



Study the Responses of Some Plum Rootstock Genotypes to NaCl Salinity Stress

Maryam Ebadi¹, Reza Fatahi², Zabihollah Zamani³, Ali Ebadi³

1. Department of Horticultural Science, College of Agriculture and Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran. E-mail: m_ebadi@ut.ac.ir

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

3. Department of Horticultural Science, College of Agriculture and Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran. E-mail: zzamani@ut.ac.ir

4. Department of Horticultural Science, College of Agriculture and Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran. E-mail: aebadi@ut.ac.ir

Article Info

Article type:

Research Article

Article history:

Received: 12 July 2023

Received in revised form: 21 August 2023

Accepted: 1 September 2023

Published online: 23 September 2023

Keywords:

PPO activity,

Total protein content,

Flavonoids content,

Na⁺ and K⁺ content,

Electrolyt leakage.

ABSTRACT

Salinity has a negative effect on plant growth and metabolism that results in reducing yield. So, understanding the mechanisms of salinity tolerant is a valuable tool for alleviating the destructive impacts of salinity. This research was conducted as a pot-plant outdoor experiment to investigate the responses of eight different plum (*Prunus cerasifera*) genotypes to different concentrations of NaCl (0, 40, and 80 mM) in a factorial experiment (genotype × salinity concentration) based on a randomized complete block design. The concentration of 80 mM NaCl compared to control caused a decrease in the leaf area (5-28%), total dry matter (13-41%), chlorophyll fluorescence (Fv/Fm) (18.7-21.6%), total chlorophyll content (30.7-49.7%) and Carotenoids content (22.3-46.5%) and an increase in the shoot Na⁺ content (28.6-72%), ion leakage (11.3-33.8%), leaf flavonoids content (17-44%), root flavonoids content (5.2-47.7%) and PPO activity (9.6-30.2%). In some genotypes, there was a non-significant increase (2.4-8.8%) in shoot K⁺ content, while there was a decrease (13.3-21.7%) in others. The shoot K⁺/Na⁺ (4-5.3), Na⁺ content (shoot/root) (1-2.5%) and K⁺ content (shoot/root) (4.9-8.2) in the control plants, respectively, reached 0.9-4, 1.4-8.15 and 7.6-12.5 in the treatment of 80 mM NaCl. Total protein content in some genotypes showed an increase of 11-14.2% and in others it showed a decrease of 7-13%. All genotypes experienced a decrease in growth and damage to their photosynthetic apparatus when exposed to salinity stress, but they displayed differences in the response rate to other traits. In this study, Genotypes UTPR1 and UTPR5 were recognized as the most sensitive and tolerant, respectively.

Cite this article: Ebadi, M., Fatahi, R., Zamani, Z., & Ebadi, A. (2023). Study the responses of some plum rootstock genotypes to NaCl salinity stress. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 54 (3), 513-534. DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.361935.2114>



© The Author(s).

DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.361935.2114>

Publisher: The University of Tehran Press.

Extended Abstract

Introduction

The *Prunus* genus offers a rich genetic diversity that can be used to identify rootstocks being tolerant to salinity. High levels of salinity in water and soil have a detrimental effect on the growth and metabolism of plants, leading to a decrease in yield, particularly in arid and semi-arid regions. Salinity stress has a significant impact on plant growth, as well as on physiological, biochemical and molecular parameters. The majority of stone fruit trees, such as plums, are sensitive to salinity stress and their growth and productivity gradually decrease in soil solutions with salinity concentrations above 1.5 dsm⁻¹. Due to the limited research reported on *Prunus* genus and specially plum rootstocks under salt stress, this study aimed to evaluate the physiological, biochemical and antioxidant responses of eight selected rootstock genotypes under NaCl stress.

Materials and Methods

Eight plum (*Prunus cerasifera*) genotypes selected for high rooting rate were compared for salt stress (0, 40 and, 80 mM NaCl) tolerance. The plants were cultivated in 12-liter pots and fed with complete fertilizer from the third week of February to late June. The application of salinity stress (0, 40, and 80 mM NaCl) was conducted as a factorial (factors included salinity concentrations and genotype) based on a randomized complete block design for 13 weeks from the beginning of July in the Faculty of Agriculture, University of Tehran, Karaj, Iran. At the end of salinity stress, the shoot and root samples were collected. The measured traits included leaf area, total dry matter (%), chlorophyll fluorescence, total chlorophyll and carotenoids content of leaf, Na⁺ and K⁺ concentrations in shoot and root, K⁺/Na⁺ ratio in shoot, shoot/root Na⁺ ratio, shoot/root K⁺ ratio, electrolytes leakage, total protein, flavonoids of leaf and root and polyphenol oxidase (PPO) activity.

Results and Discussion

With increasing salinity level, traits such as leaf area, total dry matter (%), chlorophyll fluorescence, total chlorophyll and carotenoids content decreased and other traits including Na⁺ content of shoot, shoot/root K⁺ ratio, electrolyte leakage, and flavonoids content of leaf and root and PPO activity increased. Na⁺ content (shoot/root), K⁺ shoot and total protein content declined in some genotypes and increased in others. Genotypes UTPR2 and UTPR8 retained their leaf area despite increasing salinity levels. The damage of the photosynthetic apparatus was evident with the decrease of the chlorophyll fluorescence, total chlorophyll and carotenoids content, as well as total dry matter (%). The Na⁺ content in shoot increased under salinity stress, and at the highest level of salinity, it was about 1% of dry matter in UTPR5, UTPR6, UTPR7, and UTPR8 genotypes and 1.3-2.7% of dry matter in other genotypes. The K⁺ content of shoot decreased in UTPR1, UTPR2, UTPR3, and UTPR4 genotypes as salinity level increased, while it increased in others, with the significant increase only in UTPR7 genotype. As salinity levels rose, the Na⁺ content (shoot/root) decreased in UTPR5, UTPR6, UTPR7, and UTPR8 genotypes and increased in other genotypes. This could be attributed to the ability of UTPR5, UTPR6, UTPR7, and UTPR8 genotypes to absorb less Na⁺, retain it more in the root, and transfer it less to the shoots. With the increase in salinity, shoot/root K⁺ ratio increased in the genotypes, suggesting that the transfer of K⁺ from the root to the shoots may be a factor in their salinity tolerance. Furthermore, at the highest level of salinity, the electrolyte leakage in UTPR5, UTPR6, UTPR7, and UTPR8 genotypes was lower than other genotypes, which can indicate greater tolerance and less membrane damage of these genotypes. Notably, UTPR5 genotype showed less electrolyte leakage at the highest salinity level. Under salt stress, the total protein content in UTPR1, UTPR2, UTPR3, and UTPR4 genotypes increased, likely due to the accumulation of compatible solutes for osmotic adjustment. The flavonoids content of leaf and root increased more in UTPR5, UTPR6, UTPR7, and UTPR8 genotypes than other genotypes, which could be due to their strong antioxidant systems. In addition, salinity stress increased the PPO activity so that its activity increased more in UTPR5, UTPR6, UTPR7, and UTPR8 genotypes than other genotypes with increasing the salinity.

Conclusion

At the highest salinity level tested (80 mM NaCl), UTPR5, UTPR6, UTPR7, and UTPR8 genotypes demonstrated greater tolerance to salinity than others due to more total dry matter (%), less Na⁺ content in shoot, more K⁺ content in shoot, less electrolyte leakage and a noteworthy increase in flavonoids content of leaf and root and PPO activity. In this study, Genotypes UTPR1 and UTPR5 were recognized as the most sensitive and tolerant, respectively.

مطالعه پاسخ‌های تعدادی از ژنوتیپ‌های پایه آلو به تنش شوری ناشی از کلرید سدیم

مریم عبادی^۱ | محمدرضا فتاحی مقدم^۲ | ذبیح اله زمانی^۳ | علی عبادی^۴

۱. گروه مهندسی علوم باغبانی و فضای سبز، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج، ایران. رایانامه: m_ebadi@ut.ac.ir
۲. نویسنده مسئول، گروه مهندسی علوم باغبانی و فضای سبز، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج، ایران. رایانامه: fattahi@ut.ac.ir
۳. گروه مهندسی علوم باغبانی و فضای سبز، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج، ایران. رایانامه: zzamani@ut.ac.ir
۴. گروه مهندسی علوم باغبانی و فضای سبز، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تهران، کرج، ایران. رایانامه: aebadi@ut.ac.ir

| اطلاعات مقاله | چکیده |
|---|---|
| نوع مقاله: مقاله پژوهشی | تنش شوری با تاثیر منفی بر رشد و متابولیسم گیاه منجر به کاهش عملکرد می‌شود. بنابراین، شناخت مکانیسم‌های تحمل به شوری می‌تواند راه حلی مفید برای به حداقل رساندن اثرات مخرب شوری باشد. پژوهش حاضر به صورت آزمایش گلدانی خارج از گلخانه برای بررسی پاسخ‌های تعداد هشت ژنوتیپ آلو (<i>Prunus cerasifera</i>) به غلظت‌های مختلف کلرید سدیم (صفر، ۴۰ و ۸۰ میلی‌مولار) به صورت فاکتوریل (فاکتورها شامل ژنوتیپ و غلظت شوری) در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی انجام شد. در غلظت ۸۰ میلی‌مولار کلرید سدیم نسبت به شاهد کاهش ۲۸-۵ درصدی سطح برگ، ۴۱-۱۳ درصدی ماده خشک کل، ۶/۲۱-۱۸/۷ درصدی شدت فلورسانس کلروفیل، ۷/۴۹-۷/۳۰ درصدی میزان کلروفیل کل و ۵/۴۶-۳/۲۲ درصدی میزان کارتنوئیدها و افزایش ۲۲-۷/۲۸ درصدی میزان سدیم شاخساره، ۸/۳۳-۱۱/۳ درصدی نشت یونی، ۴۴-۱۷ درصدی فلاونوئیدهای برگ، ۷/۴۷-۵/۲ درصدی فلاونوئیدهای ریشه و ۲/۹۶-۳۰/۲ درصدی فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز مشاهده گردید. در برخی ژنوتیپ‌ها افزایش غیر معنی‌دار ۸/۸-۲/۴ درصدی و در بقیه ژنوتیپ‌ها کاهش ۳/۲۱-۱۳/۳ درصدی میزان پتاسیم شاخساره مشاهده شد. نسبت‌های پتاسیم به سدیم شاخساره (۳/۵-۴)، سدیم شاخساره به ریشه (۵/۲-۱) و پتاسیم شاخساره به ریشه (۲/۸-۴/۹) در گیاهان شاهد به ترتیب به ۴-۰/۹، ۱۵/۴-۱/۸ و ۵/۱۲-۷/۶ در تیمار ۸۰ میلی‌مولار کلرید سدیم رسیدند. محتوای پروتئین کل در برخی ژنوتیپ‌ها افزایش ۲/۱۴-۱۱ درصدی و در بقیه کاهش ۳-۷ درصدی داشتند. همه ژنوتیپ‌ها تحت تنش شوری کاهش رشد و آسیب به دستگاه فتوسنتزی را نشان دادند، اما در میزان پاسخ به سایر ویژگی‌ها متفاوت بودند. در پژوهش حاضر، ژنوتیپ‌های UTPR1 و UTPR5 به ترتیب به عنوان حساس‌ترین و متحمل‌ترین ژنوتیپ شناخته شدند. |
| تاریخ دریافت: ۱۴۰۲/۰۴/۲۱ تاریخ بازنگری: ۱۴۰۲/۰۵/۳۰ تاریخ پذیرش: ۱۴۰۲/۰۶/۱۰ تاریخ انتشار: ۱۴۰۲/۰۷/۰۱ | |
| کلیدواژه‌ها: فعالیت پلی فنل اکسیداز، محتوای پروتئین کل، محتوای فلاونوئیدها، میزان عناصر سدیم و پتاسیم، نشت یونی. | |

استناد: عبادی، مریم؛ فتاحی مقدم، محمدرضا؛ زمانی، ذبیح اله و عبادی، علی (۱۴۰۲). مطالعه پاسخ‌های تعدادی از ژنوتیپ‌های پایه آلو به تنش شوری ناشی از کلرید سدیم.

DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.361935.2114> ۵۱۳-۵۳۴، (۳) ۵۴، نشریه علوم باغبانی ایران، ۵۴ (۳)، ۵۱۳-۵۳۴.

© نویسندگان.

DOI: <http://doi.org/10.22059/IJHS.2023.361935.2114>

ناشر: مؤسسه انتشارات دانشگاه تهران.

مقدمه

شوری یکی از عواملی است که بر رشد و متابولیسم گیاه تأثیر می‌گذارد و منجر به کاهش عملکرد به‌ویژه در مناطق خشک و نیمه خشک می‌شود. بیش از هشت درصد از زمین‌های جهان تحت تأثیر شوری قرار گرفته‌اند و از آنجا که ایران در کمربند نواحی خشک و بیابانی دنیا قرار گرفته است حدود ۶/۸ میلیون هکتار از زمین‌های کشاورزی کشور دارای خاک با درجات مختلف شوری هستند (Moameni, 2009). تنش شوری باعث یک‌سری تغییرات رشدی، فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و مولکولی مانند کاهش رشد رویشی، کاهش سطح برگ، کاهش فتوسنتز، عدم تعادل یونی، تجمع گونه‌های اکسیژن فعال و تغییر در فعالیت سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی در گیاهان می‌شود (Kamran et al., 2020). به همین دلیل، گیاهان برای تحمل و سازگاری در برابر تنش شوری مکانیسم‌های تکامل یافته‌ای مانند تنظیم اسمزی، تعادل یونی و سیستم‌های دفاع آنتی‌اکسیدانی را به‌دست آورده‌اند (Beacham et al., 2017). از آثار اولیه تنش شوری کاهش رشد شاخساره و سطح برگ است که نتیجه کاهش تقسیم سلولی، کاهش سرعت طویل شدن سلول، کاهش تورژانس سلولی، کاهش جذب عناصر غذایی و عدم تعادل یونی می‌باشد (Munns, 2002 & 2005; Munns et al., 2006; Parihar et al., 2015). همچنین، تنش شوری موجب کاهش میزان کلروفیل از طریق اکسیداسیون آن توسط رادیکال‌های آزاد، تداخل یون‌های نمک با کمپلکس‌های رنگدانه-پروتئین، اختلال در عمل کلروپلاست و افزایش فعالیت آنزیم کلروفیل‌لاز می‌شود (Sarker & Oba, 2020). آسیب و کاهش محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی منجر به کاهش راندمان جذب نور در هر دو فتوسیستم یک و دو و در نتیجه کاهش ظرفیت فتوسنتزی می‌شود (Rohacek, 2002; Maxwell & Johnson, 2000; Ashraf & Harris, 2013).

تنش شوری جذب سدیم را افزایش و جذب پتاسیم را کاهش می‌دهد و منجر به اختلال در تعادل یونی و سمیت یونی می‌شود. تنظیم نسبت پتاسیم به سدیم نقش مهمی در حفظ فعالیت‌های فیزیولوژیکی سلول‌ها ایفا می‌کند که می‌تواند از طریق مکانیسم‌های مختلف مانند جذب انتخابی یون، جریان سدیم و بخش‌بندی یون حاصل شود (Guo et al., 2022). گیاهان از مکانیسم‌های مختلفی برای مقابله با سمیت سدیم استفاده می‌کنند. برخی از گیاهان سدیم را به برگ‌ها منتقل و آن را در واکوئل ذخیره می‌کنند، در حالیکه برخی دیگر سدیم را از سطح ریشه خارج می‌کنند (Tejera et al., 2006). افزایش جذب پتاسیم نیز یک راهکار شناخته شده برای مقابله با ورود سدیم و تحمل به تنش است (Ahmed et al., 2013). تنش‌های محیطی از جمله تنش شوری بر تولید گونه‌های اکسیژن فعال در گیاهان نیز تأثیر می‌گذارد و باعث ایجاد استرس اکسیداتیو می‌شوند و به این ترتیب تعادل بین واکنش‌های اکسیداتیو و آنتی‌اکسیداتیو را بر هم می‌زنند. گونه‌های اکسیژن فعال عمده‌تاً در آپوپلاست، کلروپلاست، میتوکندری و پراکسی زوم‌ها تولید می‌شوند (Zhao et al., 2020). گیاهان مسیرهای مشخصی برای سم‌زدایی گونه‌های اکسیژن فعال از طریق طیف وسیعی از املاح سازگار از جمله پروتئین محلول، پرولین و قندهای محلول یا سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی غیر آنزیمی همانند کارتنوئیدها و فلاونوئیدها و سایر ترکیبات فنلی و آنزیمی مانند پلی‌فنل اکسیداز را به تنهایی یا در ترکیب با یکدیگر برای متعادل کردن تنش اسمزی و محافظت از ماکرومولکول‌ها (مانند پروتئین‌ها و غشاها) و ساختار آن‌ها در برابر آسیب‌های ناشی از تنش شوری دارند (Tester & Davenport, 2003).

اکثر درختان میوه هسته‌دار از جمله آلو به تنش شوری حساس هستند. عملکرد درختان بادام، زردآلو و آلو در غلظت‌های شوری بالای ۱/۵ دسی‌زیمنس بر متر محلول خاک، به تدریج کاهش می‌یابد و در غلظت شوری چهار دسی‌زیمنس بر متر به ۵۰ درصد کاهش می‌یابد (Ottman & Byrne, 1988). تنوع ژنتیکی موجود در جنس پرونوس و همچنین شناخت مکانیسم‌های تحمل به شوری می‌تواند ابزار ارزشمندی برای غربالگری ارقام و ژنوتیپ‌های متحمل باشند. در شرایط تنش شوری نقش پایه برای تعیین کارایی درختان حیاتی است و از آنجا که پژوهش‌های محدودی در جنس پرونوس و به‌ویژه آلو در ارتباط با تحمل به تنش شوری پایه‌ها صورت گرفته است، این پژوهش با هدف مطالعه پاسخ‌های رشدی، فیزیولوژیکی،

بیوشیمیایی و آنتی اکسیدانی تعدادی از ژنوتیپ‌های منتخب پایه آلو غربال شده از نظر میزان ریشه‌زایی و تنش شوری از میان ۲۵۵ ژنوتیپ انجام شد.

پیشینه پژوهش

کاهش سطح برگ یک واکنش معمولی به تنش شوری است که می‌تواند به عنوان یک مکانیسم اجتنابی برای از دست دادن آب کمتر باشد (Munns & Tester, 2008). تحت تنش شوری کلرید سدیم در پنج رقم زیتون (Kchaou *et al.*, 2010)، پایه‌های پسته (Rahneshan *et al.*, 2018) و ارقام انار (Liu *et al.*, 2020) کاهش سطح برگ گزارش شده است. میزان تولید ماده خشک در شرایط تنش شوری نسبت به شاهد با تحمل به شوری مرتبط است و کاهش معنی‌دار آن به دلیل کاهش جذب آب و مواد غذایی در نتیجه تنش اسمزی است (Munns, 2002). کاهش ماده خشک کل در چهار گونه پرونوس آمریکای شمالی (*P. maritima*, *Prunus andersonii*، *P. havardii* و *P. mexicana*)، پایه هلوی 'Nemaguard' (Rieger, 2001)، پایه گیلاس 'گیزلا ۵' (Erturk *et al.*, 2007)، ارقام زیتون (Kchaou *et al.*, 2010; Rengi *et al.*, 2019) و ارقام انار (Liu *et al.*, 2020) در منابع آمده است.

نسبت Fv/Fm که حداکثر بازده کوانتومی فتوسنتز II را تعیین می‌کند در برگ‌های سالم اکثر گونه‌های گیاهی حدود ۰/۸ است و مقدار کمتر آن نشان از آسیب یا غیرفعال شدن فتوسنتز II است (Ashraf & Harris, 2013). کاهش این نسبت در نهال‌های یکساله بادام به حدود ۰/۵۹ (Ranjbarfordoei *et al.*, 2006) و ژنوتیپ‌های منتخب مرکبات (Etehadpour *et al.*, 2019) گزارش شده است. آسیب و کاهش میزان کلروفیل که از دیگر آثار منفی تنش شوری است در پایه‌های رویشی آلو 'Mariana GF 8-1'، 'Myrobalan B' و 'Pixy' (Bolat *et al.*, 2006)، پایه گیلاس 'گیزلا ۵' (Erturk *et al.*, 2007)، پایه رویشی هیبرید هلو-بادام 'GF677' (Gholami & Rahemi, 2009)، ژنوتیپ‌های منتخب مرکبات (Etehadpour *et al.*, 2019) و چهار رقم زیتون (Rengi *et al.*, 2019) و کاهش میزان کارتنوئیدها در پسته (Rahneshan *et al.*, 2018) تحت تنش شوری کلرید سدیم مشاهده شده است.

مطالعات نشان می‌دهد که میزان سدیم و نسبت سدیم به پتاسیم در ارقام متحمل به شوری به طور قابل توجهی کمتر از ارقام حساس به شوری است (Guo *et al.*, 2022). با افزایش سطح تنش شوری در گونه‌های پرونوس (Rieger, 2001)، پایه‌های رویشی آلو (Bolat *et al.*, 2006)، پایه گیلاس 'گیزلا ۵' (Erturk *et al.*, 2007)، پایه رویشی بادام 'GF677' (Gholami & Rahemi, 2009)، پایه‌های پاکوتاه سب (Mohebi *et al.*, 2021) و پایه‌های جنس پرونوس شامل 'Rootpac 40' و 'Nemaguard' (Acharya *et al.*, 2022) میزان سدیم و پتاسیم اندام هوایی به ترتیب افزایش و کاهش نشان دادند. علاوه بر این مشاهده شده است که ارقام، پایه‌ها و واریته‌های متحمل میزان سدیم کمتر و پتاسیم بیشتری در اندام هوایی خود نسبت به ارقام، پایه‌ها و واریته‌های حساس داشتند (Bolat *et al.*, 2006; Sarker & Oba, 2020; Mohebi *et al.*, 2021; Acharya *et al.*, 2022). اندازه‌گیری نشت یونی می‌تواند تخمینی از آسیب سلولی تحت تنش شوری ارائه دهد، به طوری که افزایش میزان آن با افزایش سطح شوری در سه پایه رویشی آلو (Bolat *et al.*, 2006) و پایه‌های سب (Yin *et al.*, 2010) گزارش شده است و در گیاهان متحمل افزایش آن نسبت به گیاهان حساس کمتر بوده است.

تحت تنش شوری کاهش محتوای پروتئین کل در پایه‌های سب (Yin *et al.*, 2010) و ژنوتیپ‌های منتخب مرکبات (Etehadpour *et al.*, 2019) گزارش شده است اما در پژوهشی توسط Sorkheh *et al.* (2012) برخی از گونه‌های وحشی بادام کاهش و برخی افزایش محتوای پروتئین کل را نشان دادند. برای از بین بردن سطوح بالای گونه‌های اکسیژن فعال، یک سیستم کارآمد از آنتی اکسیدان‌های غیر آنزیمی و آنزیمی نیاز است تا با تاثیر بر پاسخ‌های فیزیولوژیکی درون‌زا، گیاهان

بتوانند به محیط‌های نامطلوب از جمله تنش شوری پاسخ دهند. افزایش محتوای فلاونوئیدها در گیاه گلرنگ (Gengmao) (et al., 2014) و افزایش فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز در سویا^۲ (Weisany et al., 2012) به عنوان شاخص تحمل به تنش شوری در منابع آمده است. (Toro et al., 2021) هفت پایه از جنس پرونوس را بر اساس برخی از صفات تحت تنش صفر، ۶۰ و ۱۲۰ میلی‌مولار کلرید سدیم به مدت ۳۰ روز به سه گروه پایه‌های بسیار حساس 'Mazzard F12/1'، نسبتاً متحمل 'Maxma 60'، 'Cab 6P' و 'AGAF 0204-09' و متحمل به تنش شوری 'Colt'، 'Mariana 2624' و 'Garne' دسته‌بندی کردند. در نهایت، پایه آلو 'Mariana 2624' عملکرد بهتری در ارتباط با پارامترهای اندازه‌گیری شده در شرایط تنش نسبت به هم گروه‌های خود نشان داد.

روش‌شناسی پژوهش

این پژوهش در گروه مهندسی علوم باغبانی و فضای سبز دانشکده کشاورزی دانشگاه تهران واقع در کرج به صورت فاکتوریل (فاکتورها شامل ژنوتیپ و غلظت شوری) در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در سه تکرار انجام شد. مواد گیاهی شامل ژنوتیپ‌های بذری آلو بودند که از داخل یک خزانه و بر اساس برخی از صفات رویشی از جمله قدرت و عادت رشدی انتخاب و در ایستگاه تحقیقات گروه باغبانی (واقع در مسیر جاده محمدشهر کرج) کشت شده بودند. از ژنوتیپ‌های منتخب، قلمه‌های نیمه خشبی تهیه شد که پس از تیمار با قارچ کش کاپتان (دو گرم در لیتر) و هورمون ایندول-۳-بوتیریک اسید (۱/۵ گرم در لیتر) به روش غوطه‌وری به مدت ۲۰-۱۵ ثانیه در گلدان‌های حاوی بستر مرطوب شامل ۱ ماسه: ۱ پرلیت کشت شدند. قلمه‌ها در محیط بیرون و داخل یک خزانه پلاستیکی پوشیده شده با سایبان ۵۰ درصد به مدت ۱۲ هفته با رطوبت ۸۰-۶۰ درصد نگهداری شدند. قلمه‌های ریشه‌دار شده به گلدان‌های نایلونی یک لیتری انتقال پیدا کردند و در گلخانه (دمای ۲۵-۱۸ درجه سلسیوس در روز و ۱۵-۱۰ درجه سلسیوس در شب) تا اواخر فروردین ماه نگهداری شدند و پس از سازگاری با محیط بیرون در اردیبهشت ماه به بیرون از گلخانه انتقال داده شدند. از اسفند تا خرداد ماه گیاهان با کود کامل اگریمل ساخت کشور هلند هر دو هفته یکبار مورد تغذیه قرار گرفتند و پی‌اچ محلول غذایی در محدوده ۶-۶/۵ تنظیم گردید. اواخر اردیبهشت ماه گیاهان در گلدان‌های ۱۲ لیتری شامل مخلوط خاکی ۲ خاکبرگ: ۱ ماسه: ۱ رس کشت شدند. حدود یک‌ماه پس از استقرار کامل و موفق گیاهان و بروز نشانه‌های رشد، تیمارهای کلرید سدیم (صفر، ۴۰ و ۸۰ میلی‌مولار به ترتیب معادل ۰/۸، ۴ و ۷/۴ دسی زیمنس بر متر) بتدریج برای جلوگیری از شوک گیاهان از تیر ماه به مدت ۱۳ هفته اعمال شدند. در طول مدت آزمایش، تیمار شاهد با آب معمولی و تیمارهای ۴۰ و ۸۰ میلی‌مولار با محلول حاوی کلرید سدیم با غلظت‌های مورد نظر آبیاری شدند. گیاهان هر دو الی سه روز یکبار در ساعات ۹-۱۱ صبح بسته به شرایط محیطی و اندازه گیاه آبیاری شدند و به منظور جلوگیری از انباشت نمک، مقدار ۱۵ درصد ظرفیت زراعی، آب (رابطه ۱) بیشتری به گلدان‌ها داده شد. پس از هر آبیاری، محلول‌های خارج شده از زیر گلدان‌ها برای تیمارهای شوری به طور جداگانه جمع‌آوری و هدایت الکتریکی آن‌ها اندازه‌گیری شد. با استفاده از رابطه ۲ (Hoffman et al., 1989) هدایت الکتریکی عصاره اشباع خاک محاسبه می‌گردید تا در صورت نیاز آبشویی با آب معمولی صورت گیرد. در طول مدت آزمایش دو مرتبه آبشویی انجام شد.

$$M = A \times D \times (FC - PWP) \times MAD \quad \text{رابطه ۱}$$

M: محلول مورد نیاز، A: سطح گلدان، D: عمق خاک، FC: رطوبت خاک در حد ظرفیت زراعی، PWP: رطوبت خاک در نقطه پژمردگی و MAD: کمبود رطوبت مجاز.

1 *Carthamus tinctorius* L.

2 *Glycin max* L.

$$EC_e = 0.3 + (0.6 \times EC_{sw}) \quad \text{رابطه ۲}$$

EC_e : هدایت الکتریکی عصاره اشباع خاک محدوده توسعه ریشه و EC_{sw} : هدایت الکتریکی آب آبیاری.

شاخص‌های مورد ارزیابی

سطح برگ

تعداد ۶ عدد از برگ‌های جدید و کاملاً گسترش یافته یک هفته قبل از پایان تنش جمع‌آوری شدند و بلافاصله سطح برگ آن‌ها توسط دستگاه سطح سنج مدل ΔT ساخت کشور انگلستان اندازه‌گیری و سپس میانگین آن‌ها محاسبه شد (Datta & Chakroboarty, 2018).

درصد ماده خشک کل گیاه

به منظور تعیین درصد ماده خشک کل گیاه، در پایان تنش یکی از گیاهان هر ژنوتیپ موجود در هر تکرار و تیمار تخریب شد. برگ‌ها جداگانه جمع‌آوری شدند و ساقه و ریشه نیز از محل طوقه جدا شدند. بلافاصله وزن تر آن‌ها توسط تراوزی دیجیتال با دقت یک صدم گرم (مدل M6202i ساخت شرکت بل ایتالیا) اندازه‌گیری شد. سپس نمونه‌ها داخل پاکت‌های کاغذی قرار داده شدند و به مدت ۴۸ ساعت در دمای 70 ± 2 درجه سلسیوس در آون خشک شدند. وزن خشک نمونه‌ها نیز توسط همان ترازو اندازه‌گیری شد. درصد ماده خشک توسط رابطه ۳ محاسبه شد.

$$\text{رابطه ۳} \quad \text{درصد ماده خشک} = [DW/FW] \times 100$$

DW : وزن خشک نمونه، FW : وزن تر نمونه.

شدت فلورسانس کلروفیل

بدین منظور بین ساعت‌های ۹ تا ۱۱ یک هفته قبل از پایان تنش با استفاده از دستگاه فلورسانس سنج قابل حمل مدل PEA ساخت کشور انگلستان انجام گردید. برگ‌های جوان و توسعه یافته توسط گیره‌های مخصوص به مدت ۳۰ دقیقه پوشانده شدند و سپس کمینه و بیشینه فلورسانس برگ سازگار شده به تاریکی توسط دستگاه ثبت گردید. حامل‌های الکترون فتوسیستم II و تمام مراکز واکنش در طول تاریکی دو مرتبه اکسید می‌شوند (Zhang & Xu, 2003). کارایی فتوسیستم II (F_v/F_m) از رابطه ۴ محاسبه گردید که F_m و F_o به ترتیب حداقل و حداکثر فلورسانس کلروفیل در حالت تاریکی می‌باشند.

$$\text{رابطه ۴} \quad F_v/F_m = [F_m - F_o]/F_m$$

میزان کلروفیل کل و کارتنوئیدهای برگ

برای سنجش میزان کلروفیل کل و کارتنوئیدها میزان ۲۴ میلی‌گرم برگ تازه پودر شده توزین گردید و دو میلی‌لیتر استون ۹۰ درصد به آن اضافه شد. نمونه‌ها به مدت ۲۴ ساعت در تاریکی و در دمای اتاق قرار گرفتند و پس از آن به مدت ۱۰ دقیقه و با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شدند. جذب نور محلول شناور رویی در طول موج‌های ۶۶۳، ۶۴۵ و ۴۷۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر مدل U-2000 ساخت شرکت هیتاچی ژاپن قرائت گردید. سپس میزان کلروفیل کل و کارتنوئیدها به ترتیب از رابطه‌های ۵ تا ۸ محاسبه و بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن خشک برگ گزارش شدند (Su et al., 2010).

$$\text{رابطه ۵} \quad \text{میزان کلروفیل a} = (12.25 A_{663} - 2.79 A_{645}) \times \frac{V}{W \times 1000}$$

$$\text{رابطه ۶} \quad \text{میزان کلروفیل b} = (21.50 A_{645} - 5.10 A_{663}) \times \frac{V}{W \times 1000}$$

$$\text{رابطه ۷)} \quad \text{میزان کلروفیل کل} = \frac{(7.15 \times A_{663} + 18.71 \times A_{645}) \times \frac{V}{W \times 1000}}{198} \times \frac{V}{W \times 1000}$$

$$\text{رابطه ۸)} \quad \text{میزان کاروتنوئیدها} = \frac{(1000 \times A_{470}) - (1.82 \times \text{Chla}) - (85.02 \times \text{Chlb})}{198} \times \frac{V}{W \times 1000}$$

$\text{Chl } a$: کلروفیل a ، $\text{Chl } b$: کلروفیل b ، V : حجم نهایی عصاره (میلی لیتر)، W : وزن تازه نمونه (گرم).

میزان عناصر سدیم و پتاسیم شاخساره، نسبت پتاسیم به سدیم شاخساره و نسبت سدیم و پتاسیم شاخساره به ریشه

برای اندازه گیری میزان عناصر سدیم و پتاسیم یک گرم از هر کدام از نمونه های شاخساره و ریشه داخل بوته چینی توزین شدند (نمونه ها به قطعات ریز تقسیم شدند) و در کوره به مدت ۵ ساعت در دمای ۶۰۰ درجه سلسیوس قرار گرفتند. پس از خروج از کوره هضم اسیدی با اسید کلریدریک دو نرمال (۱۰ میلی لیتر) انجام شد. غلظت عناصر توسط دستگاه فلیم فتومتر دیجیتال مدل ۶۲۰ ساخت شرکت فاطر الکترونیک ایران بر حسب میلی گرم بر لیتر اندازه گیری و با استفاده از رابطه ۹ بر حسب درصد ماده خشک محاسبه گردید. علاوه بر این نسبت پتاسیم به سدیم شاخساره، نسبت سدیم شاخساره به ریشه و نسبت پتاسیم شاخساره به ریشه نیز محاسبه شدند.

$$\text{رابطه ۹)} \quad \text{میزان عنصر } C = \frac{[(C \times V \times D) / (10^6 \times DW)] \times 100}{100}$$

C : غلظت عنصر (میلی گرم بر لیتر)، V : حجم نهایی عصاره (میلی لیتر)، D : درجه رقت، DW : وزن خشک نمونه (گرم).

درصد نشت یونی برگ

برای اندازه گیری درصد نشت یونی برگ، تعداد ۱۵ دیسک با قطر یک سانتی متر از برگ های جوان کاملاً توسعه یافته در پایان مرحله تنش تهیه و در فالكون های ۵۰ میلی لیتری حاوی ۳۰ میلی لیتر آب مقطر قرار داده شدند. نمونه ها به مدت ۲۴ ساعت در دمای اتاق روی شیکر قرار گرفتند و پس از این مدت هدایت الکتریکی اولیه نمونه ها توسط هدایت سنج دیجیتالی رومیزی مدل ST3100C-F ساخت شرکت اوهایوس سوییس قرائت گردید. سپس نمونه ها در دمای ۱۲۱ درجه سلسیوس و فشار یک اتمسفر به مدت ۲۰ دقیقه اتوکلاو شدند. پس از رسیدن دمای نمونه ها به دمای اتاق هدایت الکتریکی نهایی نمونه ها نیز قرائت شد (Lutts *et al.*, 1999). درصد نشت یونی از رابطه ۱۰ محاسبه گردید:

$$\text{رابطه ۱۰)} \quad \text{درصد نشت یونی} = [EC_1 / EC_2] \times 100$$

EC_1 : هدایت الکتریکی اولیه، EC_2 : هدایت الکتریکی ثانویه.

محتوای پروتئین کل برگ

میزان ۲۵۰ میکرو لیتر عصاره آنزیمی تهیه شده با بافر فسفات پتاسیم ۵۰ میلی مولار در یک اتاق تاریک با محلول برادفورد به میزان ۲۵۰۰ میکرو لیتر مخلوط شدند. نمونه ها به مدت ۲۰ دقیقه در تاریکی قرار گرفتند و سپس میزان جذب نور نمونه ها در طول موج ۵۹۵ نانومتر (Bradford, 1976) توسط دستگاه اسپکتروفتومتر مدل U-2000 ساخت شرکت هیتاچی ژاپن قرائت گردید. برای رسم منحنی استاندارد از آلبومن سرم گاوی در غلظت های ۲۰، ۵۰، ۱۰۰، ۲۵۰، ۵۰۰، ۷۵۰ و ۱۰۰۰ میلی گرم بر لیتر استفاده شد و در نهایت غلظت پروتئین کل بر حسب میلی گرم بر گرم وزن تر گزارش گردید.

محتوای فلاونوئیدهای برگ و ریشه

از روش رنگ سنجی کلرید آلومینیوم (Tristantini & Amalia, 2019) برای تعیین محتوای فلاونوئیدها استفاده شد. بدین منظور میزان ۲۵۰ میکرولیتر عصاره متانولی، ۷۵۰ میکرولیتر متانول ۸۰ درصد، ۱۴۰۰ میکرولیتر آب مقطر، ۱۰۰ میکرولیتر کلرید آلومینیوم ۱۰ درصد (حل شده در متانول ۸۰ درصد) و ۱۰۰ میکرولیتر استات پتاسیم یک مولار با یکدیگر مخلوط شدند و به مدت نیم ساعت در دمای اتاق قرار گرفتند. سپس میزان جذب نور نمونه‌ها در طول موج ۴۱۵ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر مدل U-2000 ساخت شرکت هیتاچی ژاپن قرائت گردید. برای رسم منحنی استاندارد از کوئرتستین در غلظت‌های مختلف (۰، ۲۰، ۴۰، ۶۰، ۸۰، ۱۰۰ میلی گرم بر لیتر) استفاده شد. محتوای فلاونوئیدها با استفاده از رسم منحنی استاندارد ابتدا بر حسب میلی گرم بر لیتر محاسبه و سپس بر حسب میلی گرم کوئرتستین بر گرم وزن خشک گزارش گردید.

فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز برگ

به منظور سنجش فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز برگ، میزان ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی با ۳۰۰۰ میکرولیتر بافر فسفات (pH=7) و ۵۰ میکرولیتر پیروگالول ۱۰۰ میلی مولار مخلوط گردید. میزان فعالیت آنزیم بر حسب مقادیر اکسید شده پیروگالول در طول موج ۴۲۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر مدل U-2000 ساخت شرکت هیتاچی ژاپن قرائت گردید و فعالیت ویژه آنزیم بر حسب واحد آنزیم بر میلی گرم پروتئین بر دقیقه گزارش شد (Gonzalez et al., 1999).

تجزیه آماری داده‌ها

نتیجه‌های حاصل از آزمایش با نرم افزار SPSS نسخه ۲۶ تجزیه شدند و میانگین داده‌ها با استفاده از آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح آماری پنج درصد مقایسه شدند. نمودارها و منحنی‌های استاندارد با نرم افزار اکسل نسخه ۲۰۱۹ رسم شدند.

یافته‌های پژوهش

تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که همه صفات مورد بررسی در این پژوهش، در سطح احتمال یک و پنج درصد برای تیمارهای سطح تنش شوری و ژنوتیپ معنی‌دار بودند. علاوه بر این، برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ نیز در سطح احتمال خطای یک درصد برای همه صفات معنی‌دار بود. مقایسه میانگین داده‌ها (جدول ۱ و شکل‌های ۱ تا ۵) نشان داد که با افزایش سطح تنش شوری صفاتی مانند سطح برگ، درصد ماده خشک کل گیاه، شدت فلورسانس کلروفیل، میزان کلروفیل کل، میزان کارتنوئیدهای برگ و نسبت پتاسیم به سدیم شاخساره کاهش و صفاتی شامل میزان سدیم شاخساره، نسبت پتاسیم شاخساره به ریشه، درصد نشت یونی، محتوای فلاونوئیدهای برگ و ریشه و میزان فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز افزایش یافتند. نسبت سدیم شاخساره به ریشه، میزان پتاسیم شاخساره و محتوای پروتئین کل در ژنوتیپ‌ها روند متفاوتی نشان دادند. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ برای صفات سطح برگ، درصد ماده خشک کل گیاه، شدت فلورسانس کلروفیل، میزان کلروفیل کل و کارتنوئیدها، میزان سدیم شاخساره، میزان پتاسیم شاخساره، نسبت سدیم شاخساره به ریشه، نسبت پتاسیم شاخساره به ریشه در جدول ۱ ارائه شده است.

سطح برگ

با افزایش سطح تنش شوری، سطح برگ کاهش یافت (جدول ۱). در تمام سطوح تنش شوری ژنوتیپ‌های UTPR2، UTPR5 و UTPR8 کمترین (۱۳/۶ سانتی متر مربع) و ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR4، UTPR6 و UTPR7 بیشترین (۱۶/۱۷-۴/۱) سانتی متر مربع) سطح برگ را داشتند. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ نشان داد که در

تیمار ۴۰ میلی مولار نسبت به شاهد ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR2، UTPR5، UTPR7 و UTPR8 کاهش سطح برگ معنی داری نشان ندادند خصوصاً در ژنوتیپ UTPR5 که سطح برگ حفظ شده بود. بیشترین کاهش سطح برگ در تیمار ۴۰ میلی مولار در ژنوتیپ‌های UTPR3، UTPR4 و UTPR6 مشاهده شد که در آن‌ها با افزایش سطح شوری به ۸۰ میلی مولار کاهش معنی داری مشاهده نشد. در بالاترین سطح تنش شوری (۸۰ میلی مولار) نسبت به شاهد، کمترین کاهش سطح برگ (۵-۷ درصد) در ژنوتیپ‌های UTPR2 و UTPR8 و بیشترین کاهش (۲۸-۲۶ درصد) در ژنوتیپ‌های UTPR3 و UTPR4 بدست آمد. ژنوتیپ‌های UTPR2 و UTPR8 در طول سطح تنش شوری تغییر معنی داری در سطح برگ نشان ندادند.

درصد ماده خشک کل گیاه

درصد ماده خشک کل با افزایش روند سطح تنش شوری نسبت به شاهد کاهش نشان داد (جدول ۱). میزان آن در گیاهان شاهد ۳۳/۶-۴۰/۸ درصد بود که در تیمار ۸۰ میلی مولار به ۲۲/۷-۳۲/۱۴ درصد کاهش یافت. در بالاترین سطح تنش شوری میزان ماده خشک کل در ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 بیشتر از بقیه ژنوتیپ‌ها بود. میزان کاهش ماده خشک کل در بالاترین سطح تنش شوری نسبت به شاهد در ژنوتیپ‌های UTPR1 تا UTPR4 بیشتر (۷/۴۰-۳۲/۶ درصد) از ژنوتیپ‌های UTPR5 تا UTPR8 (۴/۱۳-۲۶ درصد) بود. کمترین و بیشترین کاهش در تیمار ۸۰ میلی مولار نسبت به شاهد به ترتیب در ژنوتیپ‌های UTPR5 و UTPR2 مشاهده شد.

شدت فلورسانسی کلروفیل

میزان F_v/F_m با افزایش سطح تنش شوری کاهش نشان داد (جدول ۱) و در تمام سطوح تنش شوری ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR6 و UTPR7 بیشترین (۰/۷۶) میزان F_v/F_m را داشتند. روند کاهشی در همه ژنوتیپ‌ها تقریباً مشابه بود و نسبت F_v/F_m در تیمار شاهد ۰/۸۴-۰/۸۳ بود که به ۰/۶۸-۰/۶۶ در بالاترین سطح تنش شوری کاهش یافت، به طوری که در تیمار ۸۰ میلی مولار نسبت به شاهد کاهش ۲۱/۶-۱۸/۷ درصدی مشاهده گردید.

میزان کلروفیل کل و کارتنوئیدهای برگ

میزان کلروفیل کل در اثر تیمارهای شوری کاهش یافت (جدول ۱). در تمام سطوح تنش شوری، ژنوتیپ UTPR1 بیشترین (۲/۰۴ میلی گرم بر گرم وزن تازه) و ژنوتیپ‌های UTPR6 و UTPR7 کمترین (به ترتیب ۱/۵۶ و ۱/۵۲ میلی گرم بر گرم وزن تازه) میزان کلروفیل کل را داشتند. در تیمار ۴۰ میلی مولار نسبت به شاهد، ژنوتیپ‌های UTPR2 و UTPR5 کمترین کاهش (حدود ۱۹ درصد) و ژنوتیپ UTPR1 بیشترین کاهش (۴/۴۰ درصد) را نشان دادند. در بالاترین سطح تنش شوری نسبت به شاهد، بیشترین کاهش میزان کلروفیل کل (۷/۴۹ درصد) در ژنوتیپ UTPR1 حاصل شد. علاوه بر کاهش میزان کلروفیل، کاهش میزان کارتنوئیدها نیز همراه با افزایش سطح تنش شوری مشاهده شد (جدول ۱). در همه سطوح تنش شوری ژنوتیپ UTPR2 بیشترین (۰/۷۸ میلی گرم بر گرم وزن تازه) میزان کارتنوئیدها را داشت. در ژنوتیپ‌های UTPR4 و UTPR8 کمترین کاهش (به ترتیب ۳/۲۲ درصد و ۴/۲۴ درصد) و در ژنوتیپ UTPR1 بیشترین کاهش (۵/۴۶ درصد) میزان کارتنوئیدها مشاهده شد. روند کاهش میزان کلروفیل کل در ژنوتیپ‌های UTPR4 و UTPR8 و همچنین روند کاهش میزان کارتنوئیدها در ژنوتیپ‌های UTPR3، UTPR4، UTPR5 و UTPR8 در بالاترین سطح تنش شوری نسبت به تیمار ۴۰ میلی مولار معنی دار نبودند.

جدول ۱. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ در برخی از صفات رویشی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی در ژنوتیپ‌های منتخب آلو

| نسبت پتاسیم شاخساره به ریشه | نسبت سدیم شاخساره به ریشه | نسبت پتاسیم به سدیم شاخساره | میزان پتاسیم شاخساره (درصد ماده خشک) | میزان سدیم شاخساره (درصد ماده خشک) | میزان کار تنویدها (میلی گرم بر گرم وزن تازه) | میزان کلروفیل کل (میلی گرم بر گرم وزن تازه) | شدت فلورسانس کلروفیل (F_v/F_m) | درصد ماده خشک کل گیاه | سطح برگ (سانتی متر مربع) | غلظت کلرید سدیم (میلی مولار) | ژنوتیپ |
|-----------------------------|---------------------------|-----------------------------|--------------------------------------|------------------------------------|--|---|------------------------------------|-----------------------|--------------------------|------------------------------|--------|
| ۵/۸ hi | ۲/۲ ef | ۵/۳ a | ۳/۴۵ b-d | ۰/۶۵ jk | ۱/۰۶ a | ۲/۹۲ a | ۰/۸۴۲ a | ۳۳/۶ c-e | ۱۸/۱۳ bc | ۰ | |
| ۹/۷ bc | ۳/۲ cd | ۲/۹ e | ۲/۵۴ bc | ۱/۲۲ e | ۰/۷۰ d-f | ۱/۷۴ f | ۰/۷۵۵ cd | ۲۸/۸۹ g | ۱۷/۵۵ c | ۴۰ | UTPR1 |
| ۸/۷ b-e | ۳/۴ c | ۲/۱ f | ۲/۷۰ h-k | ۱/۳۱ de | ۰/۵۷ g-j | ۱/۴۷ h-j | ۰/۶۸۱ gh | ۲۲/۶۶ h | ۱۵/۵۶ de | ۸۰ | |
| ۴/۹ i | ۲/۵ de | ۴ cd | ۲/۹۵ e-i | ۰/۷۵ ij | ۰/۸۶ b | ۲/۰۲ de | ۰/۸۳۹ ab | ۳۹/۸۷ ab | ۱۳/۹۸ e-g | ۰ | |
| ۶/۴ f-i | ۴/۲ b | ۱/۲ gh | ۲/۳۵ kl | ۱/۹۰ b | ۰/۶۶ e-g | ۱/۶۳ fg | ۰/۷۴۹ d-f | ۳۲/۱ d-g | ۱۳/۶۳ fg | ۴۰ | UTPR2 |
| ۸/۳ b-e | ۸/۱ a | ۰/۹ h | ۲/۳۱ l | ۲/۶۷ a | ۰/۵۱ i-k | ۱/۴۰ i-k | ۰/۶۷۵ h | ۲۳/۶۶ h | ۱۳/۲۷ g | ۸۰ | |
| ۵/۷ hi | ۲/۲ ef | ۴/۳ b-d | ۲/۷۹ g-j | ۰/۶۵ jk | ۰/۸۶ b | ۲/۱۴ cd | ۰/۸۳۶ ab | ۴۰/۵۱ ab | ۱۷/۴۶ c | ۰ | |
| ۷/۳ e-h | ۴/۸ b | ۱/۸ fg | ۲/۶۵ i-l | ۱/۵۱ c | ۰/۶۲ f-h | ۱/۵۳ g-j | ۰/۷۴۵ f | ۳۲/۶۵ d-f | ۱۳/۴۷ g | ۴۰ | UTPR3 |
| ۷/۸ d-g | ۴/۵ b | ۱/۲ gh | ۲/۴۲ kl | ۲ b | ۰/۵۴ h-k | ۱/۴۰ i-k | ۰/۶۶۵ i | ۲۵/۰۱ h | ۱۲/۸۹ gh | ۸۰ | |
| ۶/۲ g-i | ۲/۲ ef | ۴/۹ ab | ۳ e-i | ۰/۶۱ k | ۰/۷۶ cd | ۲/۲۳ b | ۰/۸۳۸ ab | ۳۸/۸۲ ab | ۱۹/۸۵ a | ۰ | |
| ۹/۹ bc | ۲/۳ ef | ۳/۱ e | ۳/۱۳ d-g | ۱/۰۲ fg | ۰/۶۳ f-h | ۱/۷۳ f | ۰/۷۴۵ f | ۳۲ d-g | ۱۴/۶۹ e-g | ۴۰ | UTPR4 |
| ۱۲/۵ a | ۴ bc | ۱/۸ fg | ۲/۴۹ j-l | ۱/۳۸ d | ۰/۵۹ g-i | ۱/۵۶ g-i | ۰/۶۵۷ j | ۲۴/۶۳ h | ۱۴/۳۵ e-g | ۸۰ | |
| ۵/۷ hi | ۲ ef | ۴/۹۵ ab | ۲/۹۰ f-i | ۰/۵۹ k | ۰/۷۴ de | ۱/۹۸ e | ۰/۸۳۴ b | ۳۷ bc | ۱۴/۶ e-g | ۰ | |
| ۸/۷ b-e | ۱/۷ ef | ۴/۱ cd | ۳/۳۰ c-f | ۰/۸۰ hi | ۰/۶۰ g-i | ۱/۶۰ f-h | ۰/۷۴۷ ef | ۳۴/۵۸ cd | ۱۴/۵ e-g | ۴۰ | UTPR5 |
| ۷/۶ d-h | ۱/۴ f | ۲/۹۵ e | ۲/۹۷ e-i | ۱ fg | ۰/۵۰ i-k | ۱/۲۵ kl | ۰/۶۶۴ i | ۳۲/۱۴ d-g | ۱۱/۶ h | ۸۰ | |
| ۶/۴ f-i | ۲/۲ ef | ۴/۶ a-c | ۲/۹۸ e-i | ۰/۶۶ jk | ۰/۸۴ bc | ۱/۹۸ e | ۰/۸۴۰ ab | ۳۸/۸۳ ab | ۱۹/۲۲ ab | ۰ | |
| ۸/۴ b-e | ۱/۷ ef | ۳/۵ de | ۳/۱۹ c-f | ۰/۹۱ gh | ۰/۵۹ g-i | ۱/۴۴ h-j | ۰/۷۵۵ cd | ۳۳/۶۳ c-e | ۱۵/۳۵ d-f | ۴۰ | UTPR6 |
| ۸/۹ b-e | ۱/۸ ef | ۳/۱ e | ۳/۱۸ c-g | ۱/۰۵ f | ۰/۴۸ jk | ۱/۲۶ kl | ۰/۶۷۹ gh | ۲۸/۵۸ g | ۱۴/۶۸ e-g | ۸۰ | |
| ۸/۲ c-f | ۲/۱ ef | ۵/۲ a | ۳/۳۲ b-e | ۰/۶۵ jk | ۰/۷۶ c-e | ۱/۹۸ e | ۰/۸۴۱ ab | ۴۰/۸۲ a | ۱۸/۱ bc | ۰ | |
| ۱۰/۱ b | ۱/۵۷۶ ef | ۵/۲ a | ۳/۹۸ a | ۰/۷۷ ij | ۰/۶۲ f-h | ۱/۴۵ h-j | ۰/۷۵۶ c | ۳۳/۷۴ c-e | ۱۶/۴۹ cd | ۴۰ | UTPR7 |
| ۹/۴ b-d | ۱/۵ f | ۴ cd | ۳/۶۴ b | ۰/۹۱ gh | ۰/۴۴ k | ۱/۱۲ l | ۰/۶۸۴ g | ۳۰/۱۲ e-g | ۱۴/۲۱ e-g | ۸۰ | |
| ۶/۱ g-i | ۲/۱ ef | ۴/۸ a-c | ۳/۰۸ d-h | ۰/۶۴ jk | ۰/۷۴ de | ۲/۱۷ c | ۰/۸۴۰ ab | ۳۹/۶۱ ab | ۱۴/۵ e-g | ۰ | |
| ۷/۱ e-h | ۱/۶ ef | ۴/۶ a-c | ۳/۱۳ d-g | ۰/۷۰ i-k | ۰/۵۹ g-i | ۱/۴۹ g-j | ۰/۷۵۲ c-e | ۳۰/۹۹ d-g | ۱۴/۰۱ e-g | ۴۰ | UTPR8 |
| ۷/۸ d-g | ۲ ef | ۳/۲ e | ۳/۲۱ c-f | ۱ fg | ۰/۵۶ g-j | ۱/۳۸ jk | ۰/۶۶۸ i | ۲۹/۲۵ fg | ۱۳/۴۹ g | ۸۰ | |

در هر ستون اعداد دارای حداقل یک حرف مشترک با یکدیگر در سطح احتمال پنج درصد آزمون چند دامنه‌ای دانکن اختلاف معنی‌داری ندارند.

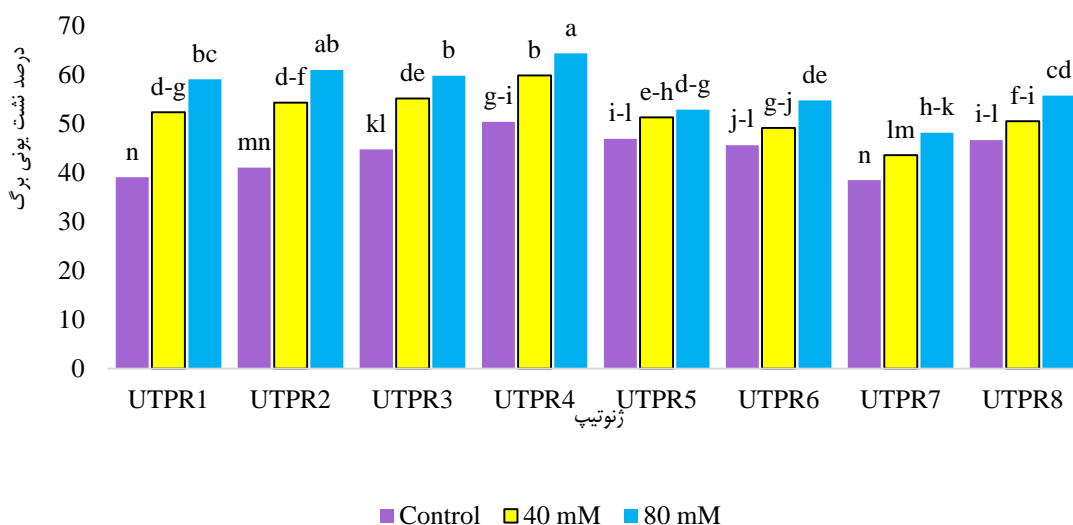
میزان عناصر سدیم و پتاسیم شاخساره، نسبت پتاسیم به سدیم شاخساره و نسبت سدیم و پتاسیم شاخساره به ریشه

میزان سدیم شاخساره در اثر تنش شوری افزایش نشان داد اما میزان افزایش آن بسته به ژنوتیپ متفاوت بود (جدول ۱). در تمام سطوح تنش شوری ژنوتیپ UTTPR2 بیشترین میزان تجمع سدیم در شاخساره (۱/۷۷ درصد ماده خشک) و ژنوتیپ‌های UTTPR5 (۰/۸ درصد ماده خشک)، UTTPR7 (۰/۷۷ درصد ماده خشک) و UTTPR8 (۰/۷۸ درصد ماده خشک) کمترین میزان را داشتند. در بالاترین سطح تنش شوری میزان سدیم شاخساره در ژنوتیپ UTTPR2 حدود ۷۲ درصد نسبت به شاهد افزایش نشان داد، در حالی که این افزایش در ژنوتیپ UTTPR7 کمترین و در حدود ۲۸/۶ درصد بود. به طور کلی، در بالاترین سطح تنش شوری در ژنوتیپ‌های UTTPR5، UTTPR6، UTTPR7 و UTTPR8 میزان سدیم شاخساره در حدود یک درصد ماده خشک و در ژنوتیپ‌های UTTPR1، UTTPR2، UTTPR3 و UTTPR4 بیشتر و در حدود ۱/۳-۲/۶۷ درصد ماده خشک بود. واکنش‌های متفاوتی در ارتباط با میزان پتاسیم شاخساره با افزایش سطح تنش شوری مشاهده شد (جدول ۱). ژنوتیپ UTTPR7 در تمام سطوح تنش شوری بیشترین میزان پتاسیم شاخساره را به میزان ۳/۶ درصد ماده خشک نشان داد. علاوه بر این، ژنوتیپ‌های UTTPR2 و UTTPR3 به ترتیب با میزان ۲/۵ و ۲/۶ درصد ماده خشک کمترین میزان پتاسیم شاخساره را در تمام سطوح تنش شوری داشتند. در تیمار ۸۰ میلی‌مولار نسبت به شاهد میزان پتاسیم شاخساره در ژنوتیپ‌های UTTPR5، UTTPR6، UTTPR7 و UTTPR8 افزایش (۲/۴-۸/۸ درصد) غیر معنی‌دار نشان داد، در حالی که در بقیه ژنوتیپ‌ها کاهش (۱۳/۳-۲۱/۷ درصد) مشاهده شد. در بالاترین سطح تنش شوری میزان پتاسیم شاخساره در ژنوتیپ‌های UTTPR5، UTTPR6، UTTPR7 و UTTPR8 بیش از حدود سه درصد ماده خشک و در بقیه ژنوتیپ‌ها کمتر از این میزان بود.

نسبت پتاسیم به سدیم شاخساره در مدت تنش شوری کاهش یافت (جدول ۱). در گیاهان شاهد این نسبت در حدود ۵/۳-۴ بود که در تیمار ۸۰ میلی‌مولار به حدود ۰/۹-۴ رسید. در بالاترین سطح تنش شوری کمترین نسبت (۰/۹-۲) در ژنوتیپ‌های UTTPR1 تا UTTPR4 و بیشترین نسبت (۳-۴) در ژنوتیپ‌های UTTPR5 تا UTTPR8 مشاهده شد. علاوه بر این، برای درک بهتر توزیع عناصر سدیم و پتاسیم، نسبت هر یک از این عناصر بین شاخساره و ریشه در ژنوتیپ‌های مورد آزمایش محاسبه گردید. در اثر تنش شوری نسبت سدیم شاخساره به ریشه در ژنوتیپ‌های UTTPR1 تا UTTPR4 افزایش داشت (جدول ۱) که نشان می‌دهد اندام هوایی به دلیل اینکه حجم بیشتری از گیاه را تشکیل می‌دهد میزان سدیم بیشتری جذب و در خود ذخیره می‌کند و در نتیجه آسیب بیشتری نیز خواهد دید. با افزایش سطح تنش شوری نسبت سدیم شاخساره به ریشه در ژنوتیپ‌های UTTPR5 تا UTTPR8 تغییر معنی‌داری نداشت که نشان می‌دهد آن‌ها در ریشه خود میزان سدیم بیشتری نسبت به بقیه ژنوتیپ‌ها انباشت کرده‌اند. افزایش نسبت پتاسیم شاخساره به ریشه در اثر تنش شوری نشان می‌دهد که ژنوتیپ‌ها برای حفظ بقای خود میزان پتاسیم بیشتری را به اندام هوایی خود انتقال داده‌اند.

درصد نشت یونی برگ

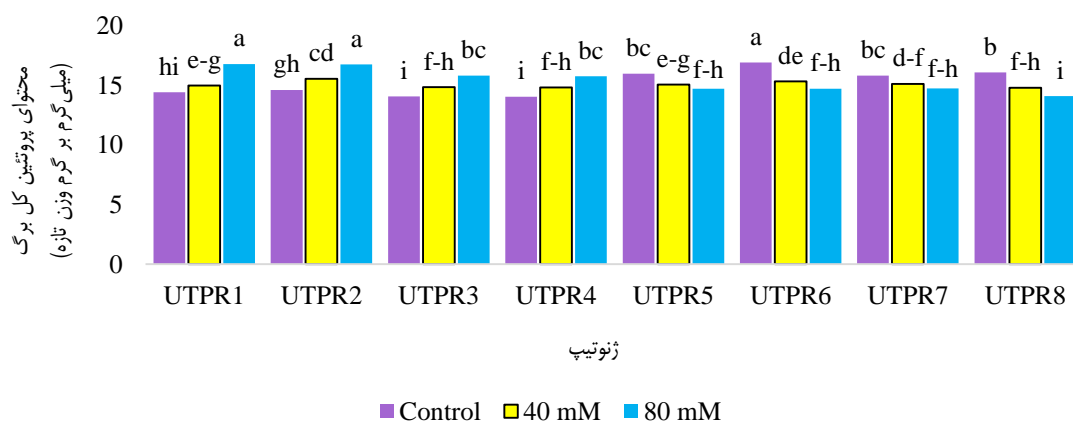
با افزایش سطح تنش شوری، درصد نشت یونی برگ افزایش نشان یافت (شکل ۱). در تمام سطوح تنش شوری ژنوتیپ‌های UTTPR7 و UTTPR4 به ترتیب کمترین و بیشترین میزان نشت یونی را داشتند. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ نشان داد که میزان نشت یونی در گیاهان شاهد حدود ۳۸/۵-۵۰/۴ درصد بود که در بالاترین سطح تنش شوری به حدود ۴۸/۲-۶۴/۴ درصد افزایش یافت. در بالاترین سطح تنش شوری میزان افزایش نشت یونی نسبت به شاهد در ژنوتیپ‌های UTTPR5، UTTPR6، UTTPR7 و UTTPR8 کمتر (۲۰-۱۱/۳ درصد) از چهار ژنوتیپ دیگر (۲۲-۳۳/۸ درصد) بود که نشان می‌دهد غشا در آن‌ها آسیب کمتری دیده است. بعلاوه، در ژنوتیپ UTTPR5 در بالاترین سطح تنش شوری نسبت به تیمار ۴۰ میلی‌مولار افزایش قابل ملاحظه‌ای در میزان نشت یونی مشاهده نشد.



شکل ۱. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ برای درصد نشت یونی برگ در هشت ژنوتیپ منتخب آلو. (منبع: یافته‌های تحقیق)

محتوای پروتئین کل برگ

با افزایش سطح تنش شوری محتوای پروتئین کل در ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR2، UTPR3 و UTPR4 افزایش و در ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 کاهش یافت (شکل ۲). در چهار ژنوتیپ اول محتوای پروتئین کل در گیاهان شاهد کمتر از چهار ژنوتیپ دوم بود اما در بالاترین سطح تنش شوری عکس این قضیه مشاهده شد. در ژنوتیپ‌های UTPR1 تا UTPR4 محتوای پروتئین کل در گیاهان شاهد در حدود ۱۴/۰۳-۱۴/۶۱ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ بود که در تیمار ۸۰ میلی‌مولار به حدود ۱۵/۷۶-۱۶/۷۹ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ افزایش یافت. در مقابل در ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 محتوای پروتئین کل در گیاهان شاهد ۱۵/۸۱-۱۶/۹ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ بدست آمد که در بالاترین سطح تنش شوری به حدود ۱۴/۰۸-۱۴/۷۳ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ کاهش یافت.

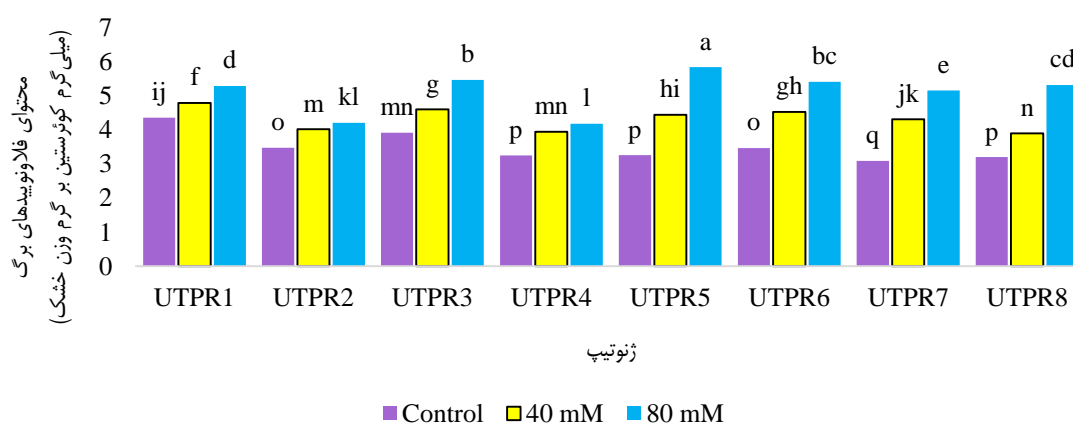


شکل ۲. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ برای محتوای پروتئین کل برگ در هشت ژنوتیپ منتخب آلو. (منبع: یافته‌های تحقیق)

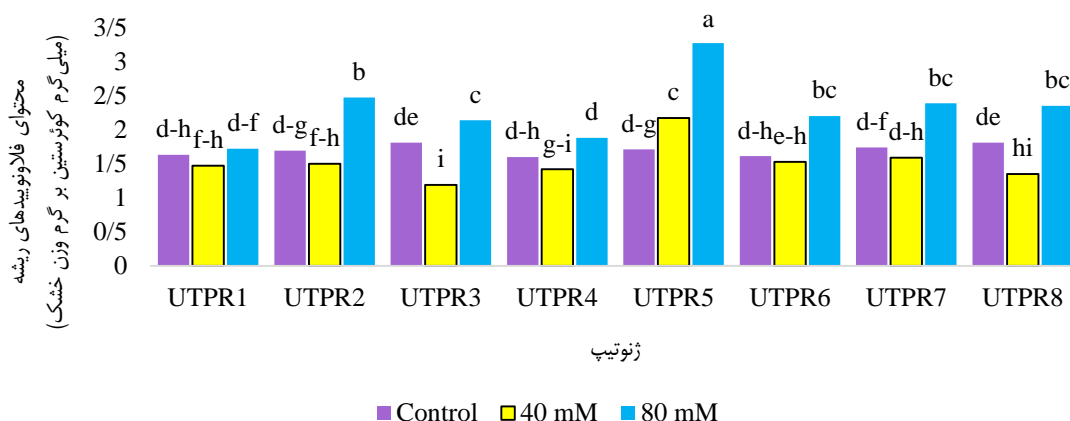
محتوای فلاونوئیدهای برگ و ریشه

با افزایش سطح تنش شوری، محتوای فلاونوئیدهای برگ افزایش نشان داد و در همه سطوح تنش شوری ژنوتیپ UTPR4 کمترین (معادل ۳/۷۹ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک) و ژنوتیپ UTPR1 بیشترین (معادل ۴/۸۱ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک) میزان این صفت را داشتند (شکل ۳). محتوای فلاونوئیدهای برگ در گیاهان شاهد حدود ۴/۳۶-۳/۰۹ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک برگ بود که با افزایش سطح تنش شوری و در تیمار ۸۰ میلی مولار به حدود ۴/۲-۵/۸ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک رسید. در تیمار ۸۰ میلی مولار، بیشترین محتوای فلاونوئیدهای برگ در ژنوتیپ UTPR5 و کمترین محتوای آن در ژنوتیپهای UTPR2 و UTPR4 بدست آمد. همچنین، در تیمار ۸۰ میلی مولار میزان افزایش محتوای فلاونوئیدهای برگ نسبت به شاهد در ژنوتیپهای UTPR1، UTPR2، UTPR3 و UTPR4 (۱۷-۲۸ درصد) کمتر از ژنوتیپهای UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 (۳۶-۴۴ درصد) بود. ژنوتیپ UTPR1 در دو تیمار شاهد و ۴۰ میلی مولار بالاترین محتوای فلاونوئیدهای برگ را نسبت به بقیه داشت اما در سطح ۸۰ میلی مولار میزان فلاونوئیدها افزایش کمتری نشان داد که نشان می دهد ظرفیت محدودی در افزایش محتوای فلاونوئیدها داشته است.

محتوای فلاونوئیدهای ریشه (شکل ۴) با افزایش سطح تنش شوری از حدود ۱/۸۱-۱/۶ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک در گیاهان شاهد به حدود ۳/۲۷-۱/۷۲ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک در تیمار ۸۰ میلی مولار افزایش یافت. در همه سطوح تنش شوری ژنوتیپهای UTPR1 و UTPR4 کمترین (معادل ۱/۶ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک) و ژنوتیپ UTPR5 بیشترین (معادل ۲/۳۸ میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک) محتوای فلاونوئیدهای ریشه را داشتند. در تیمار ۴۰ میلی مولار در همه ژنوتیپها به جز ژنوتیپ UTPR5 کاهش دیده شد که در برخی از ژنوتیپها معنی دار نبود. در بالاترین سطح تنش شوری نسبت به شاهد ژنوتیپ UTPR1 کمترین (۵/۲ درصد) و ژنوتیپ UTPR5 بیشترین (۴۷/۷ درصد) افزایش آن را در ریشه‌های خود نشان دادند. به طور کلی میزان فلاونوئیدهای برگ ۴-۱/۷ برابر میزان آن در ریشه بود.



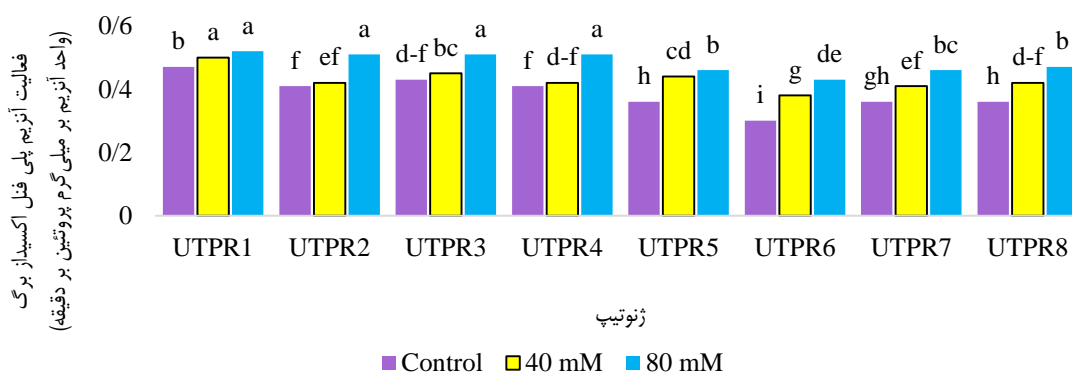
شکل ۳. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ برای محتوای فلاونوئیدهای برگ در هشت ژنوتیپ منتخب آلو. (منبع: یافته‌های تحقیق)



شکل ۴. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ برای محتوای فلاونوئیدهای ریشه در هشت ژنوتیپ منتخب آلو. (منبع: یافته‌های تحقیق)

فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز برگ

با افزایش سطح تنش شوری میزان فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز در ژنوتیپ‌های مورد بررسی افزایش یافت (شکل ۵). در تمام سطوح تنش شوری ژنوتیپ UTPR6 کمترین (۰/۳۷) واحد آنزیم در میلی گرم پروتئین در دقیقه) و ژنوتیپ UTPR1 بیشترین (۰/۵) واحد آنزیم در میلی گرم پروتئین در دقیقه) فعالیت آنزیم را داشتند. ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR2، UTPR3 و UTPR4 در تیمارهای شاهد و ۸۰ میلی مولار فعالیت آنزیم بیشتری نسبت به بقیه ژنوتیپ‌ها داشتند. در بالاترین سطح تنش شوری، میزان فعالیت این آنزیم در ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7، UTPR8 و کمتر از ۰/۵ واحد آنزیم در میلی گرم پروتئین در دقیقه و در بقیه ژنوتیپ‌ها بالای ۰/۵ واحد آنزیم در میلی گرم پروتئین در دقیقه بدست آمد. به طور کلی، ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR2، UTPR3 و UTPR4 در بالاترین سطح تنش شوری میزان فعالیت آنزیم بیشتری داشتند و ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7، UTPR8 در تیمار ۸۰ میلی مولار نسبت به شاهد افزایش قابل توجه تری در میزان فعالیت آنزیم (بالای ۲۰ درصد) نسبت به چهار ژنوتیپ اول (کمتر از ۲۰ درصد) نشان دادند. بیشترین افزایش فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز (۳۰/۲ درصد) در ژنوتیپ UTPR6 و کمترین افزایش (۹/۶ درصد) در ژنوتیپ UTPR1 بود.



شکل ۵. مقایسه میانگین برهمکنش سطح تنش شوری و ژنوتیپ بر میزان فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز برگ در هشت ژنوتیپ منتخب آلو. (منبع: یافته‌های تحقیق)

بحث

در ژنوتیپ‌های مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری سطح برگ کاهش نشان داد که می‌تواند به دلیل کاهش تقسیم سلولی، کاهش اندازه سلول و کاهش تورژسانس سلولی باشد. ژنوتیپ‌های UTPR2 و UTPR8 توانستند سطح برگ خود را بهتر از بقیه حفظ نمایند که با توجه به کاهش پتانسل آب برگ به دلیل افزایش غلظت نمک در اطراف ریشه می‌تواند دلیلی برای تحمل بهتر این ژنوتیپ‌ها به تنش شوری با تامین بهتر آب گیاه باشد. به‌طور کلی، ژنوتیپ‌هایی که سطح برگ کمتری نسبت به بقیه داشتند کاهش سطح برگ کمتری نشان دادند. تحت تنش شوری ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 با تولید بهتر ماده خشک کل نسبت به بقیه ژنوتیپ‌ها تحمل بیشتری نشان دادند. در پایه رویشی هیبرید هلو-بادام 'GF677' تحت تنش شوری ۷۵ میلی‌مولار نسبت به شاهد (صفر میلی‌مولار) به مدت ۱۰ هفته، کاهش ۴۰/۴ درصدی وزن خشک شاخساره گزارش شده است (Gholami & Rahemi, 2009) که این مقدار به دلیل قرار گرفتن گیاهان به مدت کوتاه‌تر در معرض غلظت کمتر نمک نسبت به برخی از ژنوتیپ‌های مورد بررسی در این پژوهش کمتر بود. در پژوهشی دیگر در بررسی تحمل به تنش شوری چهار گونه پرونوس آمریکای شمالی و پایه هلو 'Nemaguard'، در سطح تنش شوری ۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم به مدت هشت هفته، کاهش ۴۸/۹-۱۷/۱ درصدی ماده خشک کل گزارش شده است (Rieger, 2001). در تحقیقات دیگری روی پایه گیلان 'گیلا ۵' در غلظت ۱۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم به مدت ۱۰ روز، کاهش ۵۶ درصدی (Erturk et al., 2007)، در چهار رقم زیتون در غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم کاهش ۵۵-۲۶ درصدی (Rengi et al., 2019) و در پنج رقم زیتون در غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم کاهش ۷۴-۲۵ درصدی (Kchaou et al., 2010) ماده خشک کل نسبت به شاهد گزارش شده است. با افزایش غلظت کلرید سدیم در محیط ریشه، کاهش جذب عناصر غذایی و عدم تعادل یونی پتاسیم، کلسیم و منیزیم و کاهش جذب نیتروژن به دلیل تعامل بین سدیم و آمونیوم و یا کلر و نترات رخ می‌دهد که در نهایت باعث کاهش رشد، کاهش ماده خشک و عملکرد محصول می‌شود (Parihar et al., 2015). علاوه بر این، با تداوم تنش و تجمع سدیم در بافت‌های برگ، بر هم خوردن تعادل یون‌ها منجر به نکروزه شدن برگ‌های مسن‌تر می‌شود که موجب از بین رفتن بخشی از ماده خشک می‌گردد (Munns, 2002; Tester & Davenport, 2003). از طرفی تنش شوری با آسیب به دستگاه فتوسنتزی و بسته شدن روزنه‌ها می‌تواند موجب کاهش قابل توجه ماده خشک گیاه شود. در ژنوتیپ‌های مورد مطالعه در این پژوهش نیز بر هم خوردن تعادل یونی و آسیب دستگاه فتوسنتزی می‌تواند از دلایل کاهش درصد ماده خشک باشد.

نسبت Fv/Fm یک پارامتر مهم است که حداکثر بازده کوانتومی فتوسیستم II را تعیین می‌کند. در برگ‌های سالم، مقدار Fv/Fm معمولاً در اکثر گونه‌های گیاهی حدود ۰/۸ است، در صورتی که بخشی از فتوسیستم II آسیب دیده یا غیرفعال شده باشد این پارامتر معمولاً مقدار کمتری را نشان می‌دهد، پدیده‌ای که به عنوان مهار نور شناخته می‌شود و معمولاً در گیاهان تحت تنش مشاهده می‌گردد (Ashraf & Harris, 2013). در آزمایشی روی نهال‌های یکساله بادام تحت تنش شوری به مدت سه هفته، شدت فلورسانس کلروفیل به طور معنی‌داری کاهش پیدا کرد. در تیمار شاهد میزان Fv/Fm حدود ۰/۸ بود که در بالاترین سطح تنش شوری به حدود ۰/۵۹ کاهش یافت (Ranjbarfordoei et al., 2006). کاهش نسبت Fv/Fm در ژنوتیپ‌های مورد مطالعه در پژوهش حاضر تقریباً روند مشابهی داشت که گویای این است که تحت تنش شوری آسیب فتوسیستم II غیر قابل اجتناب است اما نحوه و میزان پاسخ ژنوتیپ‌ها برای حفظ بقا در برابر صدمات تنش شوری می‌تواند آن‌ها را از یکدیگر متمایز کند. هر چند، کاهش میزان کلروفیل در گیاهان تحت تنش شوری که به عنوان نشانه‌ای بارز از تنش اکسیداتیو در گیاه تحت تنش به واسطه صدمات وارده به غشاها است، امکان آسیب بیشتر به دستگاه فتوسنتزی را در شرایط تنش اکسیداتیو ناشی از تشکیل رادیکال‌های آزاد اکسیژن در شرایط انرژی زیاد کاهش می‌دهد (Jung, 2004). در پژوهشی روی پایه رویشی هیبرید هلو-بادام 'GF677' تحت تنش شوری، کاهش میزان کلروفیل تا حدود ۹۲/۸ گزارش شده است (Gholami & Rahemi, 2009) که با توجه به سطح تنش شوری و زمان کمتر تحت تنش نسبت به ژنوتیپ‌های مورد بررسی

در پژوهش حاضر، میزان کاهش کلروفیل قابل توجهی بوده است. برخی از ژنوتیپ‌های منتخب مرکبات تحت تنش شوری ۹۰ میلی‌مولار نسبت به شاهد کاهش ۳۷-۰ درصدی و برخی نیز افزایش نشان دادند (Etehadpour *et al.*, 2019). بعلاوه، در پایه گیلاس 'گیزلا' ۵ در غلظت ۱۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم کاهش ۶۳/۵ درصدی (Erturk *et al.*, 2007) و در غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم در چهار رقم زیتون کاهش ۳۰-۲۵ درصدی (Rengi *et al.*, 2019) میزان کلروفیل کل گزارش شده است.

کارتنوئیدها رنگیزه‌هایی با عملکردهای متعدد در گیاهان هستند که علاوه بر نقش مستقیم آن‌ها در فتوسنتز، در مکانیسم‌های دفاعی تنش اکسیداتیو نیز نقش دارند و به غیرفعال کردن گونه‌های اکسیژن فعال در واکنش‌های متعدد اکسیداسیون و احیا کمک می‌کنند (Gill & Tuteja, 2010). به همین دلیل انتظار می‌رود محتوای آن‌ها تحت تنش افزایش یابد. اما با توجه به کاهش محتوای کارتنوئیدها در پژوهش حاضر، به نظر می‌رسد که حفاظت از کلروفیل‌ها توسط کارتنوئیدها از مکانیسم‌های مهم برای مقابله با تنش شوری در آلو نباشد.

گیاهان مختلف از استراتژی‌های متفاوتی برای مقابله با سمیت سدیم استفاده می‌کنند. برخی از گیاهان سدیم را به برگ‌ها منتقل و در واکوئل انباشت می‌کنند، در حالی که برخی دیگر سدیم را از سطح ریشه خارج می‌کنند (Tejera *et al.*, 2006). افزایش جذب پتاسیم نیز یک راهکار شناخته شده برای مقابله با ورود سدیم است. افزایش میزان سدیم همراه با کاهش پتاسیم در شاخساره ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR2، UTPR3 و UTPR4 تحت تنش شوری نشان می‌دهد که سدیم خارج نشده بلکه در واکوئل‌ها انباشت شده است. در مقابل، ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 با افزایش غیر معنی‌دار میزان پتاسیم و انباشت کمتر سدیم در شاخساره، علاوه بر محصور سازی سدیم در واکوئل‌ها تاحدی دارای مکانیسم انباشت سدیم در ریشه نیز می‌باشند. پتاسیم برای کاهش تنش اسمزی در شرایط تنش شوری به مقدار زیاد مورد نیاز است و نقش عمده‌ای در تحمل گیاه به تنش شوری دارد. در واقع، گیاه تحت تنش شوری با تحریک انتقال پتاسیم به آوند چوبی، نسبت بهینه پتاسیم به سدیم و تعادل آب را در آوند چوبی حفظ می‌کند (Shabala *et al.*, 2010). یکی از دلایل بیشتر بودن درصد ماده خشک کل گیاه در ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 در بالاترین سطح تنش شوری می‌تواند میزان پتاسیم بیشتر شاخساره باشد. در آزمایشی پایه متحمل 'Rootpac 40' در مقایسه با پایه حساس 'Nemaguard' تحت تنش ۳۰ میلی‌مولار به مدت ۱۰ ماه میزان سدیم کمتر و پتاسیم بیشتری در بافت برگ انباشته کرد (Acharya *et al.*, 2022). در آزمایشی دیگر، تحت تنش شوری ۴۰ میلی‌مولار کلرید سدیم به مدت ۱۱ هفته میزان سدیم برگ و ریشه در پایه 'Pixy' کمترین و در پایه 'Mariana GF 8-1' بیشترین و میزان پتاسیم در برگ و ریشه پایه 'Pixy' بیشتر از دو پایه دیگر بود. با توجه با نتایج مشخص گردید که پایه 'Pixy' نسبت به دو پایه دیگر تحمل بیشتری به تنش شوری داشته است. تجمع کم سدیم و میزان بالای پتاسیم در برگ‌ها و ریشه‌ها، مکانیسمی است که به موجب آن پایه 'Pixy' می‌تواند نسبت به تنش شوری تحمل بیشتری داشته باشد (Bolat *et al.*, 2006). نهال‌های سیب 'رد دلشیز' پیوند شده روی پایه‌های کوتاه، تحت تنش شوری همراه با محلول غذایی افزایش سدیم برگ را طی آزمایش نشان دادند، به طوری‌که مقدار سدیم برگ روی پایه MM₁₁₁ بیشتر و روی پایه M₉ کمتر بود و پایه MM₁₁₁ به عنوان حساس و پایه M₉ به عنوان متحمل گزارش شدند (Mohebi *et al.*, 2021). در پژوهش حاضر جذب کمتر سدیم و حفظ میزان پتاسیم شاخساره و به عبارتی نسبت بالاتر پتاسیم به سدیم از خصوصیات ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 بود که نشان دهنده تحمل بالاتر آن‌ها به تنش شوری نسبت به بقیه ژنوتیپ‌های مورد مطالعه در پژوهش حاضر می‌باشد.

میزان بالای سدیم در گیاهان منجر به سطوح بالای پراکسیداسیون لیپیدی و آسیب‌های غشایی می‌شود. تنش شوری در حالی که بر زنجیره انتقال الکترون فتوسنتزی تأثیر می‌گذارد، منجر به تولید بیشتر گونه‌های اکسیژن فعال در سلول‌ها می‌شود. همچنین، در بسیاری از گیاهان تنش شوری سطوح رادیکال‌های آزاد سلولی را تا حدی افزایش می‌دهد که ارتباط نزدیکی با آسیب غشا دارد. از جمله روش‌های تعیین کننده پایداری غشاهای سلولی در شرایط تنش‌های محیطی اندازه‌گیری میزان نشت

یونی سلولی می‌باشد. تنش‌های محیطی باعث نشت یون‌ها و عمدتاً خروج پتاسیم از سلول‌های گیاهی می‌شود، در نتیجه اندازه‌گیری نشت یونی می‌تواند تخمین مطمئنی از آسیب سلولی ارائه دهد. گیاهان و ژنوتیپ‌هایی که مقادیر نشت یونی کمتری را به دنبال تیمارهای شوری نشان می‌دهند، احتمالاً نسبت به سایرین متحمل‌تر هستند (Singh *et al.*, 2018; Zhao *et al.*, 2020). از آنجا که حفظ یک پارچگی غشاء در برگ جزء اصلی تحمل به تنش شوری در گیاهان است، می‌توان ژنوتیپ‌های UTPR5 تا UTPR8 را به دلیل افزایش کمتر میزان نشت یونی نسبت به ژنوتیپ‌های UTPR1 تا UTPR4 متحمل در نظر گرفت. در این میان ژنوتیپ‌های UTPR5 و UTPR1 به ترتیب با افزایش ۱۱ و ۳۴ درصدی میزان نشت یونی، در بالاترین سطح شوری نسبت به شاهد، متحمل‌ترین و حساس‌ترین می‌باشند.

تنش شوری باعث کاهش محتوای پروتئین کل در ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 شد. تجمع سدیم تحت تنش شوری با اتصال پتاسیم به پروتئین‌ها رقابت می‌کند و باعث مهار سنتز پروتئین و آنزیم‌های متابولیکی می‌شود (Abdelgawad *et al.*, 2016). تخریب ساختارهای سلول گیاهی، تجمع گونه‌های اکسیژن فعال و اختلال در تعادل یونی نیز منجر به کاهش سرعت سنتز پروتئین می‌شوند (Hao *et al.*, 2021). به طور متفاوتی محتوای پروتئین در ژنوتیپ‌های UTPR1، UTPR2، UTPR3 و UTPR4 با افزایش شوری افزایش یافت. پروتئین‌هایی که تحت تنش شوری در گیاهان انباشته می‌شوند ممکن است شکل ذخیره‌ای از نیتروژن را فراهم کنند که مجدد مورد استفاده قرار گیرند و یا ممکن است در تنظیم اسمزی نقش داشته باشند. بعلاوه، آن‌ها ممکن است در پاسخ به تنش شوری مجدداً سنتز شده باشند (Yokoi *et al.*, 2008; Parvaiz & Satyawati, 2002). همانند ژنوتیپ‌های مورد آزمایش در پژوهش حاضر، محتوای پروتئین کل در هشت گونه بادام وحشی تحت تنش شوری، در برخی گونه‌ها کاهش و در برخی افزایش نشان داد (Sorkheh *et al.*, 2012). همچنین کاهش محتوای پروتئین کل در پایه‌های سیب (Yin *et al.*, 2010) و ژنوتیپ‌های منتخب مرکبات (Etehadpour *et al.*, 2019) تحت تنش شوری گزارش شده است.

سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی از طریق محافظت از غشاهای سلولی در برابر تولید بیش از حد گونه‌های اکسیژن فعال ناشی از تنش شوری و پراکسیداسیون لیپیدی غشایی منجر به تحمل به تنش شوری می‌شوند (Birhanie *et al.*, 2022)، هر چند ظرفیت دفاعی آنتی‌اکسیدانی در بین گونه‌ها و ژنوتیپ‌های گیاهی، بسته به میزان شوری، مدت زمان در معرض قرار گرفتن و مراحل رشد گیاهان متفاوت است (Hasanuzzaman *et al.*, 2020). محتوای فلاونوئیدها با کاهش تنش اکسیداتیو و از بین بردن گونه‌های اکسیژن فعال به عنوان آنتی‌اکسیدان غیر آنزیمی در بافت‌های مختلف گیاهان عمل می‌کنند. در بالاترین سطح تنش شوری ژنوتیپ‌های UTPR5 تا UTPR8 بیشترین محتوای فلاونوئیدهای برگ و ریشه و همچنین افزایش قابل توجهی در میزان فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز نشان دادند که نتیجه آن می‌تواند تحمل به تنش شوری باشد، در حالی که ژنوتیپ‌های UTPR1 تا UTPR4 در همه سطوح تنش شوری میزان فعالیت بیشتری نشان دادند اما افزایش کمتری داشتند. بر این اساس می‌توان بیان نمود که ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 با مکانیسم‌های آنتی‌اکسیدانی قوی‌تری با تنش شوری مقابله می‌کنند و تحمل بیشتری نشان می‌دهند. افزایش محتوای فلاونوئیدها در گیاه گلرنگ (Gengmao *et al.*, 2014) و افزایش فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز در سویا (Weisany *et al.*, 2012) با نتایج این تحقیق همخوانی دارد. به طور کلی پاسخ گیاهان به تنش‌ها از جمله شوری به گونه، ژنوتیپ، مدت و شدت تنش شوری، سن و مرحله رشد، اندام و نوع سلول بستگی دارد (Yokoi *et al.*, 2002).

نتیجه‌گیری

صفتی که به خوبی توانستند موجب تفکیک ژنوتیپ‌های حساس و متحمل در پژوهش حاضر شوند شامل درصد ماده خشک شاخساره، میزان عناصر سدیم و پتاسیم شاخساره، نسبت سدیم شاخساره به ریشه، درصد نشت یونی و فعالیت آنتی‌اکسیدانی بودند. ژنوتیپ‌های UTPR5، UTPR6، UTPR7 و UTPR8 در شرایط تنش شوری نسبت به بقیه ژنوتیپ‌ها

تحمل بهتری داشتند. ژنوتیپ‌های متحمل میزان کم سدیم شاخساره، افزایش غیر معنی‌دار پتاسیم شاخساره، کاهش نسبت سدیم شاخساره به ریشه، افزایش کمتر درصد نشت یونی و افزایش بیشتر فعالیت آنتی‌اکسیدانی را نشان دادند. به نظر می‌رسد ژنوتیپ‌های ذکر شده دارای مکانیسم انباشت سدیم در ریشه و در واکوئول‌ها باشند. افزایش محتوای پروتئین کل در ژنوتیپ‌های حساس UTTPR1، UTTPR2، UTTPR3 و UTTPR4 تحت تنش شوری به عنوان مواد محلول سازگار برای تنظیم اسمزی در آن‌ها تفسیر گردید. ژنوتیپ UTTPR5 با میزان ماده خشک بیشتر، کمترین میزان نشت یونی، انباشت کمتر سدیم در شاخساره، بیشترین محتوای فلاونوئیدهای برگ و ریشه در بالاترین سطح شوری به عنوان متحمل‌ترین ژنوتیپ در پژوهش حاضر شناخته شد. از سوی دیگر، بیشترین کاهش میزان کلروفیل کل، کارتنوئیدها و پتاسیم شاخساره و بیشترین افزایش نشت یونی در ژنوتیپ UTTPR1 منجر به تولید ماده خشک کمتر شد. همچنین این ژنوتیپ کمترین افزایش را در محتوای فلاونوئیدهای برگ و ریشه و فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز نشان داد. بنابراین، ژنوتیپ UTTPR1 می‌تواند به عنوان حساس‌ترین ژنوتیپ در پژوهش حاضر باشد.

منابع

- اتحدادپور، مرضیه؛ فتاحی مقدم، محمدرضا؛ زمانی، ذبیح‌اله؛ گلین، بهروز و نقوی، محمدرضا (۱۳۹۸). بررسی اثر تنش شوری بر برخی صفات فیزیولوژیک دانه‌های برگزیده مرکبات و شناسایی ژنوتیپ‌های متحمل. *مجله علوم باغبانی ایران*، ۵۰(۲)، ۴۲۱-۴۳۳.
- غلامی، مهدیه و راحمی، مجید (۱۳۸۸). بررسی اثرات تنش شوری کلرید سدیم بر خصوصیات فیزیولوژیکی و مورفولوژیکی پایه رویشی هیبرید هلو-بادام (GF677). *نشریه فن آوری تولیدات گیاهی*، ۹(۱)، ۳۱-۳۱.
- محبی، مینا؛ بابالار، مصباح؛ فتاحی مقدم، محمدرضا و عسکری، محمد علی (۱۴۰۰). تاثیر پتاسیم و کلسیم بر خصوصیات رویشی و تعادل یونی نهال‌های پیوندی سیب روی پایه‌های پاکوتاه کننده تحت تنش شوری. *مجله علوم باغبانی ایران*، ۵۲(۲)، ۴۲۹-۴۴۶.
- مومنی، عزیز (۱۳۸۹). پراکنش جغرافیایی و سطوح شوری منابع خاک ایران. *مجله پژوهش‌های خاک (علوم خاک و آب)*، ۲۴(۳)، ۲۰۳-۲۱۵.

REFERENCES

- Abdelgawad, H., Zinta, G., Hegab, M. M., Pandey, R., Asard, H., & Abuelsoud, W. (2016). High salinity induces different oxidative stress and antioxidant responses in maize seedlings organs. *Frontiers in Plant Science*, 7, 276. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00276>.
- Acharya, B. R., Sandhu, D., Duenas, C., Duenas, M., Pudussery, M., Kaundal, A., Ferreira, J. F. S., Suarez, D.L. & Skaggs, T. H. (2022). Morphological, physiological, biochemical, and transcriptome studies reveal the importance of transporters and stress signaling pathways during salinity stress in *Prunus*. *Scientific Reports*, 12(1), 1274. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-05202-1>.
- Ahmed, I. M., Dai, H., Zheng, W., Cao, F., Zhang, G., Sun, D., & Wu, F. (2013). Genotypic differences in physiological characteristics in the tolerance to drought and salinity combined stress between Tibetan wild and cultivated barley. *Plant Physiology and Biochemistry*, 63, 49-60. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.11.004>.
- Ashraf, M., & Harris, P. J. C. (2013). Photosynthesis under stressful environments: An overview. *Photosynthetica*, 51(2), 163-190. <https://doi.org/10.1007/s11099-013-0021-6>.
- Beacham, A. M., Hand, P., Pink, D. A., & Monaghan, J. M. (2017). Analysis of *Brassica oleracea* early stage abiotic stress responses reveals tolerance in multiple crop types and for multiple sources of stress. *Journal of the Science and Food in Agriculture*, 97, 5271-5277. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8411>.
- Birhanie, Z. M., Yang, D., Luan, M., Xiao, A., Liu, L., Zhang, C., Biswas, A., Dey, S., Deng, Y., & Li, D. (2022). Salt stress induces changes in physiological characteristics, bioactive constituents, and antioxidants in kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.). *Antioxidants*, 11(10), 2005.
- Bolat, I., Kaya, C., Almaca, A., & Timucin, S. (2006). Calcium sulfate improves salinity tolerance

- in rootstocks of plum. *Journal of Plant Nutrition*, 29(3), 553–564. <https://doi.org/10.1080/01904160500526717>.
- Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1-2), 248-254. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3).
- Datta, U., & Chakroboarty, K. (2018). Fast and accurate method for estimation of leaf area index by image processing system: An innovative concept. *The Pharma Innovation Journal*, 7(8), 401-404.
- Erturk, U., Sivritepe, N., Yerlikaya, C., Bor, M., Ozdemir, F., & Turkan, I. (2007). Responses of the cherry rootstock to salinity in vitro. *Biologia plantarum*, 51, 597-600. <https://doi.org/10.1007/s10535-007-0132-7>.
- Etehadpour, M., Fatahi Moghadam, R., Zamani, Z., Golein, B., & Naghavi, M. R. (2019). Effect of salinity stress on some physiological traits of selected citrus seedlings and identification of tolerant genotypes. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 50(2), 421-433. doi: 10.22059/ijhs.2018.253957.1417. (In Persian).
- Gengmao, Z., Yu, H., Xing, S., Shihui, L., Quanmei, S., & Changhai, W. (2014). Salinity stress increases secondary metabolites and enzyme activity in safflower. *Industrial Crops and Products*, 64, 175-181. <http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.10.058>.
- Gholami, M., & Rahemi, M. (2009). Effect of NaCl salt stress on physiological and morphological characteristics of vegetative peach-almond hybrid (GF677) rootstock. *Plant Production Technology*, 9(1), 21-31. (In Persian).
- Gill, S. S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(12), 909-930. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>.
- Gonzalez, E. M., de Ancos, B., & Cano, M. P. (1999). Partial characterization of polyphenol oxidase activity in raspberry fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47(10), 4068-4072. <https://doi.org/10.1021/jf981325q>.
- Guo, X., Ahmad, N., Zhao, S., Zhao, C., Zhong, W., Wang, X., & Li, G. (2022). Effect of salt stress on growth and physiological properties of *Asparagus* seedlings. *Plants*, 11(21), 2836. <https://doi.org/10.3390/plants11212836>.
- Hao, S., Wang, Y., Yan, Y., Liu, Y., Wang, J., & Chen, S. (2021). A review on plant responses to salt stress and their mechanisms of salt resistance. *Horticulturae*, 7(6), 132. <https://doi.org/10.3390/horticulturae7060132>.
- Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. H. M., Zulfiqar, F., Raza, A., Mohsin, S., Mahmud, J., 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, 681. <https://doi.org/10.3390/antiox9080681>.
- Hoffman, G. J., Catlin, P. B., Mead, R. M., Johnson, R. S., Francois L. E., & Goldhamer, D. (1989). Yield and foliar injury responses of mature plum trees to salinity. *Irrigation Science*, 10(3), 215-229. <https://doi.org/10.1007/BF00257954>.
- Jung, S. (2004). Variation in antioxidant metabolism of young and mature leaves of *Arabidopsis thaliana* subjected to drought. *Plant Science*, 166, 459-466. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2003.10.012>.
- Kamran, M., Xie, K., Sun, J., Wang, D., Shi, C., Lu, Y., Gu, W., & Xu, P. (2020). Modulation of growth performance and coordinated induction of ascorbate-glutathione and methylglyoxal detoxification systems by salicylic acid mitigates salt toxicity in choysum (*Brassica parachinensis* L.). *Ecotoxicology and Environmental safety*, 188, 109877. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.109877>.
- Kchaou, H., Larbi, A., Gargouri, K., Chaieb, M., Morales, F., & Msallem, M. (2010). Assessment of tolerance to NaCl salinity of five olive cultivars, based on growth characteristics and Na⁺ and Cl⁻ exclusion mechanisms. *Scientia Horticulturae*, 124(3), 306-315. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.01.007>.

- Liu, C., Zhao, X., Yan, J., Yuan, Z., & Gu, M. (2020). Effects of salt stress on growth, photosynthesis, and mineral nutrients of 18 pomegranate (*Punica granatum*) cultivars. *Agronomy*, 10(1), 27. <https://doi.org/10.3390/agronomy10010027>.
- Lutts, S., Majerus, V., & Kinet, J. M. (1999). NaCl effects on proline metabolism in rice (*Oryza sativa*) seedlings. *Physiologia Plantarum*, 105(3), 450-458. <https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.1999.105309.x>.
- Maxwell, K., & Johnson, G. N. (2000). Chlorophyll fluorescence – A practical guide. *Journal of Experimental Botany*, 51, 659–668. <https://doi.org/10.1093/jexbot/51.345.659>.
- Moameni, A. (2009). Geographical distribution and salinity levels of soil resources of Iran. *Iranian Journal of Soil Research*, 24(3), 203-215. doi: 10.22092/IJSR.2011.126633. (In Persian).
- Mohebi, M., Babalar, M., Fattahi Moghadam, M. R., & Askary, M. A. (2021). Effects of potassium and calcium on vegetative growth and mineral balance of apple tree grafted on dwarfing rootstocks, under salinity stress. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 52(2), 429-446. doi: 10.22059/ijhs.2018.253336.1410. (In Persian).
- Munns, R. (2002). Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell and Environment*, 25(2), 239-250. <https://doi.org/10.1046/j.0016-8025.2001.00808.x>.
- Munns, R. (2005). Genes and salt tolerance: Bringing them together. *New Phytologist*, 167, 645-663. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01487.x>.
- Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59: 651-681. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911>.
- Munns, R., James, R. A., & Lauchli, A. (2006). Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *Journal of Experimental Botany*, 57(5), 1025-1043. <https://doi.org/10.1093/jxb/erj100>.
- Ottman, Y., & Byrne, D. H. (1988). Screening rootstocks of *Prunus* for relative salt tolerance. *Horticultural Science*, 23(2), 375 -378. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.23.2.375>.
- Parihar, P., Singh, S., Singh, R., Singh, V. P., & Prasad, S. M. (2015). Effect of salinity stress on plants and its tolerance strategies: A review. *Environmental Science and Pollution Research*, 22, 4056-4075. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3739-1>.
- Parvaiz, A., & Satyawati, S. (2008). Salt stress and phyto-biochemical responses of plants-A review. *Plant Soil and Environment*, 54(3), 89. <https://doi.org/10.17221/2774-PSE>.
- Rahneshan, Z., Nasibi, F., & 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. <https://doi.org/10.1080/17429145.2018.1424355>.
- Ranjbarfordoei, A., Samson, R., & Van Damme, P. (2006). Chlorophyll fluorescence performance of sweet almond [*Prunus dulcis* (Miller) D. Webb] in response to salinity stress induced by NaCl. *Photosynthetica*, 44, 513-522. <https://doi.org/10.1007/s11099-006-0064-z>.
- Regni, L., Del Pino, A. M., Mousavi, S., Palmerini, C. A., Baldoni, L., Mariotti, R., Mairech, H., Gardi, T., D'Amato, R., & Proietti, P. (2019). Behavior of four olive cultivars during salt stress. *Frontiers in plant science*, 10, 867. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00867>.
- Rieger, M. (2001). Salt stress resistance of peach and four North American prunus species. In *VII International Symposium on Orchard and Plantation Systems, Acta Horticulturae*. 557, 181-19. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2001.557.24>.
- Rohacek, K. (2002). Chlorophyll fluorescence parameters: The definitions, photosynthetic meaning, and mutual relationships. *Photosynthetica*, 40, 13-29. <https://doi.org/10.1023/A:1020125719386>.
- Sarker, U., & Oba, S. (2020). The response of salinity stress-induced *A. tricolor* to growth, anatomy, physiology, non-enzymatic and enzymatic antioxidants. *Frontiers in Plant Science*, 11, 559876. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.559876>.
- Shabala, S., Cuin, T. A., Pang, J., Percey, W., Chen, Z., Conn, S., Eing, C., & Wegner, L. H. (2010). Xylem ionic relations and salinity tolerance in barley. *The Plant Journal*, 61, 839–853.

- <https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2009.04110.x>.
- Singh, A., Sharma, D., Kumar, R., Kumar, A., Yadav, R., & Gupta, S. (2018). Soil salinity management in fruit crops: A review of options and challenges. In S.K., Gupta, M.R., Goyal & A., Singh (Eds), *Engineering Practices for Management of Soil Salinity*, CRC Press.
- Sorkheh, K., Shiran, B., Rouhi, V., Khodambashi, M., & Sofo, A. (2012). Salt stress induction of some key antioxidant enzymes and metabolites in eight Iranian wild almond species. *Acta Physiologiae Plantarum*, 34, 203-213. <https://doi.org/10.1007/s11738-011-0819-4>.
- Su, S., Zhou, Y., Qin, J. G., Yao, W., & Ma, Z. (2010). Optimization of the method for chlorophyll extraction in aquatic plants. *Journal of Freshwater Ecology*, 25(4), 531-538. <https://doi.org/10.1080/02705060.2010.9664402>.
- Tejera, N. A., Soussi, M., & Lluch, C. (2006). Physiological and nutritional indicators of tolerance to salinity in chickpea plants growing under symbiotic conditions. *Environmental and Experimental Botany*, 58(1-3), 17-24. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.06.007>.
- Tester, M., & Davenport, R. (2003). Na⁺ tolerance and Na⁺ transport in higher plants. *Annals of Botany*, 91, 503-527. <https://doi.org/10.1093/aob/mcg058>.
- Toro, G., Pimentel, P., & Salvatierra, A. (2021). Effective categorization of tolerance to salt stress through clustering prunus rootstocks according to their physiological performances. *Horticulturae*, 7(12), 542. <https://doi.org/10.3390/horticulturae7120542>.
- Tristantini, D., & Amalia, R. (2019). Quercetin concentration and total flavonoid content of anti-atherosclerotic herbs using aluminum chloride colorimetric assay. *AIP Conference Proceedings*, 2193(1), 030012. <https://doi.org/10.1063/1.5139349>.
- Weisany, W., Sohrabi, Y., Heidari, G., Siosemardeh, A., & Ghassemi-Golezani, K. (2012). Changes in antioxidant enzymes activity and plant performance by salinity stress and zinc application in soybean (*Glycine max* L.). *Plant Omics*, 5(2), 60-67. <https://search.informit.org/doi/10.3316/informit.182984019960534>.
- Yin, R., Bai, T., Ma, F., Wang, X., Li, Y., & Yue, Z. (2010). Physiological responses and relative tolerance by Chinese apple rootstocks to NaCl stress. *Scientia Horticulturae*, 126(2), 247-252. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.07.027>.
- Yokoi, S., Bressan, R. A., & Hasegawa, P. M. (2002). Salt stress tolerance of plants. *Japan International Research Center for Agricultural Sciences working report*, 23(1): 25-33.
- Zhang, H. B., & Xu, D. Q. (2003). Role of light-harvesting complex II dissociation in protecting the photosystem II reaction centres against photodamage in soybean leaves and thylakoids. *Photosynthetica*, 41, 383-391. <https://doi.org/10.1023/B:PHOT.0000015462.71601.d7>.
- Zhao, C., Zhang, H., Song, C., Zhu, J. K., & Shabala, S. (2020). Mechanisms of plant responses and adaptation to soil salinity. *The Innovation*, 1(1), 100017. <https://doi.org/10.1016/j.xinn.2020.100017>.