Cereal Biotechnology and Biochemistry

Online ISSN: 2783-5170

Homepage: https://cbb.razi.ac.ir

# Investigating the physiological traits of quinoa genotypes (*Chenopodium quinoa* Willd.) in the germination stage under salt stress conditions

**Hadi Kianinezhad [1] ✉ & Mohammad Naghi Safarzadeh Vishekaei [2]**

[1]✉ Master of Seed Science and Technology, Faculty of Agriculture, Guilan University, Guilan, Iran. E-mail: hadi.kiani1990@gmail.com

[2] Assistant Professor, Department of Plant Cultivation and Breeding, Islamic Azad University, Rasht Branch, Guilan, Iran. E-mail: mnsafarzad@gmail.com

## ABSTRACT

**Introduction:** One of the primary challenges that exist all over the world is the reduction of plant yield due to soil salinity. 5.97% of the world's water is saline, and also many areas have saline land. Human activities exacerbate this challenge. Salinity is one of the main issues affecting the yield of crops worldwide, and more than 7% of flat land is salty. The nutritional superiority of quinoa has been known since ancient times in the Inca Empire. The importance that quinoa can play in nutrition is emphasized not only in developing countries but also in developed countries. Quinoa seeds have a higher nutritional value than most grains and contain high-quality protein and large amounts of carbohydrates, fat, vitamins, and minerals. Quinoa shows high levels of resistance to prevailing adverse factors such as soil salinity, drought, cold, diseases, and pests.

**Materials and methods:** In this study, the physiological effects of salinity stress on two quinoa genotypes in the germination stage were investigated. The studied genotypes were Sajama and Titicaca. The salinity stress (NaCl) was applied at 0, 4, 6, 8, 10, and 12 decisions per meter. This experiment was carried out using a factorial design based on the completely randomized design in the laboratory of Guilan University in 2015. The measured traits were germination percentage, root length, shoot length, plant weight, Malondialdehyde (MDA) concentration, catalase, and peroxidase.

**Results:** The results obtained from the analysis of variance showed that the effects of genotype, salinity, and interactions were significant for different traits. According to the results, germination percentage, root length, shoot length, and plant weight decreased with increasing salinity levels. The germination percentage of the Sajama genotype showed a response at 10 and 12 decimes/m salinity, while the germination percentage of the Titicaca genotype decreased at the salinity level of 6 decimes/m. Increasing the level of salinity stress resulted in increasing the accumulation of malondialdehyde, peroxidase, and catalase activity in the examined genotypes. At salinity levels of 6 and 4 dS/m, the highest amount of catalase was obtained for Sajama genotype in comparison with other genotypes.

**Conclusion:** Sajama is introduced as a salinity tolerant genotype for further studies due to the superiority of indicators such as the activity of antioxidant enzymes. It can be said that the Sajama genotype under the effect of salt stress can reduce the harmful effects of salt stress by removing oxygen-free radicals and cleaning the cell environment from them.

**Keywords:** catalase, germination, salinity, quinoa, peroxidase.

**Article Type:** Research Article

**Article history: Received:** 30/03/2022, **Revised:** 12/05/2022, **Accepted:** 14/06/2022, **Published online:** 26/06/2022

**Cite this article:** Kianinezhad, H. & Safarzadeh Vishekaei, M. N. (2022). Investigating the physiological traits of quinoa genotypes (*Chenopodium quinoa* Willd.) in the germination stage under salt stress conditions. Cereal Biotechnology and Biochemistry. 1 (2). 233-248. DOI: 10.22126/cbb.2022.7927.1013

© The Author(s).

**Publisher:** Razi University

10.22126/cbb.2022.7927.1013

بیوتکنولوژی و بیوشیمی غلات
شاپا الکترونیکی: ۵۱۷۰-۲۷۸۳
Homepage: https://cbb.razi.ac.ir

# بررسی صفات فیزیولوژیک ژنوتیپ‌های کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd.) در مرحله جوانه زنی تحت شرایط تنش شوری

**هادی کیانی نژاد[۱]✉ و محمد نقی صفرزاده ویشکایی[۲]**

[۱]✉ دانش‌آموخته کارشناسی ارشد علوم و تکنولوژی بذر، دانشکده کشاورزی، دانشگاه گیلان، گیلان، ایران. رایانامه: hadi.kiani1990@gmail.com
[۲] استادیار، گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشگاه آزاد اسلامی واحد رشت، گیلان، ایران. رایانامه: mnsafarzad@gmail.com

## چکیده

**مقدمه:** یکی از چالش‌های اساسی در مقیاس جهانی کاهش عملکرد گیاهان به دلیل شوری خاک است. ۵/۹۷ درصد آب جهان شور است و همچنین بسیاری از نواحی زمین‌های شور دارند. فعالیت‌های انسانی این چالش را شدیدتر می‌کند. شوری یکی از مسائل اصلی تأثیرگذار روی میزان عملکرد گیاهان زراعی در سطح جهان بوده و بیش از هفت درصد زمین‌های مسطح شور هستند. برتری تغذیه‌ای کینوا از زمان‌های قدیم در امپراتوری اینکا شناخته شده است. اهمیتی که کینوا می‌تواند در تغذیه ایفا کند نه تنها در کشورهای در حال توسعه بلکه در کشورهای توسعه یافته مورد تاکید است. بذرهای کینوا دارای ارزش غذایی بالاتر از بسیاری از دانه‌های غلات و حاوی پروتئین با کیفیت بالاتر و مقادیر زیادی از کربوهیدرات‌ها، چربی، ویتامین‌ها و مواد معدنی است. کینوا سطوح بالایی از مقاومت در برابر تعدادی از عوامل نامطلوب غالب مانند شوری خاک، خشکسالی، سرما، بیماری‌ها و آفات را نشان می‌دهد.

**مواد و روش‌ها:** در این مطالعه اثرات فیزیولوژیک تنش شوری بر دو رقم کینوا در مرحله جوانه زنی مورد بررسی قرار گرفت. ژنوتیپ‌های مورد بررسی شامل Sajama و Titicaca بودند و سطوح شوری (NaCl) صفر، ۴، ۶، ۸، ۱۰ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر اعمال گردید. این آزمایش به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سال ۱۳۹۵ در آزمایشگاه دانشکده کشاورزی دانشگاه گیلان اجرا گردید. صفات درصد جوانه‌زنی، طول ریشه‌چه، طول ساقه‌چه، وزن‌تر گیاهچه، تجمع مالون دی‌آلدهید، کاتالاز و پراکسیداز اندازه‌گیری شدند.

**یافته‌ها:** نتایج حاصل از تجزیه واریانس نشان داد که برای صفات مختلف اثرات رقم، شوری و اثرات متقابل معنی‌دار شدند. طبق نتایج درصد جوانه‌زنی، طول ریشه‌چه، طول ساقه‌چه و وزن‌تر گیاهچه با افزایش سطوح شوری کاهش یافتند. درصد جوانه‌زنی ژنوتیپ Sajama در شوری ۱۰ و ۱۲ دسی‌زمینس بر متر واکنش نشان داد در حالی که، درصد جوانه‌زنی ژنوتیپ Titicaca از سطح شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر کاهش یافت. افزایش سطوح تنش شوری منجر به افزایش تجمع مالون دی‌آلدهید، فعالیت پراکسیداز و کاتالاز در ژنوتیپ‌های مورد بررسی گردید. در سطوح شوری ۶ و ۴ دسی‌زیمنس بر متر بالاترین میزان کاتالاز برای ژنوتیپ Sajama در مقایسه با ژنوتیپ دیگر بدست آمد.

**نتیجه‌گیری:** ژنوتیپ Sajama به‌دلیل برتری شاخص‌هایی نظیر فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانت به‌عنوان ژنوتیپی متحمل به شوری جهت بررسی‌های تکمیلی معرفی می‌گردد. می‌توان گفت ژنوتیپ Sajama تحت تأثیر تنش شوری قادر است با حذف رادیکال‌های آزاد اکسیژن و پاکسازی محیط سلول از آن‌ها اثرات مخرب تنش شوری را تخفیف دهد.

**واژه‌های کلیدی:** کاتالاز، جوانه‌زنی، شوری، کینوا، پراکسیداز.

**نوع مقاله:** مقاله پژوهشی

**نوع مقاله: دریافت:** ۱۴۰۱/۰۱/۱۰ **اصلاح:** ۱۴۰۱/۰۲/۲۲ **پذیرش:** ۱۴۰۱/۰۳/۲۴، **انتشار آنلاین:** ۱۴۰۱/۰۴/۰۷

**استناد**: کیانی نژاد، ه.، صفرزاده ویشکایی، ص. و. (۱۴۰۱). بررسی صفات فیزیولوژیک ژنوتیپ‌های کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd.) در مرحله جوانه‌زنی تحت شرایط تنش شوری. بیوتکنولوژی و بیوشیمی غلات. ۱ (۲). ۲۳۱-۲۴۸. DOI: 10.22126/cbb.2022.7927.1013

ناشر: دانشگاه رازی

© نویسندگان.

**مقدمه**

افزایش تقاضای جهانی برای مواد غذایی به‌همراه محدودیت اراضی مستعد و قابل کشت، محققین بخش کشاورزی را با چالش‌های بزرگی روبه‌رو ساخته است. بر این اساس، در شرایطی که عملاً توسعه اراضی کشاورزی مقدور نیست، بیشتر نگاه‌ها به افزایش عملکرد در واحد سطح معطوف شده است (Vessey, 2003). عملیات فشرده کشاورزی به‌منظور افزایش عملکرد، نیاز به کودهای شیمیایی دارد که پرهزینه بوده و آلودگی محیط زیست را در بر خواهد داشت. بنابراین در حال حاضر کشاورزی پایدار توجه زیادی را به خود معطوف کرده است (Orhan *et al.*, 2006).

یکی از چالش‌های اساسی که در سراسر جهان وجود دارد، کاهش عملکرد گیاهان به‌دلیل شوری خاک است (Munns and Tester, 2008). ۵/۹۷ درصد آب جهان شور است و همچنین بسیاری از نواحی زمین‌های شور دارند.

فعالیت‌های انسانی این چالش را شدیدتر می‌کند. شوری یکی از مسائل اصلی تأثیر گذار روی میزان عملکرد گیاهان زراعی در سطح جهان بوده و بیش از هفت درصد زمین‌های مسطح شور است (Hariadi *et al.*, 2011). بنابراین بررسی روش‌های جدید برای کاهش این چالش‌ها ضروری است. یکی از این روش‌ها کاشت گیاهان نمک‌رست (هالوفیت) است که به سطوح بالایی از شوری خاک متحمل هستند (Koyro *et al.*, 2008).

برتری تغذیه‌ای کینوا از زمان‌های قدیم در امپراتوری اینکا شناخته شده است. اهمیتی که کینوا می‌تواند در تغذیه ایفا کند نه تنها در کشورهای در حال توسعه بلکه در کشورهای توسعه یافته مورد تاکید است. بذرهای کینوا دارای یک ارزش غذایی بالاتر از بسیاری از دانه‌های غلات و حاوی پروتئین با کیفیت بالاتر و مقادیر زیادی از کربوهیدرات‌ها، چربی، ویتامین‌ها و مواد معدنی است. پریسپرم، جنین و اندوسپرم سه منطقه‌ای هستند که در آن اندوخته مواد غذایی در بذر کینوا ذخیره شده است (Prego *et al.*, 1998).

کینوا سطوح بالایی از مقاومت در برابر تعدادی از عوامل نامطلوب غالب مانند شوری خاک، خشکسالی (Jensen *et al.*, 2000; González et al., 2009, 2011; Jacobsen *et al.*, 2009; Fuentes and Bhargava, 2011) سرما (Jacobsen *et al.*, 2005, 2007) بیماری‌ها و آفات (Jacobsen *et al.*, 2003; Bhargava *et al.*, 2003) را نشان می‌دهد. با توجه به ماندگاری آن تحت شرایط نامطلوب آب و هوایی، کینوا ممکن است یکی از گزینه‌های تولید غذا تحت محدودیت‌های غیر زنده نامطلوب مختلف باشد (FAO, 1988). کینوا گونه‌ای شورپسند است که به‌عنوان یک متحمل به شوری غیر معمول در نظر گرفته می‌شود. برخی از ارقام مقاومت قابل توجه‌ای به نمک در مرحله جوانه نشان می‌دهند. بسیاری از ارقام این محصول می‌توانند در غلظت‌های بالای نمک که در آب دریا ( 40

یافت می‌شود رشد کنند (mS/cm Jacobsen *et al.*, 2001, 2003; Wilson *et al.*, 2002; Jacobsen *et al.*, 2007; Delatorre-Herrera and Pinto, 2009; Adolf *et al.*, 2012). این ویژگی آن را به محصولی جذاب برای مناطقی که شوری را به‌عنوان یک مشکل عمده کشاورزی به رسمیت شناخته شده تبدیل می‌کند (Prado *et al.*, 2000). کینوا چند مکانیسم دارد که به سازگاری موفق این گیاه در محیط‌های شور کمک می‌کنند. در مرحله کوتیلدونی، سازگاری بالا به شوری خاک وجود دارد که احتمالا به‌دلیل بهبود کنترل متابولیک بر اساس جذب یون، تجمع اسمولایت و تنظیم اسمزی است (Ruffino *et al.*, 2010). همچنین تجمع یون‌های نمک در بافت کینوا و در نتیجه تنظیم پتانسیل آب برگ، گیاه را برای حفظ ورم سلولی و محدود کردن تعرق تحت شرایط شوری را قادر می‌سازد (Jacobsen *et al.*, 2001; Hariadi *et al.*, 2011). علاوه بر این، کینوا قادر به حفظ انتخاب‌پذیری $K^+/Na^+$ و $Ca^{2+}/Na^+$ در شرایط شور است (Rosa *et al.*, 2009). مقاومت به خشکی در کینوا نسبت داده شده به صفات ظاهری از قبیل سیستم ریشه‌ای گسترده، کاهش سطح برگ از طریق افتادن برگ، سلول‌های دیواره سلولی کوچک و ضخیم سازگار با تلفات آب زیاد، و حضور وزیکول‌های حاوی اگزالات کلسیم که موجب رطوبت پسندی در طبیعت و کاهش تعرق هستند (Canahua, 1977; Jensen *et al.*, 2000; Jacobsen *et al.*, 2003). خصوصیات فیزیولوژیکی نشان می‌دهد مقاومت به خشکی شامل پتانسیل اسمزی پایین، نسبت کم وزن آماس دار به وزن خشک، قابلیت ارتجاعی کم و توانایی حفظ ورم مثبت حتی در پتانسیل کم آب برگ می‌شود (Andersen *et al.*, 1996). مشاهده شده است که هدایت روزنه‌ای در کینوا در ازاء مقدار کم شوری نسبتا ثابت باقی می‌ماند اما تبادل گاز تحت شرایط بسیار خشک و پتانسیل کم آب برگ در حال انجام است (Vacher, 1978). کینوا راندمان بالای مصرف آب برگ را جهت جبران کاهش هدایت روزنه‌ای و در نتیجه بهینه سازی افزایش کربن با به حداقل رساندن از دست دادن آب حفظ می‌کند. جنسن و همکاران (Jensen *et al.*, 2000) اثرات خشک شدن خاک در روابط آب برگ و تبادل گاز در کینوا را مورد مطالعه قرار دادند. نتایج این مطالعه نشان داد که مقادیر بالای فتوسنتز خالص و سطح ویژه برگ (SLA) در اوایل طول دوره رشد رویشی منجر به قدرت اولیه گیاه، حمایت از جذب آب زود هنگام و متعاقب آن تحمل خشکی می‌شود. گارسیا و همکاران عملکرد فصلی پاسخ به فاکتور (Ky) برای کینوا را محاسبه و مشاهده کردند که مقدار آن پایین‌تر از بادام زمینی و پنبه بود. این مقدار پائین Ky برای کینوا نشان داد که تنش خشکی جزئی به کاهش بزرگ در عملکرد منتج نمی‌شود (Garcia *et al.*, 2003). در پژوهشی که بر روی دو رقم کینوا (Puno و A1) انجام شد، تیمارهای شوری ۰، ۱۰۰، ۲۰۰ و ۴۰۰ میلی‌مولار نمک سدیم کلرید بود و اعمال آنها منجر به تغییراتی بر روی صفت ارتفاع در رقم Puno (۱۹+، ۲۱.۴- و

۵۲.۴- درصد) و رقم A1 (۸.۴+، ۱۵.۹- و ۴۰.۸- درصد) شد (لازم به ذکر است که اعداد مثبت و منفی به‌ترتیب بیانگر افزایش و کاهش صفت است) (Riaz *et al.*, 2020). نتایج پژوهشی دیگر که بر روی دو رقم (Q2 و Q7) کینوا در مناطق فیصل‌آباد و پیندی بهاتیان پاکستان انجام شد، نشان داد که اعمال تنش شوری منجر به کاهش عملکرد دانه، عملکرد بیولوژیک و وزن هزار دانه شد (Iqbal et al., 2019). نتایج پژوهش های مختلف بیانگر اثر شوری آب آبیاری بر کاهش وزن هزار دانه، عملکرد دانه، تعداد پانیکول، وزن خشک پانیکول، طول پانیکول، تعداد برگ، ارتفاع گیاه، تعداد پانیکول در ارقام مختلف کینوا بوده است (Manaa *et al.*, 2019; Maleki *et al.*, 2019; Mahmoud *et al.*, 2019; Khalili *et al.*, 2019; Jamali *et al.*, 2018; Maleki *et al.*, 2018).

با توجه به اهمیت گیاه کینوا از نظر ارزش غذایی و نیاز به افزایش تولید مواد غذایی به دلیل افزایش جمعیت از یک سو و با توجه به کم‌آبی و محدودیت آب های شیرین از سوی دیگر لازم است تا تأمین امنیت غذایی و استفاده از آب های نامتعارف (شور و لب‌شور) بیش از پیش مورد توجه قرار گیرد. از این رو در این تحقیق واکنش جوانه‌زنی دو رقم گیاه کینوا شامل Sajama و Titicaca به شوری مورد بررسی قرار گرفت.

**مواد و روش‌ها**

این تحقیق در آزمایشگاه زراعت دانشکده کشاورزی دانشگاه گیلان انجام گردید. آزمایش به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سه تکرار در پتری‌دیش اجرا شد. عامل اول شامل ژنوتیپ‌های گیاه کینوا (Titicaca و Sajama) و عامل دوم شامل پنج سطح شوری شامل ۴، ۶، ۸، ۱۰ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر به همراه شاهد (آب مقطر) بودند. برای اعمال تنش شوری از نمک کلرید سدیم آزمایشگاهی (ساخت شرکت Merk آلمان) استفاده شد. بدین‌منظور، با استفاده از رابطه (پارکلی) میزان نمک مورد نیاز برای تهیه محلول‌های شوری با هدایت الکتریکی مورد نظر تعیین گردید:

$$TDS\ (mg / lit) = EC\ (ds / m) \times 640$$

در این فرمول‌ها TDS عبارت است از میزان نمک حل شده در یک لیتر آب و EC نیز هدایت الکتریکی مورد نظر است. قبل از شروع آزمایش ابتدا بذور با محلول سه درصد هیپوکلریت سدیم به‌مدت دو دقیقه ضدعفونی شدند. جوانه‌زنی بذور هر رقم در پتری‌دیش‌های ۱۱ سانتیمتری با استفاده از ۳۰ بذر انجام گردید. پتری‌دیش‌ها قبل از شروع آزمایش در آون با دمای ۸۰ درجه سانتیگراد به مدت یک ساعت استریل شدند و در هر پتری‌دیش یک عدد کاغذ صافی قرار داده شد. به تیمارهای شاهد و شوری به‌ترتیب ۱۰ میلی‌لیتر آب مقطر و محلول کلرید سدیم افزوده شد. در این آزمایش درصد جوانه‌زنی، طول ریشه‌چه، طول ساقه‌چه، وزن‌تر گیاه‌چه، فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانت کاتالاز و

پراکسیداز و تجمع مالوندی‌آلدهید اندازه‌گیری شد. بذرهای جوانه زده به مدت ۱۰ روز شمارش شدند و هنگامی بذر جوانه‌زده محسوب گردید که ریشه‌چه به اندازه دو میلی‌متر جوانه‌زده بود. درصد جوانه‌زنی بر اساس تعداد بذر جوانه زده هنگامی اندازه‌گیری شد که سه روز پشت سر هم جوانه‌زنی جدیدی انجام نشد.

$$GP = Ni / N \times 100$$

GP درصد جوانه‌زنی، Ni تعداد بذرهای جوانه‌زده، N تعداد کل بذرها است. سرعت فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان شامل کاتالاز بر اساس روش سینها (Sinha, 1972)، پراکسیداز بر اساس روش چانس و ماهلی (Chance and Maehly, 1955) و تجمع مالون دی آلدهید به روش والنتویک و همکاران (Valentovic *et al.*, 2006) صورت پذیرفت. برای تجزیه آماری داده‌ها از نرم افزار SAS 9.1 استفاده شده و برای مقایسه میانگین‌ها از آزمون LSD در سطح احتمال پنج درصد استفاده شد. نمودارهانیز با استفاده از نرم افزار Excel ترسیم شدند.

## نتایج و بحث

نتایج تجزیه واریانس کلیه صفات حاکی از معنی‌دار بودن اثرات شوری، رقم و اثر متقابل شوری و رقم بود (جدول ۱).

**جدول ۱- نتایج تجزیه واریانس صفات مورد مطالعه در ژنوتیپ های کینوا تحت شرایط تنش شوری**

**Table 1-Anaysis of variance for measured traits of Quinoa genotypes under salt stress condition**

| منابع تغییرات | درجه آزادی | میانگین مربعات Mean Squares | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | فعالیت POD | فعالیت CAT | تجمع MDA | وزن تر گیاهچه | طول ریشه‌چه | طول ساقه‌چه | درصد جوانه‌زنی |
| S.O.V | df | POD activity | CAT activity | MDA accumulation | Seedling fresh weight | Radicle length | Shoot length | Germination percentage |
| رقم variety | 1 | 511.1 ** | 445.7 ** | 767.2 ** | 1.78 ** | 2765.1 ** | 1667.1 ns | 1871 ** |
| شوری salinity | 5 | 401 ** | 398.8 ** | 601 ** | 1.66 ** | 1999.4 ** | 1743.9 ** | 865.1 ** |
| رقم * شوری variety * salinity | 5 | 322.1 ** | 221 ** | 322.3 ** | 0.94 * | 1006.2 ** | 1041.1 ** | 798 ** |
| خطای Error | 24 | 65.9 | 26.1 | 51.1 | 0.31 | 198.1 | 61.9 | 81.8 |
| ضریب تغییرات (٪) CV(٪) | - | 14.6 | 13.8 | 9.1 | 22 | 25.8 | 7.5 | 12 |

**،*و ns به ترتیب دارای اختلاف معنی دار در سطح احتمال یک درصد و پنج درصد و یرمعنی دار

**, * and ns, indicate a significant difference at 1% probability level, 5% probability level and no significant difference, respectively.

**درصد جوانه‌زنی**

مطالعات نشان داده است که تحمل کینوا در مرحله جوانه‌زنی نسبت به شرایط تنش شوری بالا است (Jamali *et al.*, 2016). نتایج این تحقیق نشان داد که تنش شوری، درصد جوانه‌زنی ارقام کینوا را کاهش داد (جدول ۲). نتایج جکاب و همکاران و حاج غنی و همکاران نیز در بررسی ژنوتیپ‌های گلرنگ نشان داد که مرحله جوانه‌زنی این گیاه نسبت به شوری حساس‌تر است (Jakab *et al.*, 2005; Hajghani *et al.*, 2008). در سطح شوری ۱۰ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر، درصد جوانه‌زنی ژنوتیپ Sajama کاهش یافت ولی در ژنوتیپ Titicaca درصد جوانه‌زنی از سطح شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر روند کاهشی را نشان داد، به عبارتی آستانه شوری برای کاهش درصد جوانه‌زنی در این ژنوتیپ پایین‌تر از رقم Sajama بود. کمترین درصد جوانه‌زنی در بذور Titicaca در شوری سطح ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر (۴۲٪) به دست آمد ولی در همین سطح شوری ژنوتیپ Sajama ۸۱٪ جوانه‌زنی را نشان داد (جدول ۳). بنابراین درصد جوانه‌زنی نمی‌تواند به‌عنوان معیاری مناسب برای تحمل شوری در ارقام مورد بررسی مطرح گردد.. شوری با ایجاد سه عامل اصلی شامل کاهش پتانسیل اسمزی محلول، تولید یون‌های سمی و تغییر در تعادل عناصر غذایی، جوانه‌زنی گیاه را کاهش می‌دهد. غلظت نمک و یون‌های تشکیل دهنده محلول، عوامل اصلی در کاهش درصد جوانه‌زنی هستند. تحقیقات انجام گرفته این مسأله را تأیید می‌کند که ترکیبات حاوی عنصر کلر بیشترین تأثیر را در کاهش جوانه‌زنی دارند (Gill *et al.*, 2003; Garciarrabio *et al.*, 1997; Sharma *et al.*, 2004). در غلظت‌های متوسط یا کم، کاهش پتانسیل اسمزی عامل محدود کننده جوانه‌زنی است اما در غلظت‌های بالا سمیت یونی و به دنبال آن با افزایش جذب یون‌ها بخصوص کلرور سدیم، عدم تعادل بین عناصر غذایی از عوامل مهم ایجاد اختلال و کاهش درصد جوانه‌زنی محسوب می‌شود. کاهش درصد جوانه‌زنی تحت تأثیر بالا رفتن سطوح شوری را می‌توان به افزایش یون‌ها در اطراف بذر و ایجاد تنش آبی تحت تأثیر به هم خوردن تعادل اسمزی (Safarnejad and Hamidi, 2006; Meeking *et al.*, 1997; Shalhevet, 1993) و کاهش جذب آب نسبت داد. درپژوهشی دیگر که به‌منظور بررسی تأثیر دما بر جوانه‌زنی گیاه کینوا رقم Titicaca تحت تنش شوری صورت گرفت، چهارسطح شوری (۰، ۴، ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) مورد بررسی قرار گرفت. نتایج نشان داد که با افزایش سطوح شوری (بجز سطح ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) درصد جوانه‌زنی تفاوت معنی‌داری با شاهد نداشتند (Mamedi *et al.*, 2015).

**وزن‌تر گیاهچه، طول ریشه‌چه و ساقه‌چه**

تنش شوری موجب کاهش وزن‌تر گیاهچه ژنوتیپ‌های کینوا گردید (جدول ۲). نتایج نشان داد در سطوح بالای شوری، (۸، ۱۰ و ۱۲ دسی‌زیمنس) بالاترین وزن‌تر گیاه‌چه برای

رقم Sajama در مقایسه با Titicaca بدست آمد (جدول ۳). کایا و دی، در تحقیقی که روی جوانه‌زنی ارقام مختلف آفتابگردان انجام دادند، بیان نمودند که با افزایش شوری طول ریشه‌چه، ساقه‌چه و همچنین وزن خشک گیاه‌چه به‌طور معنی‌داری در مقایسه با شاهد کاهش یافت، ولی نمی‌توان به درستی عنوان کرد که کدام یک از عوامل، نقش مهم‌تری را در بازداری جوانه‌زنی بذرها تحت شرایط تنش شوری دارا می‌باشد (Kaya and Day, 2008). کم‌ترین طول ریشه‌چه و ساقه‌چه در شوری سطح ۱۲ دسی‌زیمنس به‌دست آمد (جدول ۲).

**جدول ۲- مقایسه میانگین اثرات ساده ویژگی‌های جوانه‌زنی دو رقم کینوا تحت تنش شوری**

**Table 2- Average comparison of simple effects of germination characteristics of two quinoa cultivars under salt stress**

| درصد جوانه‌زنی | طول ساقه‌چه (cm) | طول ریشه‌چه (cm) | وزن تر گیاهچه (g) | MDA تجمع (µ mol/g) | فعالیت CAT (mgH2O2/g.pro/min) | فعالیت POD (mgH2O2/g.pro/min) | شوری salinity |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Germination percentage | Shoot length (g) | Radicle length (g) | Seedling fresh weight (g) | MDA accumulation (µ mol/g) | CAT activity (mgH2O2/g.pro/min) | POD activity (mgH2O2/g.pro/min) | |
| 93.1 a | 2.5 a | 4.2 a | 0.21 a | 11 d | 5.4 d | 16.1 b | شاهد |
| 92 a | 2.5 a | 3.8 a | 0.19 ab | 15 c | 7 c | 21.2 ab | 4 ds/m |
| 86 ab | 1.65 b | 3 b | 0.13 b | 22.5 b | 12.2 b | 15.7 b | 6 ds/m |
| 81.3 b | 0.95 c | 2.2 bc | 0.10 c | 29.1 ab | 14.2 b | 16 b | 8 ds/m |
| 67 c | 0.68 bc | 1.7 c | 0.11 c | 32.5 a | 18 ab | 22.7 a | 10 ds/m |
| 61.6 d | 0.43 d | 1.2 d | 0.9 c | 40.4 a | 26.1 a | 26.1 a | 12 ds/m |
| 88.5 a | 1.9 a | 2.9 a | 0.15 a | 18 b | 15 a | 26.5 a | Sajama |
| 72 b | 1.1 b | 2.5 b | 0.12 b | 31.66 a | 10.66 b | 16 b | Titicaca |

ارقام دارای حروف مشابه در یک ستون اختلاف معنی‌داری با هم ندارند.

Numbers with similar letters in a column do not have a significant difference.

نتایج جدول ۳ نشان می‌دهد در سطوح بالای تنش (۸، ۱۰ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) طول ریشه‌چه و ساقه‌چه در ژنوتیپ Sajama در مقایسه با Titicaca بیشتر بود. در واقع تحت سطوح شوری ۱۰ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر در ژنوتیپ Titicaca خروج ساقه‌چه صورت نگرفت، اما در همین سطح شوری در Sajama طول ساقه‌چه ۱/۳ و ۰/۸۲ سانتی‌متر بود. همچنین در این سطوح طول ریشه‌چه در Titicaca در مقایسه با Sajama کاهش یافت. سیدشریفی (Seyedsharifi, 2008) در بررسی واکنش جوانه‌زنی و رشد گیاه‌چه ارقام گلرنگ اذعان کرد، کاهش پتانسیل اسمزی به‌طور معنی‌داری موجب کاهش طول ریشه‌چه و ساقه‌چه گردید، ضمن آن که میزان کاهش طول ساقه‌چه به مراتب بیشتر از ریشه‌چه بود. یون کلر تأثیر منفی بر رشد طولی گیاهچه دارد (Hordegrec *et al.*, 1990) حساسیت رشد گیاهچه به یون‌های مضر ما را به این باور می‌رساند که این یون‌ها بر نفوذپذیری غشا تأثیر منفی می‌گذارند و

گیاهانی که گیاهچه قوی‌تری دارند تحت شوری از پوشش گیاهی بهتری برخوردار هستند.

تنش شوری با کاهش جذب آب و با ایجاد اختلال در ترشح آنزیم‌هایی از جمله آمیلاز و لیپاز مانع از تجزیه مواد اندوخته بذر شده و در نتیجه انرژی لازم جهت خروج ریشه‌چه و ساقه‌چه و رشد آنها فراهم نمی‌شود (Niu *et al.*, 1995) بنابراین با افزایش سطح شوری، میزان رشد ریشه‌چه و ساقه‌چه کاهش یافته است.

(Yapsania *et al.*, 1994; Allen *et al.*, 1995)

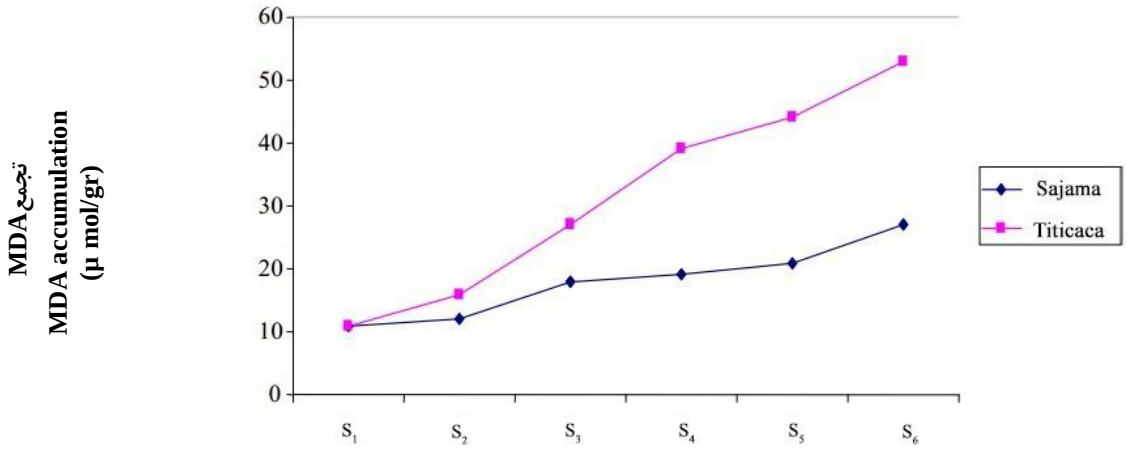
**جدول ۳- مقایسه میاتگین اثرات متقابل ویژگی‌های جوانه‌زنی دو رقم کینوا تحت تنش شوری**

**Table 3- Comparative comparison of mutual effects of germination characteristics of two quinoa cultivars under salt stress**

| درصد جوانه‌زنی Germination percentage | طول ساقه‌چه (cm) Shoot length (g) | طول ریشه‌چه (cm) Radicle length (g) | وزن‌تر گیاهچه (g) Seedling fresh weight (g) | شوری salinity | رقم variety |
|---|---|---|---|---|---|
| 93 a | 2.6 a | 4.1 a | 0.213 a | شاهد | Sajama |
| 93 a | 2.4 a | 3.8 a | 0.211 a | 4 | |
| 90 a | 2.1 ab | 2.9 b | 0.136 d | 6 | |
| 91.1 a | 1.5 b | 2.6 b | 0.123 d | 8 | |
| 83.1 b | 1.3 c | 2.1 c | 0.111 e | 10 | |
| 81.1 b | 0.8 c | 1.7 d | 0.10 e | 12 | |
| 93.1 a | 2.5 a | 4.2 a | 0.214 a | شاهد | Titicaca |
| 91.1 a | 2.6 a | 3.9 a | 0.183 b | 4 | |
| 82.1 b | 1.2 bc | 3.2 ab | 0.145 c | 6 | |
| 73.1 c | 0.39 d | 1.8 cd | 0.093 ef | 8 | |
| 51.1 d | 0 e | 1.3 e | 0.051 g | 10 | |
| 42.1 e | 0 e | 0.8 f | 0.018 h | 12 | |

ارقام دارای حروف مشابه در یک ستون اختلاف معنی‌داری با هم ندارند.

Numbers with similar letters in a column do not have a significant difference.

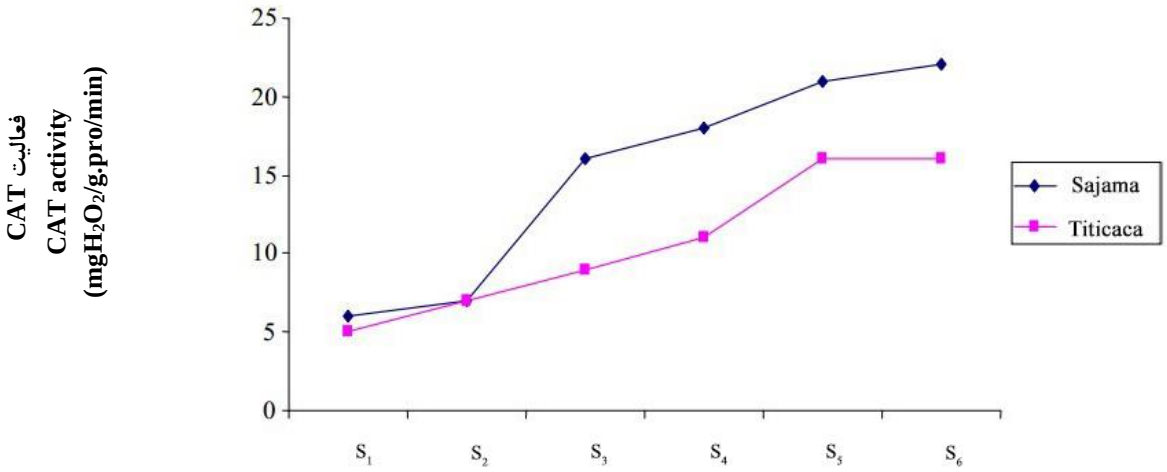



**شکل ۱- اثرات تنش شوری بر تجمع مالون دی آلدهید بذرها**

**Figure 1- Effects of salinity stress on Malondialdehyde accumulation in seeds ($S_1$:control, $S_2$:4 ds/m, $S_3$:6 ds/m, $S_4$:8 ds/m, $S_5$:10 ds/m, $S_6$:12 ds/m)**

**تجمع مالون دی آلدهید**

افـزایش سطوح شوری منجر به افزایش تجمع مالون دی آلدهید در گیاهچه ژنوتیپ‌های کینوا گردیـد (جـدول ۲). اثـر افزایش تنش شوری بر تولید مالون دی آلدهید در گیاهچه‌های دو ژنوتیپ کینوا در شکل ۱ نشان داده شده است. با افزایش سطوح تنش شوری میزان مالون دی آلدهید در ارقام Sajama و Titicaca افزایش یافته است ولی در Sajama تجمع آن در مقایسه با Titicaca کمتر بود. در بالاترین سطح شوری (۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) ژنوتیپ Titicaca بالاترین میزان مالون دی آلدهید را داشت (شکل ۱). نتایج حاصل از این تحقیق نشان داد که تنش شوری موجب کاهش رشد گیاهچه و وزن‌تر گیاهچه شده ولی سبب افزایش تجمع مالون دی آلدهید گیاهچه و فعالیت آنزیمی آنتی اکسیدانت می‌گردد (جدول ۲). نتایج مشابهی برای چندین گیاه گزارش شده است که نشان می‌دهد جوانه‌زنی بذور و رشد گیاهچه در شرایط تنش شوری کـاهش یافته است (Farhoudi *et al.*, 2007).

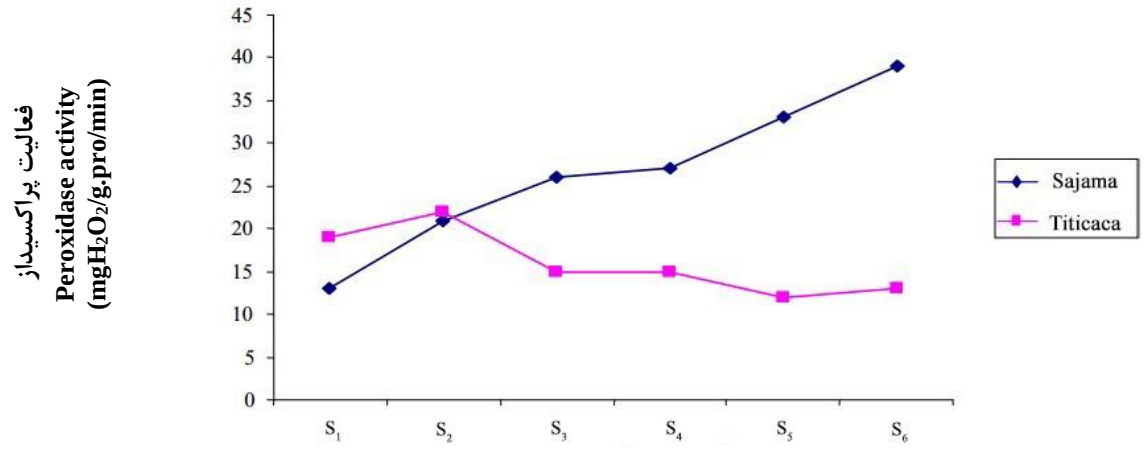



**سطوح تنش شوری (ds/m)**

**Salinity stress levels (ds/m)**

**شکل ۱- اثرات تنش شوری بر فعالیت کاتالاز بذرها**

**Figure 1- Effects of salinity stress on Catalase activity in seeds**
**($S_1$:control, $S_2$:4 ds/m, $S_3$:6 ds/m, $S_4$:8 ds/m, $S_5$:10 ds/m, $S_6$:12 ds/m)**




**سطوح تنش شوری (ds/m)**

**Salinity stress levels (ds/m)**

**شکل ۱- اثرات تنش شوری بر فعالیت پراکسیداز بذرها**

**Figure 1- Effects of salinity stress on Peroxidase activity in seeds**
**($S_1$:control, $S_2$:4 ds/m, $S_3$:6 ds/m, $S_4$:8 ds/m, $S_5$:10 ds/m, $S_6$:12 ds/m)**

**فعالیت کاتالاز و پراکسیداز**

نتایج نشان داد که با افزایش سطوح تنش شوری فعالیت پراکسیداز و کاتالاز نیز در ژنوتیپ‌های مورد بررسی افزایش یافت (جدول ۲). در سطوح شوری ۶ و ۴ دسی‌زیمنس بر متر بالاترین میزان کاتالاز برای ژنوتیپ Sajama در مقایسه با ژنوتیپ دیگر به‌دست آمد (شکل ۲). افزایش فعالیت کاتالاز می‌تواند ناشی از کاهش غلظت یون سدیم در محیط برگ باشد. کاهش کاتالاز نشانگر تخریب این آنزیم تحت تأثیر تنش شوری است. نتو و همکاران با بررسی واکنش ارقام ذرت به تنش شوری کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز را در ارقام حساس به شوری ذرت مشاهده نمودند و استدلال نمودند که کاهش فعالیت کاتالاز تحت تأثیر شوری ناشی از تأثیر منفی یون سدیم بر فعالیت آن است. ایشان همچنین همبستگی معنی‌دار و منفی میان غلظت یون سدیم در برگ ارقام ذرت با میزان فعالیت آنزیم کاتالاز مشاهده نمودند که حاکی از تأثیر منفی یون سدیم بر فعالیت این آنزیم است (Neto *et al.*, 2006). نمودار ۳ بیانگر آن است که افزایش سطوح تنش شوری موجب افزایش فعالیت پراکسیداز در ژنوتیپ Sajama گردید؛ اما رابطه منفی برای ژنوتیپ Titicaca وجود دارد و با افزایش سطوح شوری فعالیت پراکسیداز در ژنوتیپ Titicaca کاهش یافت. بعضی از محققین گزارش نموده‌اند که فعالیت آنزیم کاتالاز تحت تأثیر تنش شوری افزایش یافت. در عین حال پاره‌ای از محققین نیز کاهش یا عدم تغییر فعالیت آنزیم کاتالاز تحت تأثیر شوری را گزارش نموده‌اند. نتایج تحقیقات بنده‌اوقلو (Bandeoglu *et al.*, 2004) نشان داد که تنش شوری هر چند که سبب افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت سوپراکسید دیسموتاز و آسکوربات پراکسیداز در برگ عدس شد اما فعالیت آنزیم کاتالاز به میزان معنی‌داری در مقایسه با شاهد تغییر نکرد. دیگر مطالع‌های دیگر نیز تنش شوری سبب کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاه‌چه‌های برنج شد. در واقع که هر چند شوری فعالیت این آنزیم را در مقایسه با سایر آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت تحت شرایط تنش شوری کاهش داد اما این کاهش در رقم حساس به شوری در مقایسه با ارقام مقاوم به شوری بارزتر بود (Bhattacharjee and Mukherjee, 2002). بسیاری از محققین فعالیت این آنزیم‌ها را به عنوان یک عامل کلیدی جهت حفاظت گیاهان در مقابل تنش‌های محیطی عنوان نموده‌اند (Meloni *et al.*, 2003). نتایج مقایسه میانگین در مرحله جوانه‌زنی نشان داد که شوری سبب کاهش معنی‌دار فعالیت آنزیم پراکسیداز در Titicaca شد در حالی که شوری سبب افزایش فعالیت این آنزیم در Sajama گردید (شکل ۳) به‌عبارتی کاهش پراکسیداز و از طرفی افزایش تولید مالون دی آلدهید وجود داشته است. همچنین افزایش غلظت مالون دی‌آلدهید و تخریب غشای سلولی در این رقم می‌تواند منجر به کاهش فتوسنتز و هدایت روزنه‌ای گردد. بنابراین محققان نقش این آنزیم را در حفظ ساختار گیاه در مقابل تنش اکسیداتیو، کلیدی می‌دانند. با توجه به نتایج

حاصل از آزمایش می‌توان گفت آنزیم پراکسیداز نیز مانند آنزیم کاتالاز نقش کلیدی در حذف گونه‌های فعال اکسیژن دارد (Farhoudi *et al.*, 2007). به‌طوریکه همبستگی مثبتی میان فعالیت این آنزیم با فتوسنتز و وزن خشک اندام هوایی و سایر صفات گزارش شده است. نتایج تحقیقات (Neto *et al.*, 2006) روی گیاهچه‌های ذرت حاکی از افزایش فعالیت آنزیم پراکسیداز تحت تأثیر شوری بود به‌طوری که ارقام مقاوم به شوری همواره سطح بیشتری از فعالیت این آنزیم را نشان دادند. تنش شوری و دیگر تنش‌های محیطی غیر زنده می‌توانند از طریق تولید گونه‌های مختلف احیاگرهای اکسیژن (ROS) سبب تنش اکسیداتیو نیز شوند (Ashraf and Ali, 2008) جهت کاهش اثرات سوء تنش اکسیداتیو در طی بروز تنش شوری، گاها میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در سلول بالا می‌رود. از این آنزیم‌ها می‌توان به کاتالاز (CAT)، گلوتاتیون پراکسیداز (GPX)، اسکوربات پراکسیداز (APX) اشاره کرد. این آنزیم‌ها نقش بسیار مهمی در غیر فعال کردن رادیکال‌های آزاد اکسیژن در سلول گیاهان دارند (Appel and Hirt, 2004)، در ارقام حساس به تنش شوری، فعالیت آنزیم کاتالاز و پراکسیداز مهار می‌شود که ممکن است حاصل تجمع $H_2O_2$ (Bowler *et al.*, 1992) یا کاهش بیان ژن‌های رمزکننده آنزیم‌های آنتیاکسیدانی، در واکنش به افزایش رادیکال‌های آزاد اکسیژن باشد. در مطالعه‌ای فعالیت آنزیم کاتالاز در رقم SC129 (مقاوم به شوری) با افزایش تنش شوری در مقایسه با شاهد افزایش یافت و در رقم SC13 (مقاوم به شوری)، فعالیت آنزیم تا سطح شوری ۲۰۰ میلی‌مولار افزایش و شوری بیشتر از ۲۰۰ میلی‌مولار سبب کاهش فعالیت آنزیم شد، درحالیکه در رقم SC155 (حساس به شوری)، تنش شوری سبب کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز شد (Azooz *et al.*, 2009). تنش شوری سبب کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز، سوپراکسید دیسموتاز و محتوای پروتئین محلول در ذرت می‌شود (Parvaiz, 2013) درحالی که افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز در شرایط تنش شوری در ذرت نیز گزارش شده است (Kaya *et al.*, 2013). تغییرات در فعالیت کاتالاز ممکن است به گونه گیاهی، مرحله نموی، جایگاه متابولیسم گیاه و همچنین مدت و شدت تنش وابسته باشد (Mane *et al.*, 2011). فعالیت کاتالاز در برخی گیاهان زراعی مورد مطالعه از جمله ذرت، برنج، گندم و کنجد تحت شرایط تنش، متفاوت بوده است. افزایش فعالیت پراکسیداز، سوپراکسیداز دیسموتاز و پلی فنل اکسیداز تحت تنش شوری، احتمالاً از افزایش ظرفیت مهار رادیکال‌های آزاد اکسیژن و حفاظت از غشای سلولی ناشی می‌شود و این موضوع ارتباط بین تحمل به شوری و سیستم دفاعی آنتی‌اکسیدانی را نشان می‌دهد (Agarwal and Pandey, 2004). در مطالعه‌ای گزارش شده است که تنش شوری به‌طور معنی‌داری سبب کاهش فعالیت آنزیم پراکسیداز، کاتالاز و افزایش فعالیت پلیفنولاکسیداز در ذرت شد (Kaya *et al.*, 2013). این

نتایج به‌وضوح نشان دهنده این موضوع است که اثرات تنش شوری بر فعالیت آنزیم‌ها متفاوت است.

با توجه به نتایج این آزمایش می‌توان گفت ژنوتیپ Sajama که تحت تأثیر تنش شوری همواره سطوح بالاتری از فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانت مطرح شده را داشته، قادر است با حذف رادیکال‌های آزاد اکسیژن و پاکسازی محیط سلول از آن‌ها اثرات مخرب تنش شوری را تخفیف دهد. ملونی و همکاران (Meloni *et al.*, 2003) با بررسی فتوسنتز پنبه تحت تأثیر شوری گزارش نمودند که دلیل حساسیت رقم حساس به شوری پنبه عدم افزایش سطح فعالیت این دو آنزیم تحت تأثیر تنش شوری بیان نمودند بطوریکه همبستگی معنی‌داری میان افزایش تولید مالون دی‌آلدهید (میزان پراکسیده شدن و تخریب غشای سلولی) و کاهش فعالیت این دو آنزیم در رقم حساس دیده شد. سیرام و همکاران (Sairam *et al.*, 2005) همبستگی مثبت و معنی‌داری میان تولید آب اکسیژنه با تولید مالون دی‌آلدهید مشاهده نمودند که حاکی از تخریب غشاهای تحت تأثیر آب اکسیژنه بود. فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت جهت حذف آب اکسیژنه را ضروری و یکی از فاکتورهای اصلی تحمل به تنش‌های محیطی در گیاهان می باشد.

## نتیجه‌گیری کلی

نتایج حاصل نشان داد که تنش شوری سبب کاهش درصد جوانه‌زنی، طول ریشه‌چه، ساقه‌چه و وزن‌تر گیاه‌چه ارقام کینوا شد. در واقع تنش شوری با تأثیرگذاری بر صفات تعیین کننده در مراحل ابتدای رشد گیاه مانع استقرار سریع و مطلوب گیاه می‌گردد. در ضمن واکنش ارقام کینوا در مقابل شوری یکسان نبود. رقم Sajama به‌دلیل برتری شاخص‌هایی نظیر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت، به‌عنوان ژنوتیپی متحمل به شوری جهت بررسی‌های تکمیلی در مطالعات آزمایشگاهی و مزرعه ای معرفی می‌گردد. هم‌چنین فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت پراکسیداز و کاتالاز رابطه ویژه‌ای جهت حفظ کارآیی گیاه کینوا تحت تأثیر تنش شوری داشت. در ارقام متحمل به شوری فعالیت این دو آنزیم بیشتر است.

## References

Adolf, V. I., Shabala, S. N., Andersen, M. N., Razzaghi, F. and Jacobsen, S. E. 2012. Varietal differences of quinoa's tolerance to saline conditions. Plant and Soil 357, 117 -129. https://doi.org/10.1007/s11104-012-1133-7

Agarwal, S. and Pandey, V. 2004. Antioxidant enzyme responses to NaCl stress in Cassia angustifolia. Biology of Plant, 48: 555-560. https://doi.org/10.1023/B:BIOP.0000047152.07878.e7

Andersen, S.D., Rasmussen, L., Jensen, C.R., Mogensen, V.O., Andersen, M.N. and Jacobsen, S.-E. 1996 Leaf water relations and gas exchange of field grown Chenopodium quinoa Willd. during drought. In: Stolen, O., Pithan, K. and Hill, J. (eds) Small Grain Cereals and Pseudocereals. Workshop at KVL, Copenhagen, Denmark.

Allen, G.J., Wynjones, R.G. and Leigh, R.A. 1995. Sodium transport measured in plasma membrane vesicles isolated from wheat genotypes with differing K/Na discrimination traits. Plant Cell and Environmental, 18: 105-115. https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.1995.tb00344.x (Journal)

Ashraf, M. and Q. Ali. 2008. Relative membrane permeability and activities of some antioxidant enzymes as the key determinants of salt tolerance in canola (Brassica napus L.). Environmental and Experimental Botany, 63: 266-273. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2007.11.008

Appel, K. and Hirt, H. 2004. Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress and signal transduction. Annual Review of PlantBiology, 55: 373-399. https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.55.031903.141701

Azooz, M., Ismail, A. and Elhamd, F. A. 2009. Growth, lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities as a selection criterion for the salt tolerance of three maize cultivars grown under salinity stress. International Journal of Agriculture and Biology, 11: 21-26.

Bhargava, A., Shukla, S., Katiyar, R.S. and Ohri, D. 2003. Selection parameters for genetic improvement in Chenopodium grain on sodic soil. Journal of Applied Horticulture 5, 45–48. https://doi.org/10.37855/jah.2003.v05i01.13

Bandeoglu, E., F. Eyidogan, M. Yucel and H.A. Oktem. 2004. Antioxidant response of shoots and roots of lentil to NaCl salinity stress. Plant Growth Regulation, 42: 69-77. https://doi.org/10.1023/B:GROW.0000014891.35427.7b

Bhattacharjee, S. and A.K. Mukherjee. 2002. Salt stress induced cytosolute accumulation, antioxidant response and membrane deterioration in three rice cultivars during early germination. Seed Science and Technology, 30: 279-287.

Bowler, C., Van Montagu, M. and Inze, D. 1992. Superoxide dismutase and stress tolerance. Annual Review of Plant Physiol and Plant Molecular Biology, 43:83-116.

Canahua, M.A. 1977. Observaciones del comportamiento de quinoa a la sequia. In: Primer Congreso Internacional sobre cultivos Andinos, Universidad Nacional San Cristobal de Huamanga, Instituto Interamericano de Ciencias Agricolas, Ayacucho, Peru, pp. 390–392.

Chance, B., and Maehly, A. 1955. "Assay of catalases and peroxidases." Methods in Enzymology. 2: 764-775.

Delatorre-Herrera, J. and Pinto, M. 2009. Importance of ionic and osmotic components of salt stress on the germination of four quinua (Chenopodium quinoa Willd.) selections. Chilean Journal of Agricultural Research 69, 477–485. http://dx.doi.org/10.4067/S0718-58392009000400001

Fuentes, F.F. and Bhargava, A. 2011. Morphological analysis of quinoa germplasm grown under lowland desert conditions. Journal of Agronomy and Crop Science 197, 124–134. https://doi.org/10.1111/j.1439-037X.2010.00445.x

FAO, 1988. Salt-affected soils and their management. FAO soils bulletin 39, Rome, Italy, 131 p.

Farhoudi, R., F. Sharifzadeh, K. Poustini, M.T. Makkizadeh, M. Kochak pour. 2007. The effects of NaCl priming on salt tolerance in canola (Brassica napus L.) seedlings grown under saline conditions. Seed Science and Technology, 35: 754-759. https://doi.org/10.15258/sst.2007.35.3.23

González, J.A., Gallardo, M., Hilal, M., Rosa, M. and Prado, F.E. 2009. Physiological responses of quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) to drought and waterlogging stresses: dry matter partitioning. Botanical Studies 50, 35–42.

González, J.A., Bruno, M., Valoy, M. and Prado, F.E. 2011. Genotypic variation of gas exchange parameters and leaf stable carbon and nitrogen isotopes in ten quinoa cultivars grown under drought. Journal of Agronomy and Crop Science 197, 81–93. https://doi.org/10.1111/j.1439-037X.2010.00446.x

Garciarrubio, A., Legaria, J. P., & Covarrubias, A. A. (1997). Abscisic acid inhibits germination of mature Arabidopsis seeds by limiting the availability of energy and nutrients. Planta, 203(2), 182–187. https://doi.org/10.1007/s004250050180. (Journal)

Garcia, M., Raes, D. and Jacobsen, S.-E. 2003. Evapotransporation analysis and irrigation requirements of quinoa (Chenopodium quinoa) in the Bolivian highlands. Agricultural Water Management 60, 119–134. https://doi.org/10.1016/S0378-3774(02)00162-2

Gill, P.K., Sharma, A.D., Singh, P. and Bnullar, S.S. 2003. Changes in germination, growth and soluble sugar contents of sorghum bicolor Moench seeds under various abiotic stresses. Plant Growth Regulation, 40: 157-162. https://doi.org/10.1023/A:1024252222376 (Journal)

Hariadi, Y., Marandon, K., Tian, Y., Jacobsen, S.E. & Shabala, S. 2011. Ionic and osmotic relations in quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) plants grown at various salinity levels. Journal of experimental botany, 62(1), 185-193. https://doi.org/10.1093/jxb/erq257

Hajghani, M., M. Safari and A. Maghsoudi Mud. 2008. The effect of sallinity on germination and growth seedling safflower cultivars. Journal of Sciences and Technology of Agriculture and Natural Resources of Iran, 45: 449-457.

Hordegrec, S.P. and Emmerich, W.E. 1990. Partitioning water potential and specific salt effects on seed germination of four grasses. Annuals of Botany, 66: 587-595. (Journal)

Iqbal, S., Basra, S. M., Afzal, I., Wahid, A., Saddiq, M. S., Hafeez, M. B., and Jacobsen, S. E. 2019. Yield potential and salt tolerance of quinoa on salt-degraded soils of Pakistan. Journal of Agronomy and Crop Science 205 (1): 13-21. https://doi.org/10.1111/jac.12290

Jacobsen, S.-E., Monteros, C., Christiansen, J.L., Bravo, L.A., Corcuera, L.J. and Mujica, A. 2005. Plant responses of quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) to frost at various phonological stages. European Journal of Agronomy 22, 131–139. https://doi.org/10.1016/j.eja.2004.01.003

Jacobsen, S.-E., Monteros, C., Corcuera, L.J., Bravo, L.A., Christiansen, J.L. and Mujica, A. 2007. Frost resistance mechanisms in quinoa (Chenopodium quinoa Willd.). European Journal of Agronomy 26, 471–475. https://doi.org/10.1016/j.eja.2007.01.006

S.-E. Jacobsen, A. Mujica & C. R. Jensen 2003. The Resistance of Quinoa (Chenopodium quinoaWilld.) to Adverse Abiotic Factors, Food Reviews International, 19:1-2, 99-109, DOI: https://doi.org/10.1081/FRI-120018872

Jacobsen, S.-E., Quispe, H. and Mujica, A. 2001. Quinoa: an alternative crop for saline soils in the Andes. In: Scientists and Farmer–Partners in Research for the 21st Century. CIP Program Report 1999–2000, pp. 403–408.

Jacobsen, S.-E., F. Liu and C.R. Jensen. 2009. Does root-sourced ABA play a role for regulation of stomata under drought in quinoa (Chenopodium quinoa Willd.). Scientia Horticulturae, 122: 281-287. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2009.05.019

Jamali, s., Sharifan, H., Hezarjaribi, A., Sepahvand, N.A., 2016. The effect of different levels of salinity on germination and growth indices of two cultivars of Quinoa. Journal of Water and Soil Conservation. 6(1), 87-98. [In Persain].

Jamali, S., and Sharifan, H. 2018. Investigation the effect of different salinity levels on yield and yield components of Quinoa (Cv. Titicaca). Water and Soil Conservation 25 (2): 251-266. (in Persian with English abstract).

Jakab, G., J. Ton, V. Flors, L. Zimmerli, J.P. Metraux and B. Mauch-Mani. 2005. Enhancing Arabidopsis salt and drought stress tolerance by chemical priming for its ABA Response. Plant Physiology, 139: 267-274. https://doi.org/10.1104%2Fpp.105.065698

Jensen, C.R., Jacobsen, S.-E., Andersen, M.N., Nunez, N., Andersen, S.D., Rasmussen, L. and Mogensen, V.O. 2000. Leaf gas exchange and water relation characteristics of field quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) during soil drying. European Journal of Agronomy 13, 11–25. https://doi.org/10.1016/S1161-0301(00)00055-1

Koyro, H. and Eisa, S. 2008. Effect of salinity on composition, viability and germination of seeds of Chenopodium quinoa Willd. Plant Soil 302: 79–90.

Kaya, M.D. and S. Day. 2008. Relationship between seed size and NaCl on germination, seed vigor and early seedling growth of sunflower (Helianthus annuusL.). African Journal of Agricultural Research, 3(11): 787-791.

Kaya, C., Sonmez, O., Aydemir, S. and Dikilitas, M. 2013. Mitigation effects of glycinebetaine on oxidative stress and some key growth parameters of maize exposed to salt stress. Turkish Journal of Agriculture and Forestry, 37: 188-194. https://doi.org/10.3906/tar-1205-18

Khalili, S. Bastani, A., and Bagheri, M. 2019. Effect of different levels of irrigation water salinity and phosphorus on some properties of soil and Quinoa plant. Iranian Journal of Soil Research 33 (1): 155-167. https://dx.doi.org/10.22092/ijsr.2019.119757

Meeking. J.F., Egan, T.P., Irwin. A. and Ungar A. 1997. The Effect of different Salts of Sodium and Potassium. Nutrition, 20(123): 1723 – 1730. https://doi.org/10.1080/01904169809365554 (Journal)

Meloni, D.A., M.A. Oliva, C.A. Martinez and J. Cambraia. 2003. Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, POD and gluta thione reductase in cotton under salt stress. Brazilian Journal of Plant Physiology, 15(2): 12-21. https://doi.org/10.1016/S0098-8472(02)00058-8

Mahmoud, A. H., Atteya, M. G., El-Damarawy, Y. A., and Saleh, M. E. 2019. Effects of water salinity and nitrogen fertilization on the production of quinoa grown in clay and sandy soils. The Middle East Journal 8 (2) 746-754.

Manaa, A., Goussi, R., Derbali, W., Cantamessa, S., Abdelly, C., and Barbato, R. 2019. Salinity tolerance of quinoa (Chenopodium quinoa Willd) as assessed by chloroplast ultrastructure and photosynthetic

performance. Environmental and Experimental Botany 162: 103-114. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2019.02.012

Maleki, P., Saadat, S., Bahrami, H. A., Rezaei, H., and Esmaeelnejad, L. 2019. Accumulation of ions in shoot and seed of quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) under salinity stress. Communications in Soil Science and Plant Analysis 50 (6): 782-793. https://doi.org/10.1080/00103624.2019.1589486

Maleki, P., Bahrami, H. A., Saadat, S., Sharifi, F., Dehghany, F., and Salehi, M. 2018. Salinity threshold value of Quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) at various growth stages and the appropriate irrigation method by saline water. Communications in Soil Science and Plant Analysis 49 (15): 1815-1825. https://doi.org/10.1080/00103624.2018.1474917

Mamedi A., Tavakkol Afshari R., Sepahvand, N.A., 2015. Quantifying seed germination response of quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) under temperature and drought stress regimes. Iranian Journal of Field Crop Science. 48(3), 615-623. [In Persain]. https://dx.doi.org/10.22059/ijfcs.2017.128439.653907

Mane, A. V., Deshpande, T. V., Wagh, V. B., Karadge, B. A. and Samant, J. S. 2011. A critical review on physiological changes associated with reference to salinity. International Journal of Environmental Science, 1 (6): 1192-1216.

Munns, R. & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. Annu. Rev. Plant Biol., 59, 651-681. https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911

Niu, X., Bressan, R.A., Hasegawa, P.M. and Pardo, J. M. 1995. Ion homeostasis in NaCl stress environment. Plant Physiology, 109: 735- 742. https://doi.org/10.1104%2Fpp.109.3.735 (Journal)

Neto, A.D.A., J.T. Prisco, J. Eneas-Filho, C.E.B. Abreu and E. Gomes-Filho. 2006. Effect of salt stress on antioxidant enzymes and lipid per oxidation in leaves and roots of salt-tolerance and salt-sensitive maize genotypes. Environmental and Experimental Botany, 56: 87-94. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.01.008

Orhan, E., A. Esitken, S. Ercisli, M. Turan and F. Sahin. 2006. Effects of plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) on yield, growth and nutrient contents in organically growing raspberry. Sci. Horti. 111: 38-43. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2006.09.002

Parvaiz, M. 2013. Response of maize to salt stress a critical review. International Journal of Healthcare Science, 1: 13-25.

Prado, F.E., Boero, C., Gallardo, M. and Gonzalez, J.A. 2000. Effect of NaCl on germination, growth, and soluble sugar content in Chenopodium quinoa (Willd.) seeds. Botanical Bulletin of Academia Sinica 41, 27–34. 192.

Prego, I., Maldonado, S. and Otegui, M. 1998. Seed structure and localization of reserves in Chenopodium quinoa. Annals of Botany 82, 481–488.

Riaz, F., Abbas, G., Saqib, M., Amjad, M., Farooq, A., Ahmad, S., Naeem, M. A., Umer, M., Khalid, M. S., Ahmad, Kh., and Ahmad, N. 2020. Comparative effect of salinity on growth, ionic and physiological attributes of two quinoa genotypes. Pakistan Journal of Agricultural Sciences 57 (1): 115-122.

Rosa, M., Hilal, M., González, J.A. and Prado, F.E. 2009. Low temperature effect on enzyme activities involved in sucrose-starch partitioning in salt-stressed and salt acclimated cotyledons of quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) seedlings. Plant Physiology and Biochemistry 47, 300–307. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2008.12.001

Ruffino, A.M.C., Rosa, M., Hilal, M., González, J.A. and Prado, F.E. 2010. The role of cotyle-don metabolism in the establishment of quinoa (Chenopodium quinoa) seedlings growing under salinity. Plant and Soil 326, 213–224. https://doi.org/10.1007/s11104-009-9999-8

Sharma, A.D., Thakur, M., Rana, M. and Singh, K. 2004. Effect of plant growth hormones and abiotic stresses on germination, growth and phosphates activities in sorghum bicolor L. Moench seeds. African Journal of Biotechnology, 3: 308-312. https://doi.org/10.5897/AJB2004.000-2057 (Journal)

Safarnejad, A. and Hamidi, H. 2006. Effects of salinity on seed germination and seedling growth of some medicinal plants. National conference of sustainable development of medicinal plants. (In Persian) (Conference).

Shalhevet, J. 1993. Plant under salt and water stress. In: plant adaptation to environmental stress, Chaoman and Hall. 133- 154. (Part of Book)

Seyedsharifi, R. 2008. Evaluation the effect of PEG on germination and growth seedling carthamus cultivars. Biology Journal of Iran, 3: 400-410.

Sairam, R.K., G.C. Srivastava, S. Agarwal and R.C. Meena. 2005. Differences in antioxidant activity in response to salinity stress in tolerant and susceptible wheat genotypes. Biological Plantarum, 49: 85-91. https://doi.org/10.1007/s10535-005-5091-2

Sinha, A. K. 1972. “Colorimetric assay of catalase”. Analytical Biochemistry 47(2): 389-394.

Valentovic, P., M. Luxova, L. Kolarovi and O. Gasparikora. 2006. Effect of osmotic stress on compatible solutes content, memberane stability and water relation in two maize. Plant Soil Environment. 52 (4):186-191.

Vessey, J.K. 2003. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizer. Plant Soil. 255(2): 571-586. https://doi.org/10.1023/A:1026037216893

Vacher, J.J. 1998. Responses of two main Andean crops, quinoa (Chenopodium quinoa Willd.) and papa amarga (Solanum juzepczukii Buk.) to drought on the Bolivian Altiplano: significance of local adaptation. Agriculture Ecosystems and Environment 68, 99–108.

Wilson, C., Read, J.J. and Abo-Kassem, E. 2002. Effect of mixed-salt salinity on growth and ion relations of a quinoa and a wheat variety. Journal of Plant Nutrition 25, 2689–2704. https://doi.org/10.1081/PLN-120015532

Yapsania, T., Moustakas, M. and Domiandou, K. 1994. Protein Phasporylation dephosphorylution in alfalfa seeds germinating under salt stress. Journal of plant physiology, 143: 234-240. (Journal)