^{h-l}	۲۲/۶۶ ^o
	۰/۵	۰/۵	۸۳/۲۳ ^{e-h}	۱/۳۰ ^{a-d}	۰/۲۱۴ ^{f-h}	۰/۳۳۴ ^k	۳۰/۳۴ ^{h-k}	۲/۰۷ ^{c-i}	۳۱/۰۰ ^{f-m}
۲۵	۲۵	۲۵	۸۲/۱۸ ^{e-j}	۱/۳۳ ^{b-f}	۰/۱۹۶ ^{h-k}	۰/۲۸۵ ^{mn}	۲۵/۲۱ ^{jk}	۱/۹ ^{f-j}	۲۸/۳۳ ⁱ⁻ⁿ
	۱/۰	۱/۰	۸۱/۷۳ ^{f-j}	۱/۳۳ ^{a-c}	۰/۳۴۴ ^{d-f}	۰/۳۶۱ ⁿ	۲۵/۲۳ ^{jk}	۱/۸۳ ^{g-k}	۲۷/۳۳ ^{l-n}
	۰/۵	۰/۵	۷۹/۷۵ ^{i-k}	۱/۲۸ ^{a-d}	۰/۱۶۱ ^{l-n}	۰/۲۷۸ ^{m-o}	۴۶/۴۱ ^d	۲/۳۱ ^{b-d}	۳۲/۰۰ ^{d-k}
۵۰	۵۰	۵۰	۸۴/۸۷ ^{b-e}	۱/۳۶ ^{a-c}	۰/۲۱۴ ^{f-h}	۰/۲۹۹ ^{lm}	۳۳/۶۳ ^{g-i}	۱/۹۴ ^{e-j}	۲۷/۶۶ ^{k-n}
	۱/۰	۱/۰	۸۰/۸۵ ^{h-k}	۱/۴۰ ^{a-c}	۰/۲۴۹ ^{c-e}	۰/۳۹۵ ^{hi}	۳۷/۸۳ ^{e-g}	۱/۷۳ ^{i-m}	۲۸/۰۰ ^{j-n}
			۸۸/۱۴ ^a	۱/۵۴ ^a	۰/۳۷۴ ^a	۰/۵۷۴ ^a	۲۵/۱۴ ^{jk}	۱/۸۷ ^{f-j}	۲۷/۰۰ ^{m-o}
صفر	۰/۵	۰/۵	۸۶/۲۶ ^{a-d}	۰/۸۵ ^h	۰/۲۱۹ ^{f-h}	۰/۴۹۴ ^d	۳۵/۱۹ ^{f-h}	۱/۵۹ ^{j-m}	۴۴/۰۰ ^a
	۱/۰	۱/۰	۸۴/۷۳ ^{b-e}	۰/۹۸۸ ^{f-h}	۰/۲۱۹ ^{f-h}	۰/۴۲۹ ^{fg}	۴۸/۲۸ ^d	۱/۹۳ ^{e-j}	۳۸/۶۶ ^b
	۰/۵	۰/۵	۸۶/۲۸ ^{a-d}	۱/۰۱ ^{e-h}	۰/۲۵۰ ^{c-e}	۰/۴۲۴ ^{fg}	۶۶/۲۳ ^c	۲/۳۶ ^{bc}	۳۰/۶۶ ^{g-n}
۲۵	۲۵	۲۵	۸۶/۵۴ ^{a-c}	۱/۲۸ ^{a-d}	۰/۲۶۴ ^{b-d}	۰/۴۴۱ ^f	۸۳/۲۴ ^b	۲ ^{d-i}	۳۶/۰۰ ^{b-d}
	۱/۰	۱/۰	۸۰/۹۳ ^{h-k}	۱/۳۴ ^{a-c}	۰/۲۸۵ ^b	۰/۴۷۰ ^e	۸۳/۰۲ ^b	۲/۲ ^{b-f}	۳۱/۳۳ ^{e-m}
	۰/۵	۰/۵	۷۸/۴۸ ^k	۰/۸۳ ^h	۰/۱۸۷ ^{i-l}	۰/۳۷۱ ^j	۸۰/۶۹ ^b	۲/۸۳ ^a	۴۴/۳۳ ^a
۵۰	۵۰	۵۰	۸۳/۱۴ ^{e-h}	۱/۰۳ ^{d-h}	۰/۲۵۴ ^{c-e}	۰/۵۲۳ ^c	۸۱/۷۳ ^b	۲/۳ ^{b-d}	۳۵/۳۳ ^{b-f}
	۱/۰	۱/۰	۸۳/۱۷ ^{c-h}	۱/۱۹ ^{b-f}	۰/۲۸۵ ^b	۰/۵۴۶ ^b	۹۲/۸۸ ^a	۲/۳۳ ^{b-d}	۳۰/۰۰ ^{g-n}

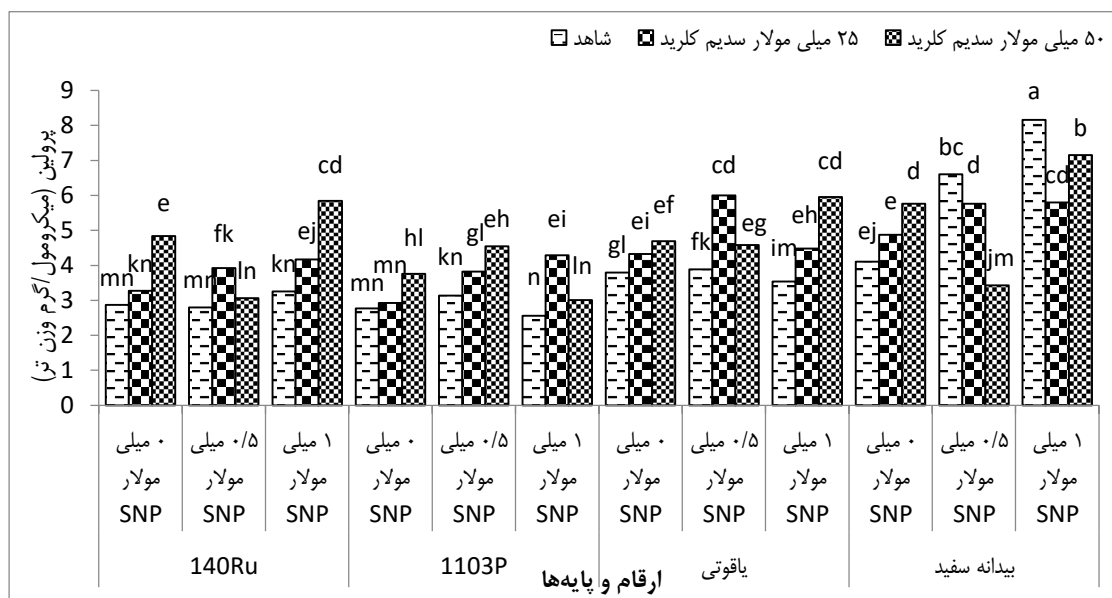
میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون، از نظر آماری فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد براساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن هستند (منبع: یافته‌های تحقیق).

اسمولیت‌های سازگار

میزان پرولین برگ

طبق نتایج بدست آمده، در تیمار شوری میزان پرولین در پایه 140Ru نسبت به سایر ژنوتیپ‌های مورد ارزیابی انگور، با اختلاف بیشتری افزایش پیدا کرد. به طوری که میزان پرولین برگ، در شوری ۵۰ میلی مولار، در پایه 140Ru، ۶۸/۱۸ درصد، در پایه 1103P، ۳۵/۳۹ درصد، در رقم یاقوتی، ۲۳/۵۶ درصد و رقم بیدانه سفید، ۴۰/۱۹ درصد نسبت به شاهد هر کدام، افزایش پیدا کرد (شکل ۱). کاربرد سدیم نیتروپروساید، بستگی به ارقام و پایه‌ها، غلظت آن و سطوح شوری، باعث افزایش

معنی‌داری در میزان پرولین گردید، به طوری که تاثیر غلظت ۱ میلی‌مولار آن بر سطوح شوری ۲۵ و ۵۰ میلی‌مولار بیشتر از غلظت ۰/۵ میلی‌مولار بود و غلظت ۰/۵ میلی‌مولار آن فقط بر سطح شوری ۲۵ میلی‌مولار بر میزان پرولین موثر بود. پایه 140Ru نسبت به سایرین بیشتر تحت تاثیر کاربرد سدیم نیتروپروساید قرار گرفت به طوری که با کاربرد این ترکیب، با غلظت یک میلی‌مولار، میزان پرولین برگ در پایه 140Ru، در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار به میزان ۱۰۳/۲۶ درصد نسبت به شاهد افزایش داشت (شکل ۱).

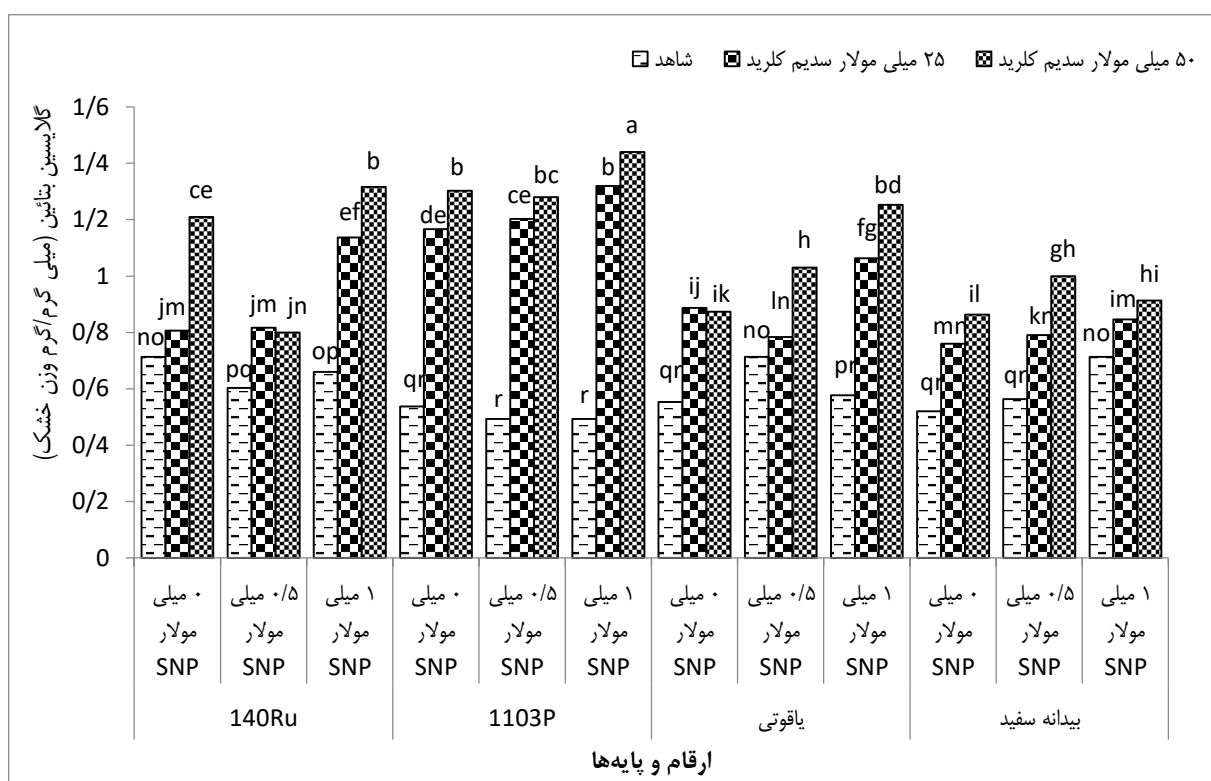


شکل ۱. اثر متقابل سطوح رقم و پایه، سدیم نیتروپروساید (SNP) و شوری بر میزان پرولین برگ انگور.

میانگین‌های دارای حروف مشترک، از نظر آماری فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد براساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن هستند (منبع: یافته‌های تحقیق).

میزان گلاسیسین‌بتائین برگ

طبق نتایج بدست آمده، میزان گلاسیسین‌بتائین برگ تحت تاثیر تیمار شوری به طور چشم‌گیری افزایش یافت. این میزان افزایش گلاسیسین‌بتائین، در پایه 1103P در هر دو تا سطح شوری با اختلاف بیشتری از سایر ارقام و پایه مورد ارزیابی انگور بود. به طوری که این میزان افزایش گلاسیسین‌بتائین در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، در پایه‌های 1103P و 140Ru، به ترتیب ۱۴۲/۸۵ و ۶۹/۶۲ درصد، و در ارقام یاقوتی و بیدانه سفید به ترتیب ۵۷/۸۳ و ۶۶/۰۲ درصد نسبت به شاهد هر کدام بود (شکل ۲). کاربرد سدیم نیتروپروساید بخصوص در غلظت یک میلی‌مولار و در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار، تاثیر معنی‌داری بر افزایش میزان گلاسیسین‌بتائین بخصوص برای پایه 1103P گذاشت. به طوری که غلظت ۱ میلی‌مولار آن در تیمار شوری ۵۰ میلی‌مولار باعث شد میزان افزایش گلاسیسین‌بتائین، در 1103P به ۱۶۸/۳۲ درصد، در یاقوتی به ۱۲۶/۵۰ درصد، در 140Ru به ۸۴/۵۷ درصد و در بیدانه سفید به ۷۵/۶۴ درصد نسبت به شاهد هر کدام برسد (شکل ۲).

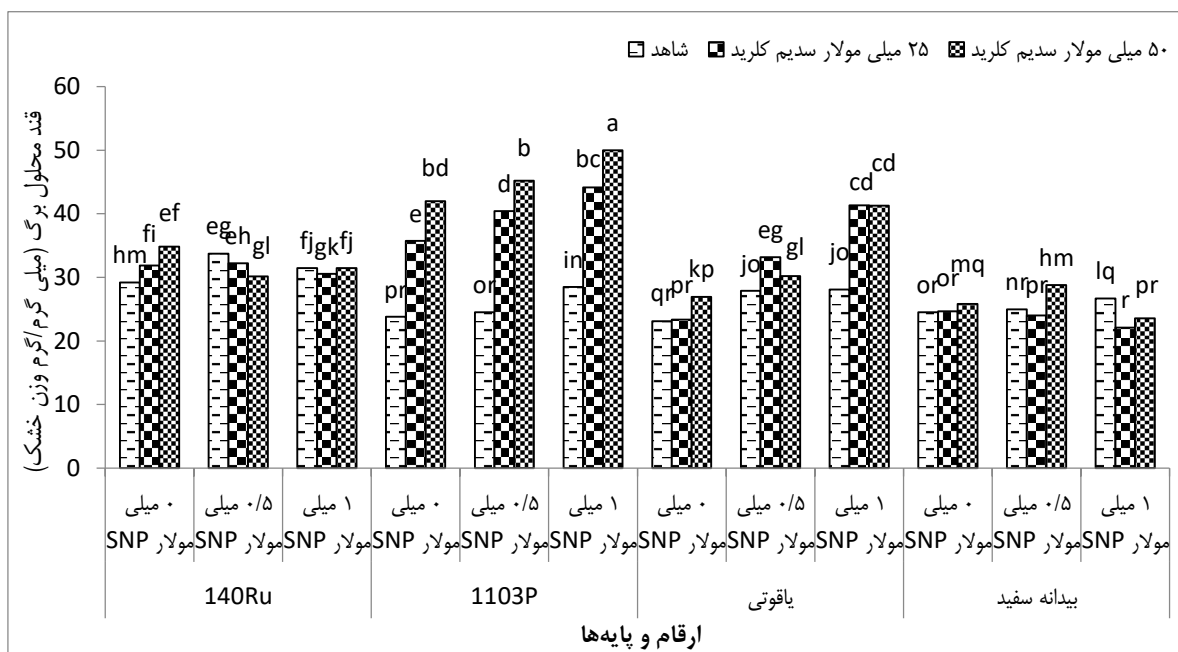


شکل ۲. اثر متقابل سطوح رقم و پایه، سدیم نیتروپروساید (SNP) و شوری بر میزان گلاسیسین بتائین برگ انگور. میانگین‌های دارای حروف مشترک، از نظر آماری فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد براساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن هستند (منبع: یافته‌های تحقیق).

قندهای محلول برگ

میزان افزایش قندهای محلول با افزایش سطح شوری، در پایه 1103P، ۷۶/۳۸ درصد، در 140Ru، ۱۹/۲۹ درصد، در رقم یاقوتی، ۱۶/۵۷ درصد و در بیدانه سفید هم ۵/۴۱ درصد نسبت به شاهد هر کدام بود که پایه 1103P بیشترین میزان افزایش قندهای محلول را نسبت به شاهد 1103P در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار داشت (شکل ۳).

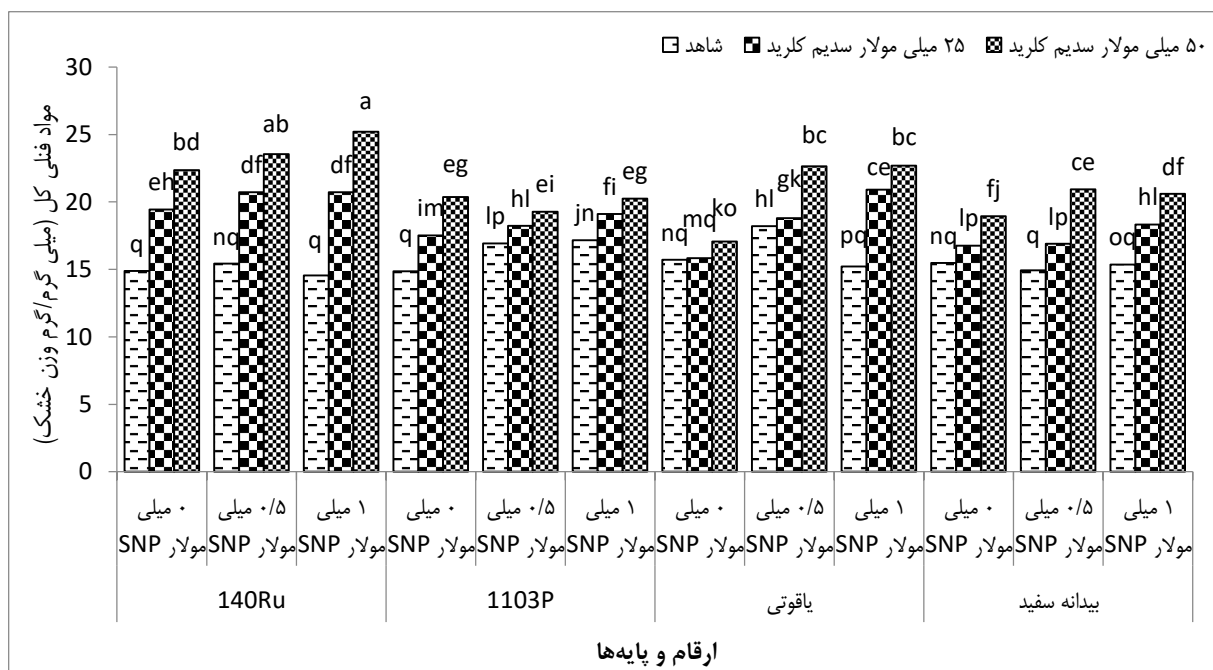
کاربرد سدیم نیتروپروساید، تأثیر مثبتی بر افزایش میزان قندهای محلول در پایه 1103P و رقم یاقوتی در شرایط شوری داشت و تأثیر غلظت یک میلی‌مولار این ترکیب بیشتر از غلظت ۰/۵ میلی‌مولار برای هر دو سطح شوری بود، به طوری که غلظت یک میلی‌مولار آن برای سطوح شوری ۲۵ و ۵۰ میلی‌مولار، در پایه 1103P، به ترتیب ۸۵/۵۶ و ۱۰۹/۹۴ درصد و در رقم یاقوتی نیز ۷۸/۸۷ و ۷۸/۶۴ درصد باعث افزایش میزان قندهای محلول نسبت به شاهد هر کدام شد. طبق نتایج بدست آمده، بالاترین میزان قندهای محلول در پایه 1103P در تیمار یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید در سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار مشاهده شد، اما میزان قندهای محلول در پایه 140Ru (بجز غلظت ۰/۵ میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید بر سطح شوری ۲۵ میلی‌مولار) و رقم بیدانه سفید تحت تأثیر سدیم نیتروپروساید قرار نگرفتند (شکل ۳).



شکل ۳. اثر متقابل سطوح رقم و پایه، سدیم نیتروپروساید (SNP) و شوری بر میزان قندهای محلول برگ انگور. میانگین‌های دارای حروف مشترک، از نظر آماری فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد براساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن هستند (منبع: یافته‌های تحقیق).

مواد فنلی کل برگ

در این پژوهش، میزان مواد فنلی کل برگ انگور، با افزایش غلظت شوری، از یک روند افزایشی برخوردار بود. این میزان افزایش در پایه 140Ru، بیشترین (۵۰/۳۶ درصد) و در رقم یاقوتی کمترین (۸/۶۵ درصد) بود. در پایه 1103P میزان افزایش مواد فنلی کل در همان سطح شوری، ۳۶/۹۵ درصد و در بیدانه سفید، ۲۲/۲۲ درصد نسبت به شاهد هر کدام بود (شکل ۴). سدیم نیتروپروساید، تأثیر مثبتی، بر افزایش مواد فنلی کل، در سطوح مختلف شوری داشت. در پایه 140Ru، غلظت یک میلی مولار این ترکیب بر سطح شوری ۵۰ میلی مولار، باعث افزایش ۶۹/۴۶ درصد مواد فنلی کل نسبت به شاهد 140Ru شد. در پایه 1103P، غلظت ۰/۵ میلی مولار این ترکیب برای سطح نمک ۲۵ میلی مولار باعث افزایش ۲۲/۶۲ درصدی میزان مواد فنلی کل نسبت به شاهد 1103P شد. برای یاقوتی، هر دو غلظت ۰/۵ و یک میلی مولار سدیم نیتروپروساید برای سطح شوری ۵۰ میلی مولار، به ترتیب باعث افزایش مواد فنلی کل به مقدار ۴۴/۱۸ و ۴۴/۴۱ درصد نسبت به شاهد یاقوتی شد. برای بیدانه سفید، غلظت ۰/۵ میلی مولار سدیم نیتروپروساید برای سطح شوری ۵۰ میلی مولار، باعث افزایش ۳۵/۱۸ درصدی نسبت به شاهد بیدانه سفید شد. بالاترین میزان مواد فنلی کل، در بالاترین غلظت سدیم نیتروپروساید و سطح شوری ۵۰ میلی مولار در پایه 140Ru، با میزان ۲۵/۲۱ میلی گرم بر گرم وزن خشک برگ مشاهده شد (شکل ۴).



شکل ۴. اثر متقابل سطوح رقم و پایه، سدیم نیتروپروساید (SNP) و شوری بر میزان مواد فنلی کل برگ انگور.

میانگین‌های دارای حروف مشترک، از نظر آماری فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد براساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن هستند (منبع: یافته‌های تحقیق).

بحث

تنش شوری باعث جذب بیش از حد سدیم از ناحیه ریشه می‌شود که باعث ایجاد تنش اسمزی و یونی در گیاهان و همچنین ایجاد اختلال در فعالیت‌های بیوشیمیایی، فیزیولوژیکی و مولکولی سلول می‌گردد (Arif *et al.*, 2020). تنش اسمزی در گیاهان تحت تنش شوری، باعث کم آبی یا خشکی فیزیولوژیکی می‌شود، چنانچه در این پژوهش نیز باعث کاهش محتوای نسبی آب برگ در ژنوتیپ‌های انگور شده است. طبق گزارش‌های موجود نیتریک اکسید، با افزایش غلظت کلسیم (Ca^{2+}) سیتوپلاسمی سلول‌های روزنه، باعث بسته شدن روزنه‌ها، کاهش تعرق و در نهایت حفظ محتوای نسبی آب برگ در گیاهان تحت تنش می‌شود (Duan *et al.*, 2007). در این پژوهش، احتمال دارد که کاربرد سدیم نیتروپروساید، از طریق مکانیسم ذکر شده، باعث حفظ و بهبود محتوای نسبی آب برگ در ژنوتیپ‌های مورد بررسی انگور شده باشد. علاوه بر این، بسیاری از مطالعات نشان داده است که نیتریک اکسید باعث بهبود محتوای نسبی آب برگ در گیاهان تحت تنش‌های غیرزیستی به ویژه در تنش شوری می‌شود (Hao *et al.*, 2007; Ghadakchiasl *et al.*, 2017).

از اختلالات متابولیکی در این پژوهش، کاهش میزان رنگدانه‌های فتوسنتزی از جمله کلروفیل a و کلروفیل b در ژنوتیپ‌های مورد ارزیابی در شرایط تنش شوری بود. پایه 140Ru در سطوح مختلف شوری نشان داد که از میزان کلروفیل a و b بیشتری نسبت به پایه 1103P، ارقام یاقوتی و بیدانه سفید برخوردار بود. این بدین معنی است که پایه 140Ru نسبت به سایرین در شرایط تنش شوری بهتر می‌تواند کلروفیل خود را حفظ نماید، در حالی که در بین این ژنوتیپ‌ها، رقم بیدانه سفید، کاهش میزان کلروفیل a و b بیشتری در تیمار شوری داشت. رنگدانه‌های برگ در گیاهان با شوری خاک همبستگی منفی دارند. براساس تجزیه و تحلیل و یافته‌های محققان، محتوای رنگدانه برگ پاسخ‌های متفاوتی را به سطوح مختلف تنش و مدت زمان آن نشان می‌دهند (Hand *et al.*, 2017). همچنین گونه‌های مقاوم به شوری می‌توانند با افزایش پایداری غشاهای کلروپلاست، خود را از زوال محافظت کنند (Kumar *et al.*, 2017). کاهش میزان رنگدانه‌های فتوسنتزی در شرایط تنش شوری در این پژوهش با نتایج سایر محققان مطابقت دارد (Doulati-Baneh, 2016; Azizi *et al.*, 2017; Kamanga

(*et al.*, 2020). برای کاهش میزان کلروفیل در گیاهان تحت تنش شوری، مکانیسم‌های متفاوتی در پژوهش‌های مختلف برای آن ذکر گردیده است که شامل تخریب غشا کلروپلاست، تغییر متابولیسم نیتروژن در رابطه با ساختن ترکیباتی نظیر پرولین، رقابت و پیش گرفتن آنزیم گلوتامین کیناز (آنزیم کاتالیز کننده پرولین) به هنگام تنش از آنزیم گلوتامات لیگاز (اولین آنزیم مسیر بیوسنتز کلروفیل) (*Khanna-Chopra et al.*, 2019)، افزایش فعالیت آنزیم کلروفیلاز، تجمع سدیم و کاهش محتوای پتاسیم در برگ‌های فتوسنتز کننده می‌باشند که ممکن است منجر به تخریب کلروفیل و اختلال در غشاهای تیلاکوئید، همچنین اختلال در جذب عناصر دخیل در ساختن کلروفیل مثل منیزیم و آهن شوند (*Akcin & Yalcin*, 2016).

طبق نتایج بدست آمده، ترکیب سدیم نیتروپروساید، میزان کلروفیل a و b را در برگ انگور ژنوتیپ‌های مورد بررسی در شرایط شوری تحت تاثیر قرار داد و باعث افزایش میزان کلروفیل در شرایط شوری شد که با نتایج سایر محققان نیز همخوانی داشت (*Khoshbakht et al.*, 2018; *Taheri et al.*, 2020). در این مورد به نظر می‌رسد که اثر سدیم نیتروپروساید، به واکنش آن با رادیکال‌های آزاد اکسیژن بر می‌گردد، زیرا رادیکال‌های آزاد اکسیژن اصلی‌ترین عاملی هستند که در شرایط تنش باعث خسارت و شکستن رنگیزه‌های فتوسنتزی و پروتئین‌های ساختاری دستگاه فتوسنتز می‌شوند (*Akcin & Yalcin*, 2016). (*Sohrabi et al.* (2017). گزارش کردند که پایه 1103P و رقم یاقوتی انگور با بیان بیشتر ژن NAC1 تحت افزایش شوری، میزان از دست‌دهی کلروفیل کمتری داشتند.

کاروتنوئیدها نیز از رنگیزه‌های فتوسنتزی هستند که میزان آنها بر اثر تنش شوری به دلیل تشکیل گونه‌های فعال اکسیژن در برگ و بازدارندگی نوری (*Akcin & yalcin*, 2016) به طور معنی‌داری کاهش می‌یابد. همچنین گزارش شده است که استفاده از سدیم نیتروپروساید باعث افزایش میزان کاروتنوئید کل در گیاه تحت تنش می‌شود (*Silva et al.*, 2019) که با نتایج ما همخوانی دارد.

یکپارچگی غشای سلول نقش کلیدی در حفاظت گیاهان در مقابل تنش‌ها دارد. بنابراین هرگونه آسیب به غشای سلول از طریق پراکسیداسیون لیپیدی با حمله رادیکال‌های فعال اکسیژن (تنش اکسایشی) را می‌توان از طریق مقدار نشت یونی و مالون‌دی‌آلدئید به عنوان یک ویژگی آشکار از پاسخ سلول به شرایط استرس شناسایی کرد (*Gohari et al.*, 2020). در این پژوهش با افزایش شوری، میزان رادیکال‌های آزاد اکسیژن افزایش یافته و باعث پراکسیداسیون لیپیدی غشاء شده که به نوبه خود باعث افزایش میزان نشت یونی و مالون‌دی‌آلدئید شد که با یافته‌های سایر پژوهشگران نیز مطابقت دارد (*Khan et al.*, 2020; *Hasanuzzaman et al.*, 2020). نیتریک اکسید به کار رفته توانست فعالیت‌های سیتوتوکسیک ناشی از گونه‌های فعال اکسیژن مانند نشت یونی و مالون‌دی‌آلدئید، در شرایط تنش شوری را کاهش دهد که در نتایج سایر پژوهشگران نیز گزارش شده است (*Khoshbakht et al.*, 2018; *Yousefi et al.*, 2019). نیتریک اکسید از طریق دو مکانیسم بسیار مهم، صدمات اکسیدی گیاهان را کاهش می‌دهد. در مکانیسم اول، نیتریک اکسید با رادیکال سوپراکسید ترکیب شده و تولید پروکسی نیتريت (ONOO-) می‌نماید سپس پروکسی نیتريت با پراکسید هیدروژن واکنش داده و باعث تولید یون‌های نیتريت (NO_2^-) و اکسیژن (O_2) می‌شود (*Sarropoulou & Maloupa*, 2017). همچنین در مکانیسم دوم، نیتریک اکسید به عنوان مولکول سیگنال دهنده عمل نموده و باعث افزایش فعالیت سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی گیاه می‌گردد (*Khoshbakht et al.*, 2018).

یکی از تغییرات بیوشیمیایی که در تنش‌های محیطی از جمله تنش شوری رخ می‌دهد تولید انواع گونه‌های فعال اکسیژن از جمله آنیون‌های سوپراکسید، پراکسید هیدروژن (H_2O_2)، رادیکال هیدروکسیل (OH)، آلکوکسیل (RO)، پراکسیل (RO_2) و هیدروپراکسید آلی (ROOH) به ویژه در کلروپلاست و میتوکندری می‌باشد که توسط زنجیره‌های انتقال الکترون فتوسنتزی و تنفسی گیاهان، گزانتین اکسیداز و نیکوتین آمید آدنین دی نوکلئوتید فسفات اکسیداز تولید می‌شوند و منجر به تنش اکسیداتیو و باعث آسیب به غشاها و ماکرومولکول‌ها در گیاهان می‌شود (*Sharma et al.*, 2019a; *Siddiqui et al.*, 2020).

تولید پراکسید هیدروژن، یک پاسخ رایج در گیاهانی که در معرض شرایط شور هستند می‌باشد (Adnan *et al.*, 2016; Kim *et al.*, 2018). غلظت پراکسید هیدروژن با تجمع سدیم همبستگی مثبت داشت. از آنجایی که اثرات نمک پیچیده است، افزایش تولید پراکسید هیدروژن ممکن است از منابع مختلف رخ دهد. به عنوان مثال، بسته شدن روزنه ناشی از اثر شوری اسمزی، در دسترس بودن CO_2 را به چرخه کالوین محدود می‌کند و کلروپلاست‌ها را در معرض انرژی تحریک شده اضافی قرار می‌دهد که می‌تواند به انتقال الکترون به اکسیژن منجر شود (Adnan *et al.*, 2016). سدیم نیتروپروساید علاوه بر بازگرداندن تعادل یونی در سلول‌های گیاهی، تنش اکسیداتیو را نیز کاهش می‌دهد. کاهش تجمع سدیم و حفظ محتوای یونی هر دو به تولید کمتر گونه‌های فعال اکسیژن کمک می‌کنند. علاوه بر این، در مقایسه با شاهد، گیاهان تیمار شده با سدیم نیتروپروساید و کلرید سدیم تغییراتی را در متابولیسم آنتی‌اکسیدانی چندین آنزیم نشان دادند که نشان دهنده مسیرهای اصلی درگیر در مهار گونه‌های فعال اکسیژن است (Pandey *et al.*, 2017).

گیاه در طول دوره تنش شوری، برای حفظ پتانسیل آب درونی خود نیاز دارد ترکیبات اسموتیک و محافظ اسمزی را یا از محلول خاک تامین نموده یا اینکه خودش اقدام به سنتز این ترکیبات نماید. این اسمولیت‌های آلی از جمله پرولین، گلايسين-بتائين و قندهای محلول نقش مهمی در کاهش پتانسیل اسمزی، حفظ تورگر سلول، کمک به تثبیت غشاهای آنزیم‌ها و پروتئین‌ها، کنترل سطوح گونه‌های فعال اکسیژن و تامین انرژی برای مقابله با تنش دارند (Fàbregas & Fernie, 2019). در پاسخ به تنش‌های غیرزیستی مختلف از جمله نمک، گیاهان پرولین را به عنوان یکی از مکانیسم‌های کلیدی واکنش به استرس افزایش می‌دهند (Khanna-Chopra *et al.*, 2019). در این پژوهش، میزان پرولین با افزایش سطح شوری افزایش یافت که این میزان افزایش در ژنوتیپ مقاوم به شوری از جمله پایه 140Ru بیشتر بود. تجمع پرولین در شرایط تنش شوری در گیاهان متعددی (Fozouni *et al.*, 2012; Haider *et al.*, 2019) گزارش شده است. دلایل افزایش پرولین در شرایط تنش شوری ممکن است، وجود پیش ماده مشترک با کلروفیل یعنی گلوتامین باشد که در شرایط تنش برای تعدیل اسمزی، پرولین بیشتری ساخته می‌شود و از ساختار کلروفیل کاسته می‌شود (Fozouni *et al.*, 2012). همچنین در شرایط شوری فعالیت آنزیم پرولین‌آکسیداز کاهش یافته و در نتیجه تجزیه پرولین کم می‌شود، از طرف دیگر فعالیت آنزیم پیرولین-۵-کربوکسیلات سینتاز افزایش یافته در نهایت میزان پرولین افزایش می‌یابد (Khan *et al.*, 2020).

در پژوهش حاضر، به نظر می‌رسد که افزایش پرولین در سطوح مختلف شوری باعث بالا رفتن ظرفیت آنتی‌اکسیدانی گردیده و در نتیجه منجر به پالایش رادیکال‌های آزاد اکسیژن به ویژه هیدروکسیل می‌گردد که باعث حفظ ثبات و سلامتی غشاء، حفظ ساختار ماکرومولکول‌هایی مانند پروتئین‌ها، DNA، RNA و لیپیدها و همچنین تنظیم واکنش‌های احیا کنندگی سلول گردیده و از این طریق به میزان زیادی از اثر منفی شوری کاسته می‌شود (Khanna-Chopra *et al.*, 2019). علاوه بر این، در این پژوهش، اعمال همزمان تنش شوری و سدیم نیتروپروساید باعث افزایش میزان پرولین برگ‌های انگور در مقایسه با اعمال تنش شوری به تنهایی شد. بر طبق نتایج پژوهشگران، نیتریک اکسید از طریق فعال کردن ژن آنزیم دخیل در سنتز پرولین (آنزیم پیرولین-۵-کربوکسیلات سینتاز) باعث افزایش میزان پرولین در گیاهان تحت تیمار شوری می‌شود (Yousefi *et al.*, 2019).

گلايسين بتائين، به عنوان یک اسمولیت، ممکن است تنش اسمزی ناشی از شوری را با بهبود وضعیت آب سلول‌ها بهبود بخشد و در نتیجه عملکرد غشاء و محتوای آب را حفظ کند (Sofy *et al.*, 2020). علاوه بر این، گزارش شده است که کاربرد گلايسين بتائين در شرایط شوری می‌تواند انتقال و انباشت سدیم و پتاسیم را تغییر داده و در نتیجه نسبت Na^+/K^+ را کاهش دهد و هموستازی مواد مغذی را بهبود بخشد و همچنین باعث القای غلظت سایر مواد محافظت کننده اسمزی مانند پرولین شود (Sofy *et al.*, 2020). در این پژوهش، تنش شوری به صورت معنی‌داری باعث افزایش میزان گلايسين بتائين در برگ

انگور گردید که در نتایج سایر پژوهشگران در رقم Summer Black انگور نیز مشاهده شده است (Haider *et al.*, 2019). کاربرد سدیم نیتروپروساید در افزایش میزان گلايسين بتائين، در سطوح شوری، در پایه‌های 140Ru، 1103P و رقم یاقوتی بهتر از بیدانه سفید بود. در این پژوهش نیز ارقامی که تجمع بیشتری از قندهای محلول، پرولین و گلايسين بتائين را نشان دادند، میزان کلروفیل و کاروتنوئید کل بیشتری داشتند که این نشان دهنده استفاده موفقیت‌آمیز از املاح سازگار به عنوان محافظ اسمزی است (Sofy *et al.*, 2020).

نتایج به دست آمده از تحلیل داده‌ها، بیانگر آن است که تنش شوری باعث افزایش میزان قندهای محلول شده و این افزایش با شدت تنش همبستگی مثبت داشت. همچنین رابطه مثبتی بین تحمل شوری و میزان تجمع قندهای محلول وجود داشت که با نتایج سایر پژوهشگران در سایر ارقام انگور (از جمله یاقوتی، رشه، عسگری و سرقله) و گیاهان دیگر مطابقت داشت (Fozouni *et al.*, 2012; Doulati-Baneh *et al.*, 2016; Ahmed *et al.*, 2015; Haider *et al.*, 2019). در شرایط تنش شوری، یون‌های پتاسیم به میزان زیادی توسط یون‌های سدیم جایگزین می‌شوند از آنجایی که فعالیت آنزیم سنتز نشاسته، به کاتیون‌های تک ظرفیتی به ویژه پتاسیم وابسته است، تجمع نشاسته بسیار کم و انباشت قندهای محلول به ویژه ساکارز، بسیار بیشتر می‌شود (Haider *et al.*, 2019). بنابراین احتمال دارد که در شرایط تنش شوری، سنتز بیشتر قندهای محلول، به عنوان مکانیسمی در جهت کاهش پتانسیل آب سلول و در نتیجه حفظ محتوای آب گیاه باشد. بنابراین، افزایش قندهای محلول در هر چهار رقم و پایه، در مطالعه حاضر، پاسخ مثبتی در جهت کاهش تنش‌های اکسیدی و در نتیجه، کاهش گونه‌های فعال اکسیژن و نیز کاهش پتانسیل آب سلولی به منظور حفظ ثبات و یکپارچگی غشاء سلول، حفظ فشار تورگر سلول و حفظ ساختار پروتئین‌ها باشد. در اثر متقابل شوری و سدیم نیتروپروساید، میزان قندهای محلول به طور معنی‌داری افزایش یافت و حداکثر قندهای محلول در سطح شوری بالا و غلظت یک میلی‌مولار سدیم نیتروپروساید مشاهده شد. در گزارش‌ها بیان شده است که تیمار نیتریک اکسید با افزایش فعالیت دو آنزیم آلفا آمیلاز و بتا آمیلاز و در نتیجه تبدیل آسان‌تر نشاسته به قند باعث کاهش اثر سمی و مخرب تنش شوری می‌شود (Zheng *et al.*, 2009).

ترکیبات غیر آنزیمی مانند فنل‌ها، کاروتنوئیدها و ویتامین‌ها (اسید آسکوربیک) در شرایط استرس سنتز می‌شوند و می‌توانند گونه‌های فعال اکسیژن را به آب و اکسیژن تبدیل کرده و هموستاز سلولی را اصلاح کنند (Sharma *et al.*, 2019b). مواد فنلی کل نقش مهمی داشته و به عنوان آنتی‌اکسیدان‌های قدرتمند عمل می‌کنند که به حذف گونه‌های فعال اکسیژن کمک می‌کند. مطالعات متابولومیک نشان داد که مسیر بیوسنتزی فنیل پروپانوید یکی از محرک‌ترین مسیرهای شوری است (Sharma *et al.*, 2019b). طبق نتایج حاصل از این پژوهش، تیمارهای سدیم نیتروپروساید و شوری، میزان مواد فنلی کل را در ژنوتیپ‌های مورد ارزیابی انگور بخصوص در پایه 140Ru افزایش داد. افزایش مواد فنلی کل در شرایط تنش شوری توسط (Mohammadkhani & Abbaspour, 2017) نیز گزارش شده است.

نتیجه‌گیری کلی

طبق نتایج بدست آمده، پایه‌های 140Ru و 1103P با کمترین کاهش در رنگیزه‌های فتوسنتزی و محتوای نسبی آب برگ، و افزایش بیشتر میزان اسمولیت‌های سازگار و مواد فنلی کل و همچنین کمترین افزایش میزان نشت یونی، مالون‌دی‌آلدئید و پراکسید هیدروژن بترتیب متحمل‌تر به شوری و رقم بیدانه سفید هم با بیشترین افزایش در میزان نشت یونی، مالون‌دی‌آلدئید و پراکسید هیدروژن و همچنین بیشترین کاهش در میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی و محتوای نسبی آب برگ حساس به شوری بود. رقم یاقوتی از نظر میزان تحمل به شوری متحمل‌تر از رقم بیدانه سفید نشان داده است ولیکن از دو پایه دورگ بین گونه‌ای بکار رفته در این تحقیق حساس‌تر بود. تاثیر سدیم نیتروپروساید تابع غلظت‌های مختلف آن، غلظت‌های مختلف نمک و ارقام و پایه‌ها بود، به طوری که تاثیر غلظت یک میلی‌مولار آن بیشتر از نیم میلی‌مولار برای هر دو سطوح نمک بخصوص ۵۰ میلی‌مولار بوده و ارقام بیدانه سفید و یاقوتی بیشتر از پایه‌های 140Ru و 1103P تحت تاثیر غلظت‌های این ترکیب قرار

گرفتند. تاثیرپذیری بیشتر یا قوتی و بیدانه سفید در تعدادی از صفات از سدیم نیتروپروساید، می تواند به علت حساسیت بیشتر آن ها نسبت به دو پایه در مقابله با شوری باشد. بنابراین پایه های مورد بررسی به دلیل تحمل بیشتر به شوری کمتر از سدیم نیتروپروساید تاثیر پذیرفته اند.

منابع

- دولتی بانه، حامد (۱۳۹۵). بررسی تغییرپذیری های عناصر غذایی، ویژگی های رشدی و فیزیولوژیک در چند رقم و دورگه بین گونه ای انگور در شرایط تنش شوری ناشی از سدیم کلرید. *علوم باغبانی ایران*، (۱)۴۷، ۳۳-۴۴.
- طاهری، سحر؛ سعیدیسر، سکینه؛ مسعودیان، ناهید؛ عبادی، مصطفی و رودی، بستان (۱۳۹۹). نقش محافظتی مولکولی و بیوشیمیایی نیتروپروسید سدیم در گوجه فرنگی (*Lycopersicon esculentum* Mill.) تحت تنش شوری. *مجله فیزیولوژی گیاهی*، (۱)۱۱، ۳۴۶۵-۳۴۷۲.
- طحانیان، حمید. رضا (۱۳۹۷). ارزیابی مکانیسم های فیزیولوژیک و مولکولی تحمل برخی پایه های درون و بین گونه ای انگور به شوری و کلروز ناشی از آهک. رساله دکتری، دانشگاه تهران، تهران.
- عزیزی، حسین؛ حسینی، عباس؛ صدقیانی، میر حسن؛ عباسپور، ناصر و دولتی بانه، حامد (۲۰۱۷). تأثیر محلول پاشی سیلیکات پتاسیم و سولفات روی بر برخی ویژگی های فیزیولوژیک دو رقم انگور در شرایط تنش شوری. *علوم باغبانی ایران*، (۴)۴۷، ۷۹۷-۸۱۰.
- محمدخانی، نیر و عباسپور، ناصر (۱۳۹۷). اثر شوری بر سیستم آنتی اکسیدانی در ده ژنوتیپ انگور. *فیزیولوژی گیاهی*، (۱)۸، ۲۲۴۷-۲۲۵۵.
- مینازاده، راضیه؛ کریمی، روح الله و محمد پرست، بهروز (۱۳۹۷). اثر تغذیه برگی سولفات پتاسیم بر شاخص های مورفو-فیزیولوژیک انگور تحت تنش شوری. *نشریه زیست شناسی گیاهی ایران*، (۳) ۱۰، ۸۳-۱۰۶.
- یوسفی، مهتری؛ ناصری، لطفعلی و زارع نهندی، فریبرز (۱۳۹۸). اثرات نیتریک اکسید با بهبود تحمل شوری در پایه های گلایی با تنظیم محتوای پلی آمین. *مجله فیزیولوژی گیاهی*، (۱)۱۰، ۳۰۲۳-۳۰۳۳.

REFERENCES

- Adnan, M. Y., Hussain, T., Asrar, H., Hamed, A., Gul, B., Nielsen, B., & Khan, M. A. (2016). *Desmostachya bipinnata* manages photosynthesis and oxidative stress at moderate salinity. *Flora*, 225, 1-9.
- Ahmed, F. F., Abdel-Aal, A. M. K. A., Mervat, A., & Ahmed, S. E. A. (2015). Tolerance of some grapevine cultivars to salinity and calcium carbonate in the soil. *Stem Cell*, 6, 45-64.
- Akcin, A., & Yalcin, E. (2016). Effect of salinity stress on chlorophyll, carotenoid content, and proline in *Salicornia prostrata* Pall. and *Suaeda prostrata* Pall. subsp. *prostrata* (Amaranthaceae). *Brazilian Journal of Botany*, 39, 101-106.
- Alam, H., Khattak, J. Z., Ksiksi, T. S., Saleem, M. H., Fahad, S., Sohail, H., Ali, Q., Zamin, M., El-Esawi, M. A., Saud, S., & Jiang, X. (2021). Negative impact of long-term exposure of salinity and drought stress on native *Tetraena mandavillei* L. *Physiologia Plantarum*, 172(2), 1336-1351.
- Arif, Y., Singh, P., Siddiqui, H., Bajguz, A., & Hayat, S. (2020). Salinity induced physiological and biochemical changes in plants: An omic approach towards salt stress tolerance. *Plant Physiology and Biochemistry*, 156, 64-77.
- Azizi, H., Hassani, A., Sadaghiani, M., Abbaspour, N., & Doulati-Baneh, H. (2017). Effect of foliar application of potassium silicate and zinc sulphate on some physiological parameters of two grapevine cultivars under salt stress conditions. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 47(4), 797-810. (In Persian).
- Cramer, G. R., Ergül, A., Grimplet, J., Tillett, R. L., Tattersall, E. A., Bohlman, M. C., Vincent, D., Sonderegger, J., Evans, J., Osborne, C., & Quilici, D. (2007). Water and salinity stress in grapevines: Early and late changes in transcript and metabolite profiles. *Functional &*

- Integrative Genomics*, 7, 111-134.
- Doulati-Baneh, H. (2016). Salinity effects on plant tissue nutritional status as well as growth and physiological factors in some cultivars and interspecies hybrids of grape. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 47(1), 33-44. (In Persian).
- Duan, P., Ding, F., Wang, F., & Wang, B. S. (2007). Priming of seeds with nitric oxide donor sodium nitroprusside (SNP) alleviates the inhibition on wheat seed germination by salt stress. *Zhi wu Sheng li yu fen zi Sheng wu xue xue bao. Journal of Plant Physiology and Molecular Biology*, 33(3), 244-250.
- Fàbregas, N., & Fernie, A. R. (2019). The metabolic response to drought. *Journal of Experimental Botany*, 70(4), 1077-1085.
- Fancy, N. N., Bahlmann, A. K., & Loake, G. J. (2017). Nitric oxide function in plant abiotic stress. *Plant, Cell & Environment*, 40(4), 462-472.
- Fozouni, M., Abbaspour, N., & Baneh, H. D. (2012). Short term response of grapevine grown hydroponically to salinity: Mineral composition and growth parameters. *Vitis*, 51(3), 95-101.
- Ghadakchiasl, A., Mozafari, A. A., & Ghaderi, N. (2017). Mitigation by sodium nitroprusside of the effects of salinity on the morpho-physiological and biochemical characteristics of *Rubus idaeus* under in vitro conditions. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 23, 73-83.
- Gohari, G., Mohammadi, A., Akbari, A., Panahirad, S., Dadpour, M. R., Fotopoulos, V., & Kimura, S. (2020). Titanium dioxide nanoparticles (TiO₂ NPs) promote growth and ameliorate salinity stress effects on essential oil profile and biochemical attributes of *Dracocephalum moldavica*. *Scientific Reports*, 10(1), 1-14.
- Grieve, C. M., & Grattan, S. R. (1983). Rapid assay for determination of water soluble quaternary ammonium compounds. *Plant and Soil*, 70, 303-307.
- Haider, M. S., Jogaiah, S., Pervaiz, T., Yanxue, Z., Khan, N., & Fang, J. (2019). Physiological and transcriptional variations inducing complex adaptive mechanisms in grapevine by salt stress. *Environmental and Experimental Botany*, 162, 455-467.
- Hand, M. J., Taffouo, V. D., Nouck, A. E., Nyemene, K. P., Tonfack, B., Meguekam, T. L., & 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. *Not Bot Horti Agrobot Cluj Napoca*, 45, 481-490.
- Hao, G. P., Du, X. H., & Shi, R. J. (2007). Exogenous nitric oxide accelerates soluble sugar, proline and secondary metabolite synthesis in *Ginkgo biloba* under drought stress. *Zhi wu Sheng li yu fen zi Sheng wu xue xue bao. Journal of Plant Physiology and Molecular Biology*, 33(6), 499-506.
- Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. B., Zulfiqar, F., Raza, A., Mohsin, S. M., Mahmud, J. A., Fujita, M., & Fotopoulos, V. (2020). Reactive oxygen species and antioxidant defense in plants under abiotic stress: Revisiting the crucial role of a universal defense regulator. *Antioxidants*, 9(8), 681.
- Hashmat, S., Shahid, M., Tanwir, K., Abbas, S., Ali, Q., Niazi, N. K., Akram, M. S., Saleem, M. H., & Javed, M. T. (2021). Elucidating distinct oxidative stress management, nutrient acquisition and yield responses of *Pisum sativum* L. fertilized with diluted and treated wastewater. *Agricultural Water Management*, 247, 106720.
- Heath, R. L., & Packer, L. (1968). Photoperoxidation in isolated chloroplasts: I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 125(1), 189-198.
- Hesami, M., Tohidfar, M., Alizadeh, M., & Daneshvar, M. H. (2020). Effects of sodium nitroprusside on callus browning of *Ficus religiosa*: An important medicinal plant. *Journal of Forestry Research*, 31, 789-796.
- Kamanga, R. M., Echigo, K., Yodoya, K., Mekawy, A. M. M., & Ueda, A. (2020). Salinity acclimation ameliorates salt stress in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) seedlings by triggering a cascade of physiological processes in the leaves. *Scientia Horticulturae*, 270, 109434.

- Khan, I., Raza, M. A., Awan, S. A., Shah, G. A., Rizwan, M., Ali, B., Tariq, R., Hassan, M. J., Alyemeni, M. N., Brestic, M., & Zhang, X. (2020). Amelioration of salt induced toxicity in pearl millet by seed priming with silver nanoparticles (AgNPs): The oxidative damage, antioxidant enzymes and ions uptake are major determinants of salt tolerant capacity. *Plant Physiology and Biochemistry*, 156, 221-232.
- Khanna-Chopra, R., Semwal, V. K., Lakra, N., & Pareek, A. (2019). Proline—A key regulator conferring plant tolerance to salinity and drought. In Hasanuzzaman, M., Fujita, M., Oku, H. & Tofazzal Islam, M. (Eds), *Plant tolerance to environmental stress*, (pp. 59-80). CRC Press.
- Khoshbakht, D., Asghari, M. R., & Haghghi, M. (2018). Effects of foliar applications of nitric oxide and spermidine on chlorophyll fluorescence, photosynthesis and antioxidant enzyme activities of citrus seedlings under salinity stress. *Photosynthetica*, 56, 1313-1325.
- Kim, Y., Mun, B. G., Khan A. L., Waqas, M., Kim, H. H., Shahzad, R., Lmrn, M., Yan, B. W., & Lee, L. J. (2018). Regulation of reactive oxygen and nitrogen species by salicylic acid in rice plants under salinity stress conditions. *PLoS One*, 13 (3), 1–20.
- Kumar, K., Manigundan, K., & Amaesan, N. (2017). Influence of salt tolerant *Trichoderma* spp. on growth of maize (*Zea mays*) under different salinity conditions. *Journal Basic Microbiol*, 57, 141–150.
- Letey, J., Hoffman, G. J., Hopmans, J. W., Grattan, S., Suarez, D. L., Corwin, D. L., Oster, J. D., Wu, L., & Amrhein, C. (2011). Evaluation of soil salinity leaching requirement guidelines. *Agricultural Water Management*, 98 (4), 502-506.
- Lichtenthaler, H. K., & Buschmann, C. (2001). Chlorophylls and carotenoids: Measurement and characterization by UV-VIS spectroscopy. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, 1(1), F4-3.
- Luttes, S., Kinet, J. M., & Bouharmont, J. (1995). Changes in plant response to NaCl during development of rice (*Oryza sativa* L.) varieties differing in salinity resistance. *Journal of Experimental Botany*, 46,1843-1852.
- Minazadeh, R., Karimi, R., & Mohammadparast, B. (2018). The effect of foliar nutrition of potassium sulfate on morpho-physiological indices of grapevine under salinity stress. *Iranian Journal of Plant Biology*, 10(3), 83-106. (In Persian).
- Mohammadkhani, N., & Abbaspour, N. (2017). Effects of salinity on antioxidant system in ten grape genotypes. *Iranian Journal of Plant Physiology*, 8(1), 2247-2255. (In Persian).
- Mohammadkhani, N., Heidari, R., & Abbaspour, N. (2013). Effects of salinity on antioxidant system in four grape (*Vitis vinifera* L.) genotypes. *Vitis*, 52(3), 105-110.
- Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59(1), 651-681.
- Munns, R., Day, D. A., Fricke, W., Watt, M., Arsova, B., Barkla, B. J., Bose, J., Byrt, C. S., Chen, Z. H., Foster, K. J., & Gilliam, M. (2020). Energy costs of salt tolerance in crop plants. *New Phytologist*, 225(3), 1072-1090.
- Pandey, S., Fartyal, D., Agarwal, A., Shukla, T., James, D., Kaul, T., Negi, Y. K., Arora, S., & Reddy, M. K. (2017). Abiotic stress tolerance in plants: Myriad roles of ascorbate peroxidase. *Front, Plant Science*, 8, 581.
- Paquin, R., & Lechasseur, P. (1979). Observationssur une methode de dosage de la proline libre les extraits de plantes. *Canad, Journal Botany*, 57, 1851-1854.
- Safdar, H., Amin, A., Shafiq, Y., Ali, A., Yasin, R., Shoukat, A., Hussan, M. U., & Sarwar, M. I. (2019). A review: Impact of salinity on plant growth. *Nat Science*, 17, 34–40.
- Sarropoulou, V., & Maloupa, E. (2017). Effect of the NO donor “sodium nitroprusside”(SNP), the ethylene inhibitor “cobalt chloride”(CoCl₂) and the antioxidant vitamin E “α-tocopherol” on in vitro shoot proliferation of *Sideritis raeseri* Boiss. & Heldr. subsp. raeseri. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, 128, 619-629.
- Sharma, R., Bhardwaj, R., Thukral, A. K., Al-Huqail, A. A., Siddiqui, M. H., & Ahmad, P. (2019a). Oxidative stress mitigation and initiation of antioxidant and osmoprotectant responses mediated by ascorbic acid in (*Brassica juncea* L.) subjected to copper (II) stress. *Ecotoxicol. Environ.*

- Saf, 182, 109436.
- Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M., & Zheng, B. (2019b). Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. *Molecules*, 24(13), 2452.
- Sheligl, H. Q. (1986). Die verwertung orgngischer souren durch chlorella lincht. *Planta Journal*, 47-51.
- Siddiqui, M. H., Alamri, S., Alsubaie, Q. D., Ali, H. M., Khan, M. N., Al-Ghamdi, A., & Alsadon, A. (2020). Exogenous nitric oxide alleviates sulfur deficiency-induced oxidative damage in tomato seedlings. *Nitric Oxide*, 94, 95-107.
- Silva, K. S., Tabaldi, L. A., Rossato, L. V., Cavichioli, B. M., Basilio, V. B., & Machado, S. L. O. (2019). Contents of pigments and activity of antioxidant enzymes in rice plants pre-treated with sodium nitroprusside and exposed to clomazone. *Planta Daninha*, 37.
- Singleton, V. L., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144-158.
- Sofy, M. R., Elhawat, N., & Alshaal, T. (2020). Glycine betaine counters salinity stress by maintaining high K⁺/Na⁺ ratio and antioxidant defense via limiting Na⁺ uptake in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 200, 110732.
- Sohrabi, S., Ebadi, A., Jalali, S., & 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.
- Taheri, S., Saeidisar, S., Masoudian, N., Ebadi, M., & Roudi, B. (2020). Molecular and biochemical protective roles of sodium nitroprusside in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) under salt stress. *Iranian Journal of Plant Physiology*, 11(1), 3465-3472. (In Persian).
- Tahanian, H. R. (2019). Molecular and physiological evaluation on tolerance of some within and between species of grapevine rootstocks to salinity and lime-induced chlorosis. Ph.D. Thesis, University of Tehran, Tehran. (In Persian).
- Turner, N. C. (1981). Techniques and experimental approaches for the measurement of plant water status. *Plant Soil*, 58, 339-366.
- Velikova, V., Yordanov, I., & Edreva, A. J. P. S. (2000). Oxiditive stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: Protective role of exogenous polyamines. *Plant Science*, 151(1), 59-66.
- Walker, R. R., Blackmore, D. H., Gong, H., Henderson, S. W., Gilliam, M., & Walker, A. R. (2018). Analysis of the salt exclusion phenotype in rooted leaves of grapevine (*Vitis* spp.). *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 24, 317-326.
- Yousefi, M., Naseri, L., & Zaare-Nahandi, F. (2019). Nitric oxide ameliorates salinity tolerance in Pyrodwarf pear (*Pyrus communis*) rootstocks by regulating polyamine content. *Iranian Journal of Plant Physiology*, 10(1), 3023-3033. (In Persian).
- Zhang, X., Walker, R. R., Stevens, R. M., & Prior, L. D. (2002). Yield salinity relationships of different grapevine (*Vitis vinifera* L.) scion- rootstock combinations. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 8(3), 150-156.
- Zheng, C., Jiang, D., Liu, F., Dai, T., Liu, W., Jing, Q., & Cao, W. (2009). Exogenous nitric oxide improves seed germination in wheat against mitochondrial oxidative damage induced by high salinity. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 222-227.