University of Birjand

تنشهای محیطی در علوم زراعی
Environmental Stresses In Crop Sciences

Journal homepage:
https://escs.birjand.ac.ir

https://doi.org/10.22077/escs.2024.7232.2266

Original article

Physiological response of chickpea genotypes to salt stress under field conditions

H. Flayyih[1], J. Nabati[2*], A. Nezami[3], M. Kafi[3], M.J. Ahmadi-Lahijani[2]

1.Ph.D. Student Department of Agrotechnology, Faculty of Agriculture Ferdowsi University of Mashhad Iran
2. Assistant Professor Department of Agrotechnology, Faculty of Agriculture Ferdowsi University of Mashhad Ira
3. Professor, Department of Agrotechnology, Faculty of Agriculture Ferdowsi University of Mashhad Iran

Received 30 January 2024; Accepted 13 April 2024

نسخه پیش از انتشار

Extended abstract

Introduction

The growth of chickpea plants is severely affected by salt stress, leading to a significant reduction in their performance. Therefore, identifying salt-tolerant genotypes of chickpea can greatly help improve plant resilience and enhance productivity under stressful conditions.

Materials and methods

This research was conducted with the aim of studying the salt tolerance of Kabuli chickpea genotypes under field conditions in 2021-2022. Salt stress was applied at two levels: 6 and 9 $dS.m^{-1}$, along with a control level of 0.5 $dS.m^{-1}$. The genotypes were evaluated based on their response to these salt stress levels. The irrigation treatments were applied uniformly and complementarily in three stages for 12 genotypes: before flowering, during flowering, and pod filling. Sodium chloride was used to induce salt stress levels. The volume of irrigation water given to each plot was measured using a water counter, and the same amount of water was considered for all treatments.

Results and discussion

The investigation demonstrated changes in the levels of secondary metabolites and leaf chlorophyll content under salt stress conditions, depending on the plant genotype. In genotypes MCC52, MCC65, MCC77, and MCC92, salt stress reduced the content of plant pigments. The reduction in chlorophyll content in plants under the influence of salt stress is associated with an increase in the activity of chlorophyll-degrading enzymes, alterations in nitrogen metabolism, and the utilization of glutamate due to its involvement in the proline synthesis pathway. Increased scavenging activity of the free radical DPPH was observed in genotypes MCC12, MCC27, MCC28, MCC72, MCC92, and MCC108 under salt stress of 9 $dS.m^{-1}$. The activity of the enzyme catalase increased in most studied genotypes under 6 dS.m-1 salt stress, but decreased with the increase in stress level to 9 $dS.m^{-1}$. The highest activity of the enzyme ascorbate peroxidase was observed in genotype MCC29 under 6 $dS.m^{-1}$ salt stress. The decrease in the osmotic potential in plants is a consequence of cellular water conservation under stress conditions. This is because, under salt stress, the plant needs to maintain a more negative water potential in order to absorb water. Therefore, there is a greater need to increase the concentration of compatible osmolytes. Plants with higher antioxidant capacity demonstrate better resistance to oxidative stress due to their ability to detoxify free radicals. The application of salt stress at a level of 9 $dS.m^{-1}$ led to a significant increase in sodium content in all genotypes compared to the control treatment. In over 65% of the studied chickpea genotypes, applying 6 $dS.m^{-1}$ salt stress resulted in an increase in potassium content in the plant, while 9 $dS.m^{-1}$ salt stress reduced leaf potassium content. The reduction in potassium content in plants is due to the substitution of sodium in place of potassium and calcium.

* Corresponding author: Jafar Nabati; E-Mail: jafarnabati@um.ac.ir

© 2025, The Author(s). Published by University of Birjand. This is an open-access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License (https://creativecommons.org/licenses/by/4.0).

The competition between potassium and sodium ions for uptake sites in the roots is one of the factors that increases sodium content and decreases potassium content. Plant dry weight increased by 25% in genotype MCC72 and more than three times in genotype MCC108 under the highest level of stress compared to the control treatment. In genotype MCC108, the application of the highest level of stress also increased seed weight in the plant by approximately 73% compared to the control treatment. With the imposition of salt stress and the decrease in water potential within the plant, the weight of the plant is affected and decreases. Additionally, due to the disruption of nutrient balance and the effects of osmotic stress, growth is reduced, and the dry weight of the aerial parts also decreases.

Conclusion

In general, the results showed that the imposition of salt stress affected the growth and physiological traits of chickpea genotypes. Seed weight and plant dry weight decreased in all genotypes under salt stress conditions of 6 $dS.m^{-1}$ compared to the control treatment. The studied genotypes were able to maintain their survival and growth under salt stress conditions through various mechanisms such as increasing antioxidant compounds, preserving relative leaf water content, increasing leaf chlorophyll content, enhancing the activity of antioxidant enzymes, and increasing the content of metabolites. Generally, there was a high diversity among the studied chickpea genotypes, suggesting that their use in improving salt tolerance in chickpea plants could be beneficial.

Keywords: Antioxidant, Chlorophyll content, Dry weight, Enzyme, Metabolite

نسخه پیش از انتشار

تنش‌های محیطی در علوم زراعی
Environmental Stresses in Crop Sciences

https://doi.org/10.22077/escs.2024.7232.2266

مقاله پژوهشی

پاسخ فیزیولوژیک ژنوتیپ‌های نخود به تنش شوری در شرایط مزرعه

حیدر فلیح[۱]، جعفر نباتی[۲*]، احمد نظامی[۳]، محمد کافی[۳]، محمدجواد احمدی لاهیجانی[۲]

۱. دانشجوی دکتری، گروه اگروتکنولوژی، دانشکده کشاورزی دانشگاه فردوسی مشهد
۲. استادیار گروه اگروتکنولوژی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد
۳. استاد گروه اگروتکنولوژی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد

مشخصات مقاله

واژه‌های کلیدی:
آنتی‌اکسیدان
آنزیم
متابولیت
محتوای کلروفیل
وزن خشک

تاریخ دریافت:
۱۴۰۲/۱۱/۱۰

تاریخ پذیرش:
۱۴۰۳/۰۱/۲۵

چکیده

رشد گیاه نخود به‌شدت تحت تأثیر تنش شوری قرار می‌گیرد و عملکرد آن به‌طور محسوسی کاهش می‌یابد. ازاین‌رو شناسایی ژنوتیپ‌های متحمل نخود کمک قابل‌توجهی در بهبود مقاومت گیاه و افزایش عملکرد در شرایط تنش می‌کند. این پژوهش در سال ۱۴۰۰-۱۳۹۹ باهدف مطالعه تحمل شوری ژنوتیپ‌های نخود به‌صورت آزمایش کرت‌های خردشده در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در سه تکرار در شرایط مزرعه انجام شد. تنش شوری در دو سطح ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر و ۰/۵ دسی زیمنس بر متر (شاهد) به‌عنوان کرت اصلی و ۹ ژنوتیپ نخود به‌عنوان کرت فرعی در نظر گرفته شد. در ژنوتیپ‌های MCC52، MCC65، MCC77 و MCC92 تنش شوری محتوای رنگ‌دانه‌های گیاه را کاهش داد. افزایش مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC27، MCC28، MCC72، MCC92 و MCC108 در تنش شوری $dS.m^{-1}$ ۹ مشاهده شد. فعالیت آنزیم کاتالاز در شوری $dS.m^{-1}$ ۶ در اکثر ژنوتیپ‌های موردمطالعه افزایش و با افزایش سطح تنش به $dS.m^{-1}$ ۹ کاهش یافت. بیشترین فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز نیز در شوری $dS.m^{-1}$ ۶ در ژنوتیپ MCC29 مشاهده گردید. اعمال تنش شوری در سطح $dS.m^{-1}$ ۹ محتوای سدیم در تمامی ژنوتیپ‌ها را افزایش داد. در بیش از ۶۵ درصد ژنوتیپ‌های نخود اعمال تنش شوری $dS.m^{-1}$ ۶، منجر به افزایش محتوای پتاسیم در گیاه شد، بااین‌حال تنش شوری $dS.m^{-1}$ ۹ محتوای پتاسیم برگ را کاهش داد. وزن خشک گیاه در بالاترین سطح تنش در ژنوتیپ MCC72، ۲۵٪ و در ژنوتیپ MCC108 بیشتر از سه برابر در مقایسه با تیمار شاهد افزایش یافت. در ژنوتیپ MCC108 نیز اعمال بالاترین سطح تنش وزن دانه در گیاه را تقریباً ۷۳٪ درصد در مقایسه با تیمار شاهد افزایش داد. به‌طورکلی ازنظر تحمل شوری بین ژنوتیپ‌های نخود موردمطالعه تنوع بالایی وجود داشت که به نظر می‌رسد استفاده از آن‌ها در اصلاح تحمل تنش شوری گیاه نخود سودمند باشد.

مقدمه

حبوبات به‌عنوان دومین منبع غذایی مهم برای انسان پس از غلات قرار دارند (Sabaghpour, 2001; Shobeiri et al., 2007). پروتئین و اسیدآمینه‌های ضروری موجود در دانه‌های حبوبات (۳۲-۱۸ درصد) نقش قابل‌توجهی در تأمین مواد پروتئینی موردنیاز انسان دارد (Jukanti., 2012; Kochaki et al., 2015). نخود (*Cicer arietinum* L.) در مناطق مختلف گرمسیری، نیمه گرمسیری و معتدل و همچنین در شرق و شمال آفریقا، جنوب و جنوب غرب آسیا، جنوب اروپا، آمریکا و استرالیا کشت می‌گردد (Rafael et al., 2015). سطح زیر کشت و تولید نخود پس از لوبیا (*Phaseolus vulgaris* L.) و عدس (*Lens culinarys* Medik) در رتبه سوم است و در ایران نیز نخود یکی از مهم‌ترین حبوبات است (Shobeiri et al., 2007). در دنیا سطح زیر کشت این محصول ۱۴ میلیون هکتار و تولید آن ۱۵ میلیون تن است (FAOSTAT., 2021). با توجه به آبیاری محصولات زراعی در مناطق خشک و نیمه‌خشک، شور شدن خاک امری

* نگارنده پاسخگو: جعفر نباتی. پست الکترونیک: jafarnabati@um.ac.ir

غیرقابل‌اجتناب است که با گذشت زمان، منجر به ایجاد مشکل در این مناطق می‌گردد (Flowers and Flowers., 2005). ازاین‌رو تنش شوری به‌عنوان عاملی که دارای اثرات منفی بر شاخص‌های فیزیولوژیک، بیوشیمیایی و درنهایت اقتصادی محصولات کشاورزی دارد، شناخته می‌شود (Yamaguchi and Blumwald., 2005). تنش شوری از مرحله جوانه‌زنی تا مرحله رشد زایشی بر گیاه مؤثر است. غلظت پایین از نمک تحریک رشد در گیاه را در پی داشته و در مواردی منجر به افزایش زیست‌توده گیاهی می‌گردد. بااین‌وجود، افزایش غلظت منجر به ممانعت از رشد و کاهش وزن تر و خشک اندام هوایی و ریشه می‌گردد (AliDinar et al., 1999; Chartzoulakis and Klapaki., 2000). تنش شوری رشد بافت‌ها و اندام‌های گیاهی را تحت تأثیر قرار داده و منجر به کوتاه‌تر شدن زمان گلدهی، تسریع پیری گیاه و از دست دادن برگ‌های بالغ می‌گردد (Parida and Das., 2005). تنش شوری طی فرآیند دومرحله‌ای کاهش رشد را در پی دارد. ابتدا به دلیل اثرات تنش اسمزی و کاهش پتانسیل آب خاک و پس‌ازآن در پی ورود املاح در غلظت بسیار بالا و ایجاد اختلال در فرآیندهای فیزیولوژیکی، رشد گیاه کاهش می‌یابد (Shahid et al., 2012). نخود در گروه گیاهان حساس به شوری طبقه‌بندی می‌گردد. آستانه تحمل تنش شوری در نخود بین دو تا سه دسی زیمنس بر متر ذکرشده که با توجه به ژنوتیپ و رقم تغییر می‌کند (Maliro et al., 2008). از راه‌کارهای حل مسئله تنش شوری در کشاورزی می‌توان به توسعه و استفاده از ژنوتیپ‌های متحمل به تنش اشاره داشت (Kumar et al., 2017; Kibria et al., 2017). تحمل تنش‌های محیطی زمانی صورت می‌گیرد که گیاه در برابر تنش‌های تحمیل‌شده به آن واکنش نشان دهد که به دو صورت فرار و تحمل صورت می‌گیرد (Bray, 1997). باوجوداینکه کل سازوکارهای گیاه توانایی شرکت و همکاری در تحمل تنش را در طی چرخه رشد گیاهی دارند، تحمل تنش می‌تواند در سطح سلولی نیز صورت گیرد. پاسخ گیاه به تنش به عوامل مختلفی همچون گونه گیاهی، ژنوتیپ، مدت‌زمان قرارگیری در شرایط تنش، سن و مرحله توسعه گیاه و اندام، نوع سلول و بخش‌های زیر سلولی درگیر در تنش بستگی دارد (Bray, 1997). به نظر می‌رسد یکی از راهکارهای موفق در تولید ارقام متحمل شوری استفاده از تنوع ژنتیکی بین ژنوتیپ‌های گیاهان زراعی است که در این ژنوتیپ‌ها همبستگی بالایی بین صفات فیزیولوژیک، بیوشیمیایی و پایداری عملکرد در شرایط شور نسبت به شرایط متعارف وجود دارد (Turner et al., 2013). شناسایی و انتخاب ژنوتیپ‌های متحمل تنش شوری از اهداف مهم و اقتصادی به‌منظور بهبود عملکرد نخود در خاک شور است. علاوه بر این، شناخت ژنوتیپ‌های متحمل تنش شوری امکان انجام فعالیت‌های بهنژادی را با توجه به افزایش منابع فراهم می‌سازد. این پژوهش باهدف مطالعه میزان تحمل برخی ژنوتیپ‌های متحمل و حساس به تنش شوری نخود از طریق مطالعه سازوکارهای تحمل تنش شوری و درنهایت به‌گزینی ژنوتیپ‌های نخود در شرایط مزرعه صورت گرفت.

مواد و روش‌ها

این مطالعه در مزرعه تحقیقاتی دانشگاه فردوسی مشهد (طول جغرافیایی ۵۹ درجه و ۲۳ دقیقه طول شرقی و ۳۶ درجه و ۱۵ دقیقه عرض شمالی و ارتفاع ۹۸۵ متر از سطح دریا) در سال ۱۴۰۰-۱۳۹۹ انجام شد.

آزمایش به‌صورت کرت‌های خردشده در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در سه تکرار به‌نحوی‌که تنش شوری در دو سطح ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر و ۰/۵ دسی زیمنس بر متر (شاهد) به‌عنوان کرت اصلی و ۹ ژنوتیپ نخود به‌عنوان کرت فرعی اجرا شد. کاشت بذر در دهه اول اسفند ۱۳۹۹ صورت گرفت. ژنوتیپ‌های موردمطالعه در پژوهش در جدول ۱ ارائه شده است. هر کرت شامل چهار ردیف به طول دو متر با فاصله ردیف ۵۰ سانتی‌متر و فاصله بوته‌ها روی ردیف شش سانتی‌متر بود. فاصله بین کرت‌های فرعی یک متر در نظر گرفته شد. به‌منظور جلوگیری از نفوذ شوری‌های مختلف بین تیمارهای آبیاری، فاصله بین کرت‌های اصلی دو متر بود. بلافاصله پس از کاشت آبیاری با هدایت الکتریکی نیم دسی زیمنس بر متر انجام و تیمارهای آبیاری (شاهد (۰/۵)، ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر) به‌صورت تکمیلی در سه مرحله به‌طور یکسان برای ۹ ژنوتیپ، قبل از گلدهی، زمان گلدهی و پر شدن غلاف‌ها انجام شد. از کلرید سدیم برای اعمال تنش شوری استفاده شد. حجم آب آبیاری داده‌شده به هر کرت با استفاده از کنتور ثبت و مقدار آب در تمامی تیمارها یکسان در نظر گرفته شد. به‌منظور تهیه محلول شوری بر اساس مقدار آب آبیاری، مقدار نمک در هر لیتر محاسبه و تهیه و در انتها به‌وسیله لوله و به همراه آب آبیاری در هر کرت توزیع شد. در انتهای مرحله گلدهی نیز صفات محتوای نسبی آب برگ (Smart and Bingham, 1974)، محتوای کلروفیل

برگ (Dere et al., 1998)، محتوای فنل برگ (Singleton and Rossi, 1965)، محتوای پرولین برگ (Bates et al., 1973)، پتانسیل اسمزی (Cakmak and Kirkby., 2008)، مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH (Abe et al., 1998)، فعالیت آنزیم پراکسیداز (Srinivas et al., 1999)، آسکوربات پراکسیداز (Yamaguchi et al., 1995)، کاتالاز (Velikova et al., 2000)، محتوای سدیم و پتاسیم برگ (با دستگاه فلیم فتومتر و محلول استاندارد سدیم و پتاسیم (UK-Jenway))، نسبت سدیم به پتاسیم برگ با روش هضم تر توسط اسید نیتریک انجام و وزن خشک گیاه و وزن دانه نیز تعیین شد.

جدول ۱. ژنوتیپ‌های نخود مورداستفاده در آزمایش و منشأ آن‌ها
Table 1. Chickpea genotypes and their origin

No. شماره	ID in the seed bank شناسه در بانک بذر	Response to salinity پاسخ به شوری	Origin منشأ
1	MCC12	Tolerable متحمل	IRAN
2	MCC27	Tolerable متحمل	IRAN
3	MCC28	Sensitive حساس	IRAN
4	MCC52	Tolerable متحمل	ICARDA
5	MCC65	Tolerable متحمل	ICARDA
6	MCC72	Tolerable متحمل	ICRISAT
7	MCC77	Tolerable متحمل	ICARDA
8	MCC92	Tolerable متحمل	ICRISAT
9	MCC108	Tolerable متحمل	ICARDA

تجزیه‌وتحلیل آماری صفات موردمطالعه در پژوهش توسط نرم‌افزار آماری SPSS انجام شد. مقایسه میانگین داده‌ها نیز با آزمون حداقل اختلاف معنی‌دار در سطح ۵٪ صورت گرفت و بررسی همبستگی صفات با استفاده از نرم‌افزار SPSS انجام شد.

نتایج و بحث

محتوای رنگ‌دانه‌های برگ

برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر محتوای کلروفیل a، کلروفیل b، کاروتنوئیدها، نسبت کلروفیل a به کلروفیل b و رنگ‌دانه‌های کل معنی‌دار شد (جدول ۲). نتایج پژوهش نشان داد که اعمال تنش شوری در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC27، MCC28، MCC72 و MCC108 منجر به افزایش و در چهار ژنوتیپ MCC52، MCC65، MCC77 و MCC92 منجر به کاهش محتوای کلروفیل a در مقایسه با تیمار شاهد شد (جدول ۳). مطالعه محتوای کلروفیل b برگ نشان داد که قرارگیری ژنوتیپ‌های MCC12، MCC27، MCC72 و MCC108 در شرایط تنش شوری منجر به افزایش محتوای کلروفیل b برگ در گیاه گردید. بااین‌حال افزایش تنش شوری در ژنوتیپ‌های MCC52 و MCC65 و MCC77 محتوای کلروفیل b برگ را کاهش داد (جدول ۳). اعمال تنش شوری در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC72 و MCC108 منجر به افزایش محتوای کاروتنوئیدهای برگ در شرایط تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر شد. بیشترین محتوای کاروتنوئیدهای برگ را ژنوتیپ MCC52 در شرایط تنش شوری ۶ دسی زیمنس بر متر داشت (جدول ۳). نتایج پژوهش نشان داد که بیشترین نسبت کلروفیل a به کلروفیل b در ژنوتیپ MCC72 در شرایط قرارگیری گیاه در تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر مشاهده گردید (جدول ۳). بیشترین محتوای رنگ‌دانه‌های کل برگ نیز در ژنوتیپ MCC72 در شرایط اعمال تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر بود. در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC27، MCC28 و MCC108 قرارگیری گیاه در شرایط تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر منجر به افزایش کل رنگ‌دانه‌ها در گیاه گردید. درصورتی‌که در ژنوتیپ‌های MCC52، MCC65، MCC77 و MCC92 اعمال تنش شوری مذکور کل رنگ‌دانه‌های گیاه را کاهش داد (جدول ۳). گزارش شده است که گیاهان پاسخ‌های متفاوتی در ارتباط با تغییر در محتوای کلروفیل برگ در شرایط تنش شوری نشان می‌دهند. مقدار تخریب کلروفیل در گیاه با توجه به گونه گیاهی متفاوت است. محتوای کلروفیل در گونه‌های متحمل تنش بدون تغییر و در گونه‌های حساس به تنش کاهش می‌یابد (Sabir et al., 2009). کاهش محتوای کلروفیل در گیاه تحت تأثیر تنش شوری با افزایش فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده کلروفیل، تغییر متابولیسم نیتروژن و استفاده از گلوتامات به دلیل کاربرد در مسیر سنتز پرولین مرتبط است. علاوه بر این، مشخص شده است که با افزایش غلظت برخی از ترکیبات در شرایط تنش، همچون آبسیزیک اسید و اتیلن، فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده کلروفیل افزایش می‌یابد (Soori et al., 2019). در این پژوهش نیز، محتوای کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در ژنوتیپ‌های MCC92، MCC77، MCC65 و MCC52 کاهش یافت. علاوه بر این نتایج نشان داد که محتوای کلروفیل a و b در ژنوتیپ‌های

MCC12، MCC27، MCC72 و MCC108 تحت تنش شوری افزایش یافت. در سایر ژنوتیپ‌ها محتوای این رنگدانه‌ها روند کاهشی نشان داد. کاهش محتوای کلروفیل تحت تأثیر افزایش غلظت سدیم در سایر پژوهش‌ها نیز گزارش گردیده است. علاوه بر این، بیان شده است که افزایش سطح شوری منجر به اختلال در جذب منیزیوم به‌عنوان عنصر ضروری ساخت کلروفیل در گیاه می‌گردد که درنتیجه آن محتوای کلروفیل در گیاه کاهش می‌یابد (Koyro, 2000). کاهش محتوای کاروتنوئیدها تحت تأثیر تنش شوری نیز با تجزیه بتاکاروتن و تشکیل زئازانتین در چرخه گزانتوفیل ارتباط دارد (Rajabi Dehnavi et al., 2020). بااین‌حال در برخی مطالعات، افزایش محتوای کاروتنوئیدها در گیاهان در شرایط تنش شوری نیز گزارش شده است (Vafadar et al., 2018). کاروتنوئیدها از طریق انتشار انرژی حرارتی در ممانعت از تشکیل اکسیژن فعال و محافظت از کلروفیل‌ها نقش دارد. علاوه بر این، نقش محافظتی کاروتنوئیدها از کلروپلاست در شرایط تنش اکسیداتیو نیز گزارش گردیده است (Ashraf et al., 2008).

جدول ۲. تجزیه واریانس (میانگین مربعات) محتوای نسبی آب برگ و کلروفیل برگ در نخود تحت تأثیر سطوح تنش شوری

Table 2. Analysis of Variance (mean square) of relative water content (RWC) and chlorophyll in chickpea under the salinity stress

منبع تغییرات S.O.V	df درجه آزادی	کلروفیل a Cha	کلروفیل b Chb	کاروتنوئیدها Cartenoieds	نسبت کلروفیل a/b Cha/Chb	رنگدانه کل Total pigment	محتوای نسبی آب برگ RWC
تکرار Replication	2	0.51^{**}	0.02^{*}	0.04^{*}	0.18^{ns}	1.20^{*}	11.16^{ns}
شوری Salinity (S)	2	0.48^{**}	0.02^{*}	0.004^{ns}	0.31^{ns}	0.37^{ns}	74.38^{*}
خطا a Error a	4	0.03	0.01	0.02	0.12	0.10	20.34
ژنوتیپ Genotype(G)	8	0.90^{**}	0.08^{**}	0.08^{**}	0.47^{**}	1.74^{**}	105.86^{**}
ژنوتیپ× شوری S × G	16	1.18^{**}	0.06^{**}	0.06^{**}	0.76^{**}	2.27^{**}	180.01^{**}
خطا Error	48	0.08	0.005	0.01	0.14	0.34	15.51
ضریب تغییرات C.V%		*14.29*	*11.37*	*18.14*	*11.08*	*13.22*	*5.08*

*: معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد، ** معنی‌داری در سطح احتمال ۱ درصد، ns: عدم تفاوت معنی‌دار

*significance at the 5% probability level, ** significance at the 1% probability level; ns: no significant difference

محتوای نسبی آب برگ

مطالعه محتوای نسبی آب برگ در ژنوتیپ‌های نخود نشان داد که این صفت به‌طور معنی‌داری تحت تأثیر برهمکنش ژنوتیپ‌ها و شوری قرار گرفت (جدول ۲).

محتوای نسبی آب برگ در برخی از ژنوتیپ‌ها تحت تأثیر تنش شوری، کاهش و در برخی دیگر افزایش یافت. بیشترین محتوای نسبی آب برگ در ژنوتیپ MCC65 و پس‌ازآن در ژنوتیپ MCC27 در سطح تنش ۹ دسی زیمنس بر متر مشاهده گردید. با افزایش سطح تنش شوری در ژنوتیپ‌های MCC108، MCC92 و MCC77 محتوای نسبی آب برگ نیز افزایش یافت. این در حالی است که کمترین محتوای نسبی آب برگ در ژنوتیپ MCC72 در بالاترین سطح تنش شوری (۹ دسی زیمنس بر متر) مشاهده شد (جدول ۳). افزایش محتوای نسبی آب برگ تحت تأثیر تنش شوری به‌احتمال فراوان با سازوکار گیاه در مقابله با آن در ارتباط است. با افزایش سطح تنش شوری و افزایش غلظت نمک، گیاه بر آن است تا املاح اضافی موجود را از طریق غدد نمکی قرار گرفته در سطح برگ به بیرون انتقال دهد. در پی آن، به دلیل خروج نمک پتانسیل اسمزی در گیاه افزایش یافته که درنتیجه آن محتوای نسبی آب برگ نیز افزایش پیدا می‌کند. با بالا بودن محتوای نسبی آب برگ در گیاه، تورژسانس سلولی حفظ شده و رشد گیاه ادامه می‌یابد (Masoumzadeh et al., 2012).

نسخه پیش از انتشار

جدول ۳. اثر تنش شوری بر رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی ژنوتیپ‌های نخود

Table 3. Effect of salinity stress Chlorophyll a, b and carotenoids and RWC of chickpea genotypes

Traits صفات	Salinity شوری (dSm^{-1})	Genotype (MCC) ژنوتیپ								
		12	27	28	52	65	72	77	92	108
Cha کلروفیل a ($mg.gfw^{-1}$)	Control	1.74^{c-f}	1.79^{c-f}	1.85^{c-f}	3.70^{a-c}	2.15^{b-f}	1.18^{f}	2.57^{a-c}	2.26^{a-e}	1.26^{f}
	6	2.97^{ab}	1.97^{c-f}	1.49^{d-f}	2.35^{a-d}	1.91^{c-f}	2.42^{a-d}	2.14^{b-f}	1.74^{c-f}	1.24^{f}
	9	3.11^{ab}	2.67^{a-c}	2.65^{a-c}	1.81^{c-f}	1.45^{d-f}	3.23^{a}	1.47^{d-f}	1.31^{ef}	2.16^{b-f}
Chb کلروفیل b (mg/gfw^{-1})	Control	0.64^{b-j}	0.57^{e-j}	0.97^{a}	0.77^{a-f}	0.74^{a-g}	0.5^{g-j}	0.75^{a-g}	0.71^{b-h}	0.42^{ij}
	6	0.84^{a-d}	0.62^{b-j}	0.62^{b-j}	0.7^{b-h}	0.68^{b-h}	0.77^{a-f}	0.68^{b-i}	0.48^{h-j}	0.4^{j}
	9	0.88^{ab}	0.87^{abc}	0.83^{a-e}	0.61^{d-j}	0.54^{f-j}	0.83^{a-e}	0.46^{h-j}	0.68^{b-h}	0.62^{c-j}
Carotenoids کاروتنوئیدها ($mg.gfw^{-1}$)	Control	0.54^{a-h}	0.66^{a-h}	0.6^{a-h}	0.77^{a-c}	0.64^{a-h}	0.42^{c-h}	0.6^{a-h}	0.69^{a-h}	0.48^{b-h}
	6	0.72^{a-f}	0.7^{a-g}	0.36^{f-h}	0.89^{a}	0.49^{b-h}	0.62^{a-h}	0.73^{a-e}	0.5^{b-h}	0.32^{h}
	9	0.76^{a-d}	0.64^{a-h}	0.65^{a-h}	0.61^{a-h}	0.35^{gh}	0.79^{ab}	0.4^{d-h}	0.39^{e-h}	0.58^{a-h}
Cha/Chb	Control	2.71^{a-c}	3.09^{a-c}	2.08^{c}	3.51^{ab}	2.91^{a-c}	2.33^{bc}	3.42^{ab}	3.17^{a-c}	2.96^{a-c}
	6	3.51^{ab}	3.15^{a-c}	2.41^{bc}	3.33^{a-c}	2.98^{a-c}	3.12^{a-c}	3.14^{a-c}	3.69^{a}	2.68^{a-c}
	9	3.53^{ab}	2.77^{a-c}	3.17^{a-c}	2.93^{a-c}	2.64^{a-c}	3.87^{a}	3.19^{a-c}	2.08^{c}	3.49^{ab}
Pigment رنگ‌دانه کل ($mg.gfw^{-1}$)	Control	2.95^{a-d}	2.95^{a-d}	3.37^{a-d}	4.16^{a-c}	3.54^{a-d}	2.11^{d}	3.94^{a-d}	3.66^{a-d}	2.56^{b-d}
	6	4.54^{ab}	3.3^{a-d}	2.48^{cd}	3.95^{a-d}	3.05^{a-d}	3.82^{a-d}	3.55^{a-d}	2.72^{b-d}	2.03^{d}
	9	4.75^{a}	3.97^{a-d}	4.14^{abc}	3.05^{a-d}	2.36^{cd}	4.86^{a}	2.33^{cd}	2.34^{cd}	3.37^{a-d}
RWC محتوای نسبی آب برگ (٪)	Control	79.7^{a-g}	78.0^{b-g}	74.5^{c-h}	76.4^{c-g}	72.6^{d-h}	81.3^{a-e}	74.4^{c-h}	76.5^{c-g}	80.6^{a-f}
	6	66.7^{gh}	80.2^{a-f}	84.0^{a-d}	86.7^{a-c}	75.0^{c-h}	82.5^{a-e}	77.7^{b-g}	67.4^{f-h}	71.0^{d-h}
	9	70.0^{e-h}	90.5^{ab}	80.5^{a-f}	77.2^{c-g}	92.6^{a}	62.0^{h}	79.9^{a-g}	78.6^{b-g}	86.9^{a-c}

حروف مشابه در هر صفت بیانگر عدم تفاوت معنی‌دار می‌باشد

Similar letters in each trait indicate no significant difference

گیاهانی که در شرایط تنش قادر به حفظ یا افزایش محتوای نسبی آب برگ خود می‌باشند، تحمل بیشتری در برابر از دست‌دهی آب دارند (Hassani Moghadam et al., 2015). حفظ محتوای نسبی آب برگ در شرایط تنش احتمالاً با کاهش تلفات آب به دلیل بستن روزنه‌های گیاهی و جذب آب بیشتر در پی بهبود سیستم ریشه‌ای و گسترش آن است (Cornic and Massacci., 1996). در این پژوهش نیز محتوای نسبی آب برگ در تمامی ژنوتیپ‌ها به‌غیراز MCC12 در دو سطح تنش و MCC72 در بالاترین سطح تنش روند افزایشی داشت. هم‌راستا با نتایج این پژوهش، افزایش محتوای نسبی آب برگ در شرایط تنش در سایر پژوهش‌ها نیز تأیید شده است (Heidari et al., 2011). کاهش محتوای نسبی آب برگ در شرایط تنش شوری در پی ایجاد اختلال در جذب آب ناشی از تنش صورت می‌گیرد. بهم‌خوردن تعادل بین دو فرآیند تعرق برگ و جذب آب، کاهش جذب آب و به دنبال آن کاهش محتوای نسبی آب برگ را به دنبال دارد (Fallah et al., 2015). با کاهش محتوای نسبی آب برگ فرآیندهای فیزیولوژیکی و مورفولوژیکی در گیاه با اشکال روبه‌رو می‌شود (Cicek and Cakirlar., 2000)؛ ازاین‌رو رشد گیاه در این شرایط نیز مختل می‌گردد.

متابولیت‌های گیاه

نتایج تجزیه واریانس داده‌های مرتبط با متابولیت‌های موردمطالعه در گیاه نشان داد که برهمکنش تیمارها بر محتوای ترکیبات فنلی گیاه، پرولین و پتانسیل اسمزی معنی‌دار بود (جدول ۴). نتایج نشان داد که تغییرات ترکیبات فنلی در گیاه نخود تحت تأثیر تنش شوری در ژنوتیپ‌های موردمطالعه متفاوت بود. در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC28، MCC72، MCC92 و MCC108 اعمال تنش شوری ۶ دسی زیمنس بر متر ترکیبات فنلی در گیاه را کاهش داد بااین‌حال افزایش سطح تنش شوری به ۹ دسی زیمنس بر متر منجر به افزایش ترکیبات فنلی در گیاه شد (جدول ۵). وجود ترکیبات فنلی در گیاه در افزایش تحمل گیاه در شرایط تنش مؤثر است (Adil et al., 2007). این ترکیبات در شرایط تنش شوری در گیاهان تولیدشده‌اند (Al-Amier and Craker., 2007; Firoozeh et al., 2019). ترکیبات فنلی با افزایش پایداری دیواره سلولی در شرایط تنش شوری

منجر به ایجاد مانع فیزیکی در برابر تنش شوری و غلظت بالای نمک می‌شوند (Adil et al., 2007).

بررسی محتوای پرولین گیاه نشان داد که ژنوتیپ MCC52 در شرایط اعمال تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر بیشترین محتوای پرولین در گیاه نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها را دارا بود. در ژنوتیپ MCC28 نیز اعمال تنش شوری ۶ دسی زیمنس بر متر مقدار پرولین گیاه را در مقایسه با سایر تیمارهای آزمایش به‌طور قابل‌توجهی افزایش داد (جدول ۵). گزارش شده است که پرولین نقش قابل‌توجهی در ایجاد فشار اسمزی، محافظت از غشا و آنزیم‌های سیتوپلاسمی را دارد. این ترکیب با جذب رادیکال‌های آزاد نقش مؤثری در کاهش اثرات تنش شوری دارد (Bybordi., 2012). در پژوهش حاضر نیز اعمال تنش شوری در بالاترین سطح تنش (۹ دسی زیمنس بر متر) منجر به افزایش محتوای پرولین و ترکیبات فنلی در اغلب ژنوتیپ‌های موردمطالعه شد. افزایش محتوای ترکیبات اسمزی در گیاه به هنگام قرارگیری در شرایط تنش منجر به افزایش تحمل گیاهان می‌گردد. تجمع این ترکیبات در ارقام متحمل در مقایسه با ارقام حساس بیشتر است.

بااین‌حال قابل‌ذکر است که افزایش محتوای پرولین در برخی موارد بیانگر آسیب ناشی از تنش در گیاه است (Ashraf and Foolad., 2007). هم‌راستا با نتایج پژوهش، افزایش محتوای پرولین در سایر پژوهش‌ها نیز گزارش گردیده است (Abdolinejad et al., 2014; Rahnemoun et al., 2013; Zarei et al., 2016).

منفی‌ترین پتانسیل اسمزی در ژنوتیپ MCC72 در شرایط عدم اعمال تنش شوری (تیمار شاهد) بود. روندی مشابه در ژنوتیپ MCC65 و MCC12 نیز مشاهده شد. در ژنوتیپ MCC65 منفی‌ترین پتانسیل اسمزی در بالاترین سطح تنش مشاهده گردید (جدول ۵). منفی‌تر شدن شاخص پتانسیل اسمزی در گیاه حفظ آماس سلولی در شرایط تنش را به دنبال دارد. چراکه به هنگام تنش شوری، به‌منظور جذب آب باید پتانسیل آب در گیاه منفی‌تر باشد. ازاین‌رو، نیاز به افزایش غلظت اسمولیت‌های سازگار نیز افزایش پیدا می‌کند. افزایش غلظت این ترکیبات به منفی‌تر شدن پتانسیل آب سیتوپلاسم کمک کرده و جذب آب و حفظ ساختار سلولی را در پی دارد (Parvaiz and Stayawati., 2008).

جدول ۴. تجزیه واریانس (میانگین مربعات) متابولیت‌ها و ترکیبات آنتی‌اکسیدانی در نخود تحت تأثیر سطوح تنش شوری

Table 4. Analysis of variance (mean square) of metabolites and antioxidant component in chickpea under salinity stress

منبع تغییرات S.O.V	df درجه آزادی	Phenol فنل	Prolin پرولین	Osmotic potential پتانسیل اسمزی	POX پراکسیداز	CAT کاتالاز	APX آسکوربات پراکسیداز	DPPH مهار فعالیت رادیکال آزاد
تکرار Replication	2	13.8^{ns}	4.49**	0.03^{ns}	0.0002^{ns}	0.27*	0.32^{ns}	0.01^{ns}
شوری Salinity (S)	2	3235**	3.75**	0.41**	0.02**	0.35**	3.84**	0.58^{ns}
خطا a Error a	4	35.5	0.45	0.04	0.0002	0.10	0.11	0.03
ژنوتیپ Genotype (G)	8	1792**	8.78**	1.10**	0.03**	0.26**	10.91**	1.42**
ژنوتیپ×شوری S × G	16	1014**	4.30**	0.89**	0.02**	0.33**	10.63**	1.72**
خطا Error	48	132	0.30	0.07	0.0003	0.05	0.12	0.30
ضریب تغییرات C.V%		*11.61*	*14.67*	*14.66*	*45.78*	*66.68*	*10.23*	*16.72*

*: معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد، ** معنی‌داری در سطح احتمال ۱ درصد، ns: عدم تفاوت معنی‌دار

*significance at the 5% probability level, ** significance at the 1% probability level; ns: no significant difference

ترکیبات آنتی‌اکسیدانی

نتایج نشان داد که در اکثر ژنوتیپ‌های موردمطالعه اعمال تنش شوری در گیاه منجر به افزایش مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH در گیاه گردید. در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC27، MCC28، MCC72، MCC92 و MCC108 قرارگیری گیاه در تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH در گیاه را در مقایسه با تیمار شاهد و سطح شوری متوسط (۶ دسی زیمنس بر متر) افزایش

داد (جدول ۵). نتایج پژوهش نشان داد که بیشترین فعالیت آنزیم پراکسیداز با اختلاف معنی‌دار با سایر ژنوتیپ‌های موردمطالعه در ژنوتیپ MCC12 در شرایط عدم اعمال تنش شوری ثبت شد. سایر ژنوتیپ‌های موردمطالعه در پژوهش در شرایط اعمال تنش شوری یا عدم اعمال آن تفاوت معنی‌داری با یکدیگر نداشتند (جدول ۵). بررسی فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ژنوتیپ‌های نخود نشان داد که اعمال تنش شوری در اکثر ژنوتیپ‌های موردمطالعه منجر به افزایش فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در گیاه گردید. اعمال تنش شوری در سطح ۹ دسی زیمنس بر متر در دو ژنوتیپ MCC52 و MCC65 منجر به افزایش معنی‌دار فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در گیاه در مقایسه با تیمار شاهد (عدم اعمال تنش شوری) شد. بیشترین فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ژنوتیپ MCC92 در شوری ۶ دسی زیمنس بر متر ثبت شد (جدول ۴).

جدول ۵. اثر تنش شوری بر متابولیت‌ها و ترکیبات آنتی‌اکسیدانی در ژنوتیپ‌های نخود

Table 5. Effect of salinity stress on metabolites and Antioxidant component in chickpea genotypes

Traits صفات	Salinity شوری (dSm^{-1})	Genotype (MCC) ژنوتیپ								
		12	27	28	52	65	72	77	92	108
Phenol فنل ($mg.gfw^{-1}$)	Control	86.9^{d-k}	75.5^{h-k}	115^{a-g}	124^{a-d}	113^{a-h}	113^{a-i}	131^{ab}	125.6^{a-c}	84.7^{e-k}
	6	47.87^{k}	82.7^{f-k}	94.5^{b-j}	126^{a-i}	99.5^{b-j}	80.8^{g-k}	102^{a-j}	83.3^{f-k}	77.0^{g-k}
	9	72.84^{jk}	136^{a}	114^{a-g}	97.9^{b-j}	74.4^{i-k}	121^{a-f}	87.8^{c-j}	122^{a-e}	93.3^{b-j}
Proline پرولین ($mg.gfw^{-1}$)	Control	2.81^{g-k}	3.95^{d-i}	3.81^{d-i}	3.05^{f-k}	3.17^{e-k}	6.49^{ab}	4.04^{d-h}	2.63^{h-k}	2.33^{h-k}
	6	2.12^{i-k}	2.49^{h-k}	6.09^{a-c}	5.50^{a-d}	4.66^{b-g}	3.58^{e-j}	1.90^{jk}	3.73^{d-j}	1.63^{k}
	9	2.28^{h-k}	3.44^{e-k}	3.58^{e-j}	6.72^{a}	4.83^{b-f}	4.96^{a-e}	3.35^{e-k}	4.61^{c-g}	4.00^{d-g}
Osmotic potential پتانسیل اسمزی (MPa)	Control	-1.76^{c-f}	-1.32^{d-f}	-1.90^{b-f}	-1.76^{b-f}	-2.42^{a-c}	-3.25^{a}	-1.62^{c-f}	-2.17^{b-d}	-1.92^{b-f}
	6	-1.20^{ef}	-1.42^{d-f}	-2.82^{ab}	-1.42^{d-f}	-1.34^{d-f}	-2.79^{ab}	-2.06^{b-e}	-1.35^{d-f}	-1.75^{c-f}
	9	-1.26^{d-f}	-2.15^{b-d}	-1.98^{b-f}	-2.07^{b-e}	-1.09^{f}	-1.55^{c-f}	-1.74^{c-f}	-2.75^{ab}	-1.61^{c-f}
POX پراکسیداز ($unit.gfw^{-1}$)	Control	0.54^{a}	0.01^{b}	0.043^{b}	0.02^{b}	0.015^{b}	0.023^{b}	0.032^{b}	0.016^{b}	0.019^{b}
	6	0.04^{b}	0.016^{b}	0.06^{b}	0.011^{b}	0.013^{b}	0.016^{b}	0.012^{b}	0.012^{b}	0.18^{b}
	9	0.04^{b}	0.037^{b}	0.021^{b}	0.017^{b}	0.01^{b}	0.03^{b}	0.018^{b}	0.032^{b}	0.006^{b}
CAT کاتالاز ($unit.gfw^{-1}$)	Control	0.58^{a-c}	0.10^{c}	0.13^{c}	0.38^{ab}	0.15^{c}	0.09^{c}	0.21^{c}	0.13^{c}	0.47^{a-c}
	6	0.69^{a-c}	1.20^{a}	0.24^{c}	0.19^{c}	0.82^{a-c}	0.71^{a-c}	0.09^{c}	0.16^{c}	0.23^{c}
	9	0.59^{a-c}	0.17^{c}	0.10^{c}	1.10^{ab}	0.08^{c}	0.05^{c}	0.07^{c}	0.63^{a-c}	0.37^{bc}
APX آسکوربات پراکسیداز ($unit.gfw^{-1}$)	Control	1.53^{j-l}	2.75^{f-i}	2.92^{f-h}	1.72^{i-l}	4.87^{cd}	1.33^{l}	6.82^{b}	2.68^{f-j}	2.16^{h-l}
	6	2.71^{f-i}	2.54^{g-k}	4.29^{c-e}	3.49^{e-g}	2.2^{h-l}	3.79^{d-f}	2.94^{f-h}	8.35^{a}	1.96^{h-l}
	9	2.85^{f-i}	3.79^{d-f}	3.62^{e-g}	5.03^{c}	7.71^{ab}	2.84^{f-i}	1.47^{kl}	4.33^{c-e}	1.35^{l}
مهارفعالیت رادیکال آزاد DPPH ($mg.gfw^{-1}$)	Control	2.2^{c-e}	2.91^{a-e}	2.7^{a-e}	3.82^{a-d}	3.38^{a-e}	3.9^{a-d}	3.76^{a-e}	3.74^{a-e}	2.32^{b-e}
	6	3.56^{a-e}	3.2^{a-e}	2.39^{b-e}	4.28^{a}	4.11^{ab}	3.41^{a-e}	3.25^{a-e}	2.47^{a-e}	2.11^{de}
	9	3.73^{a-e}	4.16^{ab}	4.06^{ab}	3.37^{a-e}	1.96^{e}	3.97^{a-c}	2.57^{a-e}	4.12^{ab}	3.09^{a-e}

حروف مشابه در هر صفت بیانگر عدم تفاوت معنی‌دار می‌باشد

Similar letters in each trait indicate no significant difference

نتایج پژوهش نشان داد که در اغلب ژنوتیپ‌های موردمطالعه (MCC77، MCC72، MCC65، MCC28 و MCC27) اعمال تنش شوری در سطح ۹ دسی زیمنس بر متر منجر به کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاه شده است. قرارگیری ژنوتیپ‌های MCC12، MCC27، MCC28، MCC65 و MCC72 در شرایط شوری ۶ دسی زیمنس بر متر نیز فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاه را به‌طور قابل‌توجهی افزایش داد. به‌طوری‌که بیشترین فعالیت آنزیم کاتالاز، در ژنوتیپ MCC27 در شرایط شوری ۶ دسی زیمنس بر متر مشاهده شد (جدول ۵). یکی از مهم‌ترین سازوکارهای دفاعی گیاه به دنبال ایجاد تنش اکسیداتیو افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی است. افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز،

آسکوربات پراکسیداز و پراکسیداز در پاسخ به تنش‌های محیطی صورت می‌گیرد (Alhasnawi et al., 2014). گیاهان با محتوای بیشتر ظرفیت آنتی‌اکسیدانی به دلیل سمیت‌زدایی رادیکال‌های آزاد مقاومت بهتری در برابر تنش اکسیداتیو از خود نشان می‌دهند (Garratt et al., 2002; Mittler et al., 2004). افزایش محتوای ترکیبات فنلی با فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در گیاه مرتبط است. افزایش محتوای این ترکیبات افزایش فعالیت این گروه از آنزیم‌ها همچون کاتالاز را در پی دارد که این موضوع منجر به افزایش توان این آنزیم‌ها در پاک‌سازی رادیکال‌های آزاد و همچنین آب‌اکسیژنه می‌گردد. در سایر پژوهش‌ها نیز همبستگی مثبت ترکیبات فنلی با افزایش مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH نیز گزارش گرده است (Aliabadi-Farahani et al., 2009). آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز دو آنزیم درگیر در حذف پراکسید هیدروژن می‌باشند. غلظت بالای این دو آنزیم در حذف مؤثر پراکسید هیدروژن در گیاه نقش اساسی دارد. درنتیجه بیان و فعالیت این آنزیم‌ها در گیاهانی که مقاومت نسبی به تنش دارند، افزایش می‌یابد (Caverzan et al., 2016; Abogadallah., 2010).

محتوای سدیم و پتاسیم در گیاه

برهمکنش ژنوتیپ و تنش شوری بر محتوای سدیم و پتاسیم برگ نخود معنی‌دار شد (جدول ۶). بررسی محتوای سدیم در گیاه نشان داد که هرچند اعمال تنش شوری منجر به افزایش محتوای سدیم در ژنوتیپ‌های نخود شد. قرارگیری گیاه در معرض شوری ۹ دسی زیمنس بر متر افزایش قابل‌توجهی در محتوای سدیم در تمام ژنوتیپ‌ها در مقایسه با تیمار شاهد (عدم اعمال تنش شوری) را در پی داشت، ولی این افزایش بسته به ژنوتیپ متفاوت بود. به صورتی که بیشترین افزایش محتوای سدیم را در شرایط مذکور ژنوتیپ‌های MCC52 و MCC72 داشتند (افزایش بیش از دو برابر در مقایسه با تیمار شاهد) و کمترین آن در ژنوتیپ MCC65 (۳۶ درصد افزایش در مقایسه با تیمار شاهد) مشاهده شد (جدول ۷).

جدول ۶. تجزیه واریانس (میانگین مربعات) غلظت سدیم، پتاسیم، نسبت سدیم به پتاسیم، وزن خشک گیاه و وزن خشک دانه در نخود تحت تأثیر تنش شوری

Table 6. Analysis of variance (mean square) of sodium concentration, potassium concentration, ratio of sodium to potassium, shoot dry weight and seed dry weight in chickpea under the salinity stress

S.O.V	منبع تغییرات	df	Na سدیم	K پتاسیم	Na/K نسبت سدیم به پتاسیم	Shoot dry weight وزن خشک گیاه	Seed weight وزن دانه
Replication	تکرار	2	34.49**	3.81^{ns}	0.12**	0.23^{ns}	0.08^{ns}
Salinity (S)	شوری	2	198.97**	148.82**	0.55**	3.87**	4.02**
Error a	خطا a	4	7.00	3.21	0.01	0.61	0.10
Genotype (G)	ژنوتیپ	8	11.64**	10.33**	0.05**	8.56**	0.73**
S × G	ژنوتیپ×شوری	16	6.41**	49.73**	0.02^{ns}	5.90**	0.46**
Error	خطا	48	1.29	1.72	0.01	0.47	0.03
C.V%	ضریب تغییرات		*14.54*	*5.64*	*16.40*	*18.33*	*17.76*

** معنی‌داری در سطح احتمال ۱ درصد، ns: عدم تفاوت معنی‌دار

** significance at the 1% probability level; ns: no significant difference

نتایج پژوهش نشان داد که در بیش از ۶۵ درصد ژنوتیپ‌های نخود موردمطالعه اعمال تنش شوری ۶ دسی زیمنس بر متر، منجر به افزایش محتوای پتاسیم در گیاه شد. بیشترین محتوای پتاسیم گیاه نیز در ژنوتیپ MCC65 در سطح تنش ۶ دسی زیمنس بر متر مشاهده شد. در تعدادی از ژنوتیپ‌ها مانند ژنوتیپ MCC28، MCC27 و MCC52 نیز هرچند اعمال تنش شوری در سطح ۶ دسی زیمنس بر متر منجر به افزایش محتوای پتاسیم در گیاه شد. بااین‌حال، اعمال تنش شوری در سطح ۹ دسی زیمنس بر متر محتوای پتاسیم در گیاه را کاهش داد. (جدول ۷). کاهش پتاسیم در گیاه به دلیل جایگزین شدن سدیم به‌جای پتاسیم و کلسیم است (Pinheiro et al., 2001). در حقیقت با افزایش عبور یون سدیم از کانال‌های کاتیونی و آنیونی غیرانتخابی محتوای یون سدیم در اندام هوایی افزایش می‌یابد. علاوه بر این، با

نسخه پیش از انتشار

افزایش غلظت یون سدیم در ریشه، سازوکار جذب عناصر غذایی مختل شده و این موضوع نیز در افزایش غلظت این عنصر در اندام هوایی مؤثر است (Rajabi Dehnavi and Zahedi, 2020). همچنین، رقابت دو یون پتاسیم و سدیم بر مکان‌های جذب در ریشه از دیگر عوامل افزایش محتوای سدیم و کاهش محتوای پتاسیم است. با کاهش نسبت پتاسیم به سدیم در گیاه فعالیت آنزیمی در گیاه با اختلال روبه‌رو می‌گردد (Redouane and Mohamed, 2015).

جدول ۷. اثر تنش شوری بر غلظت سدیم و پتاسیم و وزن خشک گیاه و وزن دانه در گیاه در ژنوتیپ‌های نخود

Table 7. Effect of salinity stress on sodium and potassium concentration, shoot dry weight and seed weight in chickpea genotypes

Traits صفات	Salinity شوری (dS.m^{-1})	Genotype (MCC) ژنوتیپ								
		12	27	28	52	65	72	77	92	108
Na سدیم (mg.gdw^{-1})	Control	6.13^{e-h}	5.15^{h}	5.00^{h}	5.88^{gh}	5.55^{h}	5.28^{h}	8.43^{c-h}	6.5^{d-h}	7.52^{d-h}
	6	5.84^{g}	5.95^{f-h}	6.99^{d-h}	9.72^{b-f}	4.88^{h}	5.02^{h}	5.06^{h}	6.9^{d-h}	6.54^{d-h}
	9	10.0^{b-d}	10.2^{b-d}	9.50^{c-g}	14.4^{a}	7.56^{d-h}	13.5^{ab}	9.79^{b-e}	11.9$_{a-c}$	11.5^{a-c}
K پتاسیم (mg.gdw^{-1})	Control	16.8^{jk}	24.5^{c-g}	23.8^{d-g}	20.3^{g-j}	19.2^{h-j}	25.7^{b-f}	26.5^{b-d}	18.6^{i-k}	25.6^{b-f}
	6	29.3^{ab}	25.2^{b-f}	28.5^{a-c}	25.0^{b-f}	31.8^{a}	24.4^{c-g}	21.9^{e-i}	23.2^{d-h}	23.3^{d-h}
	9	24.9^{b-f}	21.4^{f-i}	14.7^{k}	18.07^{i-k}	23.6^{d-h}	20.5^{g-j}	23.3^{d-h}	26.2^{b-e}	20.4^{g-j}
Shoot dry weight وزن خشک گیاه (g.plant)	Control	4.55^{a-g}	4.57^{a-g}	3.76^{c-j}	3.08^{e-j}	4.54^{a-g}	5.34^{a-e}	3.08^{e-j}	3.84^{c-j}	1.86^{i-k}
	6	2.93^{f-j}	2.85^{f-k}	5.85^{a-c}	3.18^{e-j}	2.40^{g-k}	5.74^{a-d}	3.11^{e-j}	2.2^{h-k}	1.69^{jk}
	9	3.51^{d-j}	4.37^{a-h}	2.96^{f-j}	0.55^{k}	3.06^{e-j}	6.66^{a}	4.93^{a-f}	4.11^{b-i}	6.41^{ab}
Seed weight وزن دانه (g.plant)	Control	2.10^{a}	1.71^{ab}	1.50^{a-d}	1.23^{b-g}	1.79^{ab}	2.14^{a}	1.23^{b-g}	1.53^{a-c}	0.74^{e-i}
	6	0.88^{c-h}	0.85^{d-h}	1.85^{ab}	0.94^{c-h}	0.72^{e-i}	1.72^{ab}	0.92^{c-h}	0.66^{e-i}	0.51^{hi}
	9	0.70^{e-i}	0.87^{c-h}	0.59^{g-i}	0.11^{i}	0.61^{f-i}	1.33^{b-e}	0.98^{c-h}	0.82^{e-h}	1.28^{b-f}

حروف مشابه در هر صفت بیانگر عدم تفاوت معنی‌دار است

Similar letters in each trait indicate no significant difference

وزن خشک گیاه و وزن دانه

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که برهمکنش تنش شوری و ژنوتیپ بر وزن خشک گیاه و وزن دانه در بوته معنی‌دار شد (جدول ۶). ژنوتیپ‌های نخود به اعمال تنش شوری در گیاه پاسخ‌های متفاوتی نشان دادند. بدین‌صورت که در ژنوتیپ MCC72 اعمال تنش شوری ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر وزن خشک گیاه را به ترتیب ۷/۴۰ و ۲۵٪ در مقایسه با تیمار شاهد افزایش داد. وزن خشک گیاه تحت تأثیر بالاترین سطح تنش در ژنوتیپ MCC108، بیشتر از ۳ برابر افزایش یافت. بااین‌حال در ژنوتیپ MCC52، قرارگیری گیاه در بالاترین سطح تنش، وزن خشک گیاه را ۸۲ درصد کاهش داد و منجر به ثبت کمترین وزن خشک در گیاه شد (جدول ۷).

در ژنوتیپ MCC28 قرارگیری گیاه در سطح تنش ۶ دسی زیمنس بر متر وزن خشک گیاه را بیشتر از ۵۵٪ در مقایسه با تیمار شاهد افزایش داد (جدول ۷). نتایج نشان داد که اعمال تنش شوری منجر به کاهش وزن دانه در گیاه در حدود ۹۰ درصد از ژنوتیپ‌های نخود شد. در ژنوتیپ‌های MCC12، MCC27، MCC28، MCC52، MCC65، MCC72، MCC92 و MCC77 اعمال تنش شوری منجر به کاهش معنی‌دار وزن دانه در گیاه شد. کمترین وزن دانه در ژنوتیپ MCC52 در بالاترین سطح تنش مشاهده شد. در این ژنوتیپ بالاترین سطح تنش، وزن دانه در بوته را در مقایسه با تیمار شاهد ۹۱ درصد کاهش داد. در ژنوتیپ MCC108 نیز شوری ۹ دسی زیمنس بر متر وزن دانه نشان‌دهنده وضعیت رشدی در گیاه است. مهم‌ترین تأثیری که تنش شوری بر گیاه دارد، کاهش رشد است (Zarandi-miandoab et al., 2019). با اعمال تنش شوری و کاهش پتانسیل آب در درون گیاه وزن گیاه تحت تأثیر قرارگرفته و کاهش می‌یابد. علاوه بر این به دلیل برهم خوردن تعادل عناصر غذایی و اثرات ناشی از تنش اسمزی، رشد کاهش یافته و وزن خشک اندام هوایی نیز کاهش می‌یابد (Dkhil and Denden., 2010). عموماً زیست‌توده گیاه در پی کاهش پتانسیل آب نیز کاهش پیدا می‌کند (Wang et al., 2012). اعمال تنش شوری منجر به کاهش میزان فتوسنتز با تأثیر بر عوامل روزنه‌ای و غیر روزنه‌ای می‌گردد (Rahnama et al., 2010; James et al., 2008). علاوه بر این، تنش شوری تولید کربوهیدرات لازم برای رشد سلول و انجام فتوسنتز را کاهش می‌دهد (Parida and Das., 2005). کاهش صفات

رشدی در گیاه درنتیجه اعمال تنش شوری در سایر پژوهش‌ها نیز گزارش شده است (Tari et al., 2013).

مطالعه همبستگی صفات

بررسی همبستگی صفات نشان داد که محتوای نسبی آب برگ دارای همبستگی منفی و معنی‌دار با صفات کلروفیل a و نسبت کلروفیل a به کلروفیل b و محتوای پرولین برگ بود. محتوای کلروفیل a، کاروتنوئیدها، نسبت کلروفیل a به کلروفیل b و رنگ‌دانه کل نیز دارای همبستگی منفی و معنی‌دار با پتانسیل اسمزی بود. مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH، محتوای ترکیبات فنلی برگ و محتوای پرولین برگ همبستگی مثبت و معنی‌داری با محتوای سدیم برگ و نسبت محتوای سدیم به پتاسیم داشت. وزن خشک گیاه با پتانسیل اسمزی دارای همبستگی مثبت و معنی‌دار و با صفات فعالیت آنزیم کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز دارای همبستگی منفی و معنی‌دار است (جدول ۸). صفات پتانسیل اسمزی، فعالیت آنزیم پراکسیداز و وزن خشک گیاه با وزن دانه در بوته دارای همبستگی مثبت و معنی‌دار و با صفات فعالیت کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز دارای همبستگی منفی و معنی‌دار بود. محتوای سدیم در گیاه نیز با محتوای پرولین و فنل برگ و مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH دارای همبستگی مثبت و معنی‌دار و با غلظت پتاسیم در گیاه دارای همبستگی منفی و معنی‌دار است. شاخص پتانسیل اسمزی نیز با محتوای فنل و پرولین نیز دارای همبستگی مثبت و معنی‌دار بود (جدول ۸).

نتیجه‌گیری نهایی

به‌طورکلی نتایج نشان داد که اعمال تنش شوری در ژنوتیپ‌های نخود صفات رشدی و فیزیولوژیکی گیاه را تحت تأثیر قرار داد. وزن دانه و وزن خشک گیاه در تمامی ژنوتیپ‌ها در شرایط تنش شوری ۶ دسی زیمنس بر متر در مقایسه با تیمار شاهد کاهش یافت. ژنوتیپ‌های موردمطالعه از طریق بروز سازوکارهای مختلفی همچون افزایش ترکیبات آنتی‌اکسیدانی، حفظ محتوای نسبی آب برگ، افزایش محتوای کلروفیل برگ، افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و افزایش محتوای متابولیت‌ها بقا و تداوم رشد خود را در شرایط تنش شوری حفظ کردند. اعمال تنش شوری در بالاترین سطح تنش منجر به کاهش رشد ژنوتیپ‌های نخود شد و سازوکارهای گیاه با هدف بهبود رشد در این شرایط از بازدهی کمتری در مقایسه با سطح تنش ۶ دسی زیمنس بر متر برخوردار بود.

جدول ۸. مطالعه همبستگی بین صفات ژنوتیپ‌های نخود در شرایط شوری

Table 8. Correlation between traits of chickpeas in salinity conditions

	Trait	صفات	1	2	3	4	5	6	7	8
1	RWC	محتوای نسبی آب برگ	1							
2	Cha	کلروفیل a	-0.30**							
3	Chb	کلروفیل b	-0.13	0.76**						
4	Cartenoieds	کاروتنوئیدها	-0.17	0.78**	0.61**					
5	Cha/Chb	نسبت کلروفیل a به b	-0.32**	0.65**	0.04	0.52**				
6	Total pig	رنگ‌دانه کل	-0.27*	0.98**	0.82**	0.85**	0.56**			
7	DPPH	مهار فعالیت رادیکال آزاد	-0.07	0.51**	0.53**	0.46**	0.10	0.53**		
8	Phenol	فنل	0.11	0.18	0.33**	0.17	-0.10	0.22*	0.54**	
9	Proline	پرولین	-0.22*	-0.13	-0.02	-0.07	-0.19	-0.11	0.13	0.23*
10	Osmotic	پتانسیل اسمزی	0.20	-0.31**	-0.05	-0.28*	-0.47**	-0.28**	0.10	0.32**
11	CAT	کاتالاز	-0.01	-0.00	0.04	0.10	-0.08	0.025	0.13	-0.27*
12	APX	آسکوربات پراکسیداز	0.02	-0.00	0.007	-0.11	0.02	-0.02	-0.11	0.04
13	POX	پراکسیداز	0.01	-0.05	0.01	-0.056	-0.09	-0.05	-0.24*	-0.09
14	Dry W.	وزن خشک گیاه	0.11	0.14	0.18	-0.004	-0.02	0.13	0.10	0.17
15	Seed W.	وزن دانه	0.03	-0.03	0.10	-0.007	-0.17	-0.00	-0.007	0.18
16	Na	سدیم	-0.02	0.14	0.04	0.00	0.10	0.10	0.24*	0.22*
17	K	پتاسیم	-0.04	-0.14	-0.09	-0.18	-0.13	-0.15	-0.02	-0.27*
18	Na/K	سدیم/پتاسیم	-0.01	0.18	0.08	0.07	0.15	0.16	0.22*	0.26*

نسخه پیش از انتشار

Table 8. continued **جدول ۸. ادامه**

	Trait	صفات	9	10	11	12	13	14	15	16	17
10	Osmotic	پتانسیل اسمزی	0.27*								
11	CAT	کاتالاز	-0.08	-0.05							
12	APX	آسکوربات پراکسیداز	0.26*	-0.10	-0.11						
13	POX	پراکسیداز	-0.12	-0.01	0.09	-0.19					
14	Dry W.	وزن خشک گیاه	0.18	0.28**	-0.25*	-0.22*	0.10				
15	Seed W.	وزن دانه	0.12	0.41**	-0.23*	-0.24*	0.36**	0.73**			
16	Na	سدیم	0.33**	-0.06	0.02	0.10	-0.09	0.04	-0.34**		
17	K	پتاسیم	0.11	-0.07	0.19	0.04	-0.27*	-0.02	-0.02	-0.27*	
18	Na/K	سدیم/پتاسیم	0.27*	-0.03	0.006	0.06	0.01	0.008	-0.31**	0.91**	-0.59**

*: معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد، ** معنی‌داری در سطح احتمال ۱ درصد

* significance at the 5% probability level, ** significance at the 1% probability level

منابع

Abdolinejad, R., Shekafandeh. A., 2014. Salt stress-induced changes in leaf antioxidant activity, proline and protein content in 'Shah Anjir'and 'Anjir Sabz'fig seedlings. International Journal of Horticultural Science and Technology. 1, 121-129. https://doi.org/10.22059/ijhst.2014.52782

Abe, N., Murata, T., Hirota, A., 1998. Novel DPPH radical scavengers, bisorbicillinol and demethyltrichodimerol, from a fungus. Bioscience, Biotechnology and Biochemistry. 6, 661-666. https://doi.org/10.1271/bbb.62.661

Abogadallah, G.M., 2010. Antioxidative defense under salt stress. Plant Signal Behavior, 5, 369-374. https://doi.org/10.4161/psb.5.4.10873

Adil, H.I., Cetin, H.I., Yener, M.E., Bayindirh, A., 2007. Subcritical (carbon dioxide + ethanol) extraction of polyphenols from apple and peach pomaces, and determination of the antioxidant activities of the extracts. The Journal of Supercritical Fluids. 43, 55-63. https://doi.org/10.1016/j.supflu.2007.04.012

Al-Amier, H., Craker, L.E., 2007. In vitro selection for stress tolerant spearmint. In: Janick J., Whipkey, A., (eds.), Issues in new crops and new uses. ASHS Press, Alexandria, VA. pp. 306-310

Alhasnawi, A.N., Kadhimi, A.A., Isahak, A., Mohamad, A., Doni, F., Yusoff, W.W., Zain, C.M., 2014. Salinity stress in plant and an important antioxidant enzyme. Life Science Journal. 11, 913-920. https://doi.org/10.7537/marslsj111014.143

Aliabadi-Farahani, H., Valadabadi, S.A., Daneshian, J., Khalvati, M.A., 2009. Evaluation changing of essential oil of balm (*Melissa officinalis* L.) under water deficit stress conditions. Journal of Medicinal Plant Research. 3, 329-333. https://doi.org/10.5897/JMPR.9000606

AliDinar, H.M., Ebert, G., Ludders, P., 1999. Growth, Chlorophyll Content, Photosynthesis and Water Relations in Guava (*Psidium guajava* L.) Under Salinity and Different Nitrogen Supply. Gartenbauwissenschaft. 64, 54-59.

Ashraf, M., Foolad, M.R., 2007. Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. Environmental and Experimental Botany. 59, 206–216. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.12.006

Ashraf, M., Ozturk, M., Athar, H.R., 2008. Salinity and Water Stress: Improving Crop Efficiency. Springer, Netherlands.

Bates, L.S., Waldren, R.P., Teare, I.D., 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant and Soil. 39, 205-207. https://doi.org/10.1007/BF00018060

Bray, E.A., 1997. Plant responses to water deficit. Trends in Plant Science. 2, 48–54.

Bybordi, A., 2012. Study effect of salinity on some physiologic and morphologic properties of two grape cultivars. Life Science Journal, 9, 1092-1101. https://doi.org/10.7537/marslsj090412.166

Cakmak, I., Kirkby, E.A., 2008. Role of magnesium in carbon partitioning and alleviating photooxidative damage. Physiologia Plantarum. 133, 692-704.

https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2007.01042.x

Caverzan, A., Casassola, A., Brammer, S.P., 2016. Antioxidant responses of wheat plants under stress. Genetic molecular and Biology. 39, 1-6. https://doi.org/10.1590/1678-4685-GMB-2015-0109

Chartzoulakis, K., Klapaki, G., 2000. Response of two greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. Scientia Horticulturae. 86, 247-260. https://doi.org/10.1016/S0304-4238(00)00151-5

Cicek, N., Cakirlar, H., 2002. The effect of salinity on some physiological parameters in two maize cultivars. Bulgican Journal Plant Physiology. 28, 66-74.

Cornic, C., Massacci, A., 1996 Leaf photosynthesis under drought stress. In: Baker, N.R. (ed.), Photosynthesis and Environment. pp. 347-366. Kluwer Academic Publish.

Dere, S., Gines, T., Sivaci, R., 1998. Spectrophotometric determination of chlorophyll a, b and total carotenoid contents of some algae species using different solvents. Turkish Journal of Botany 22, 13-17.

Dkhil, B.B., Denden, M., 2010. Salt stress induced changes in germination, sugars, starch and enzyme of carbohydrate metabolism in *Abelmoschuses culentus* L. (Moench.) seeds. African Journal of Agricultural Research. 5, 408-415. https://doi.org/10.5897/AJAR.9000614

Fallah, A., Farahmanfar, E., Moradi, F., 2015. Effect of salt stress on some morphophysiological characters of two rice culitivars during different growth stages at greenhouse. Applied Field Crops Research. 28, 175-182. [In Persian with English abstract]. https://doi.org/10.22092/aj.2015.105720.

FAOSTAT. 2021. Rome. Available online: https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL (accessed on 17 December 2021).

Firoozeh, R., Khavarinejad, R., Najafi, F., Saadatmand, S., 2019. Effects of gibberellin on contents of photosynthetic pigments, proline, phenol and flavonoid in savory plants (*Satureja hortensis* L.) under salt stress. Journal of Plant Research (Iranian Journal of Biology). 31, 894-908. [In Persian with English abstract]. http://dorl.net/dor/20.1001.1.23832592.1397.31.4.12.4.

Flowers, T. J., Flowers, S.A., 2005. Why does salinity pose such a different problem for plant breeders? Agricultural Water Management. 78, 15-24. https://doi.org/10.1016/j.agwat.2005.04.015

Garratt, L.C., Janagoudar, B.S., Lowe, K.C., Anthony, P., Power, J. B., Davey, M.R., 2002. Salinity tolerance and antioxidant status in cotton cultures. Free Radical Biology and Medicine 33, 502-511. https://doi.org/10.1016/S0891-5849(02)00838-9

Hassani Moghadam, E., Esna-Ashari, M., Rezainejad, A., 2015. Effect of drought stress on some physiological characteristics in six commercial iranian pomegranate (*Punica granatum* L.) Cultivars. 7, 1-11. [In Persian with English abstract].

Heidari, A., Toorchi, M., Bandehagh, A., Shakiba, M.R., 2011. Effect of NaCl stress on growth, water relations, organic and inorganic osmolytes accumulation in sunflower (*Helianthus annuus* L.) lines. Universal Journal of Environmental Research and Technology. 1, 351-362.

James, R.A., Caemmerer, S.V., Condon, A.G., Zwart, A.B., Munns, R., 2008. Genetic variation in tolerance to the osmotic stress component of salinity stress in durum wheat. Functional Plant Biology 35, 111-123. https://doi.org/10.1071/FP07234

Jukanti A.K, G.P., 2012. Nutritional quality and health benefits of chickpea (*Cicer arietinum* L): a review. British Journal of Nutrition. 108, 11-26. https://doi.org/10.1017/S0007114512000797

Kibria, M.G., Hossain, M.A., Murata, Y., Hoque, M.A., 2017. Antioxidant defense mechanisms of salinity tolerance in rice genotypes. rice science. 24, 155-162. https://doi.org/10.1016/j.rsci.2017.05.001

Kochaki, A., Zand, A., Banayan Aval, M., Rezvanimoghadam, P., Mahdavi Damghani, A, Jami Al-Ahmadi, M., Vesal, S.R., 2015. Plant Ecophysiology. Ferdowsi University of Mashhad Press. pp 271. [In Persian].

Koyro, H.W., 2000. Effect of high NaCl-salinity on plant growth, leaf morphology and ion composition in leaf tissues of *Beta vulgaris* ssp. Maritima. Journal of Applied Botany and Food Quality. 74, 67-73.

Kumar, S., Beena, A.S., Awana, M., Singh, A., 2017. Physiological, biochemical, epigenetic

and molecular analyses of wheat (*Triticum aestivum*) genotypes with contrasting salt tolerance. Frontiers in Plant Science. 8, 1151. https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01151

Maliro, M.F.A., McNeil, D.L., Redden, B., Kollmorgen, J.F., Pittock, C., 2008. Sampling strategies and screening of chickpea (*Cicer arietinum* L.) germplasm for salt tolerance. Genetic Resources and Crop Evolution. 55: 53-63. https://doi.org/10.1007/s10722-007-9214-9

Masoumzadeh, B.M., Imani, A.A., Khayamaim, S., 2012. Salinity stress effect on proline and chlorophyll rate in four beet cultivars. Scholars Research Library. 3, 5453-5456.

Mittler, R., Vanderauwera, S., Gollery, M., Van Breusegem, F., 2004. Reactive oxygen gene network of plant. Trends in Plant Science. 9, 490-498. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2004.08.009

Parida, A.K., Das, A.B., 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. Ecotoxicology and Environmental Safety. 60, 324-349. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010

Parvaiz, A., Stayawati, S., 2008. Salt stress and phyto-biochemical responses of plants – a review. Plant, Soil and Environment. 54, 89–99. https://doi.org/10.17221/2774-PSE

Pinheiro, C., Chaves, M.M., Ricardo, C.P., 2001. Alterations in carbon and nitrogen metabolism induced by water deficit in the stems and leaves of *Lupinus albus* L. Journal of Experimental Botany. 52, 1063-70. https://doi.org/10.1093/jexbot/52.358.1063

Rafael, M., Enez-Díaz, J., Castillo, P., Jimenez-Gasco, M.D.M., Landa, B., Navas-Cortes, J.A., 2015. Fusarium wilt of chickpeas: Biology, ecology and management. Crop Protection. 23, 1-12.

Rahnama, A., James, R.A., Poustini, K., Munns, R., 2010. Stomatal conductance as a screen for osmotic stress tolerance in durum wheat growing in saline soil. Functional Plant Biology. 37, 255-269. https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.02.023

Rahnemoun, H., Shekari, F., Dejampour, J., Khorshidi, M.B., 2013. Salinity effects on some morphological and biochemical changes of almond. Journal of Crops Improvement. 15, 179-192. [In Persian with English abstract]. https://doi.org/10.22059/jci.2013.36108

Rajabi Dehnavi, A., Zahedi, M., 2020. Effects of foliar application of different ascorbic acid concentrations on the response of sorghum to salinity. Plant Process and Function. 9, 223-241. [In Persian with English abstract]. http://dorl.net/dor/20.1001.1.23222727.1399.9.35.13.4

Redouane, E., Mohamed, N., 2015. Adaptive response to salt stress in sorghum (*Sorghum bicolor*). American Eurasian Journal of Agricultural and Environmental Sciences. 15, 1351-1360. https://doi.org/10.5829/idosi.aejaes.2015.15.7.12683

Sabaghpour, S.H., 2001. Major diseases of chickpea In Iran. In proceeding of symposium on Grain Legumes in the Mediterranean. Agriculture, (LEGUMED), 25-27 October 2001. Rabat, Morocoo.

Sabir, P., Ashraf, M., Hussain, M., Jamil, A., 2009. Relationship of photosynthetic pigments and water relations with salt tolerance of proso millet (*Panicum miliaceum* L.) accessions. Pakistan Journal of Botany, 41, 2957-2964. https://doi.org/41(6): 2957-2964,2009

Shahid, M. A., Balal, R. M., Pervez, M. A., 2012. Differential response of pea (*Pisum sativum* L.) genotypes to salt stress in relation to the growth, physiological attributes antioxidant activity and organic solutes. Australian Journal of Crop Science. 6, 828-838.

Shobeiri, S., K. Ghassemi-Golezani, A. Golechin and J. Saba., 2007. Effect of water limitation on growth and yield of three chickpea cultivars in Zanjan. Journal of Agricultural Sciences and Natural Resources. 14, 32-43. [In Persia].

Singleton, V.L., Rossi, J.A., 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. American Journal of Enology and Viticulture. 16, 144-158. https://doi.org/10.5344/ajev.1965.16.3.144

Smart, R.E., Bingham, G.E., 1974. Rapid estimates of relative water content. Plant Physiology. 53, 258-260. https://doi.org/10.1104/pp.53.2.258

Soori, N., Bakhshi, D., Rezaei Nejad, A., Faizian, M., 2019. Effect of salinity stress on some physiological characteristics and photosynthetic parameters of several Iranian commercial pomegranate genotypes. Plant Process and Function. 8, 155-170. [In Persian with English abstract].

Srinivas, N.D., Rashmi, K.R., Raghavarao, K.S.M.S., 1999. Extraction and purification of a plant peroxidase by aqueous two-phase extraction coupled with gel filtration. Process Biochemistry. 35, 43-48. https://doi.org/10.1016/S0032-9592(99)00030-8

Tari, I., Laskay, G., Takacs, Z., Poor, P., 2013. Response of sorghum to abiotic stresses: A review. Journal of Agronomy and Crop Science. 199, 264-274. https://doi.org/10.1111/jac.12017

Turner, N., Colmer, T., Quealy, J., Pushpavalli, R., Krishnamurthy, L., Kaur, J., Singh, G., Siddique, K., Vadez, V., 2013. Salinity tolerance and ion accumulation in chickpea (*Cicer arietinum* L.) subjected to salt stress. Plant and Soil. 365, 347-361. https://doi.org/10.1007/s11104-012-1387-0

Vafadar, Z., Rahimmalek, M., Sabzalian, M.R., Nikbakht, A., 2018. Effect of salt stress and harvesting time on morphological and physiological characteristics of Myrtle (*Myrthus communis*). Plant Process and Function. 7, 33-44. http://dorl.net/dor/20.1001.1.23222727.1397.7.23.18.1

Velikova, V., Yordanov, I., Edreva, A., 2000. Oxidative stress and some antioxidant systems in acid raintreated bean plants. Protective role of exogenous polyamines. Plant Science. 151, 59-66. https://doi.org/10.1016/S0168-9452(99)00197-1

Wang, C.J., Yang, W., Wang, C., Gu, C., Niu, D.D., Liu, H.X., Wang, Y.P. and Guo, J.H., 2012. Induction of drought tolerance in cucumber plants by a consortium of three plant growth promoting rhizobacterium strains. Plos One, 7, 1-12. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0052565

Yamaguchi, K., Mori, H., Nishimura, M., 1995. A novel isoenzyme of ascorbate peroxidase localized on glyoxysomal and leaf peroxisomal membranes in pumpkin. Plant Cell Physiology. 36, 1157-1162. https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a078862

Yamaguchi, T., Blumwald, E., 2005. Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. Trends in Plant Science. 12, 615-620. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2005.10.002

Zarandi-Miandoab, L., Chaparzadeh, N., Fekri Shali, H., 2019. Interactive effects of salinity and magnesium on water and ionic relations of *Zygophillum fabago* L. Journal of Plant Research (Iranian Journal of Biology). 32, 72-85. [In Persian with English abstract]. https://dor.isc.ac/dor/20.1001.1.23832592.1398.32.1.18.1

Zarei, M., Azizi M., Rahemi, M., Tehranifar, A., 2016. Assessment of salinity tolerance of three fig cultivars based on growth and physiological factors and ions distribution. Iranian Journal of Horticultural Science and Technology. 17, 247-260. [In Persian with English abstract]. https://dor.isc.ac/dor/20.1001.1.16807154.1395.17.2.10.8

نسخه پیش از انتشار