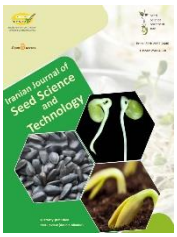
2024, 13 (3), 1-19 https://doi.org/10.22092/ijsst.2023.361477.1475

Seed Science Society of Iran

Seed and Plant Certification and Registration Institute

Iranian Journal of Seed Science and Technology



ISSN: 2588-4638

Research Article

Investigating the effect of seed coating with biochar and activated carbon on some indicators of germination and vigor of quinoa (*Chenopodium quinoa*) under salinity stress

Parimah Shokouhi Nasab[1], Hamidreza Balouchi[2*], Ali Moradi[3], Mohsen Movahhedi Dehnavi[2]

1. M.Sc. student of Seed Science and Technology, Faculty of Agriculture, Yasouj University, Yasouj, Iran
2. Professor, Department of Agriculture and Plant Breeding, Faculty of Agriculture, Yasouj University, Yasouj, Iran
3. Associate Professor, Department of Agriculture and Plant Breeding, Faculty of Agriculture, Yasouj University, Yasouj, Iran

Article Information

Received:13 Feb. 2023
Revised: 22 Oct. 2023
Accepted: 30 Oct. 2023

Keywords:
Hydrogen peroxide,
Proline,
Seed coat,
Germination percentage,
Sodium chloride

Corresponding Author:
balouchi@yu.ac.ir

Abstract

This experiment was conducted in order to investigate the effect of seed coating with biochar and activated carbon on some quinoa seed germination indicators, and it was implemented as a factorial in the form of a completely randomized design with four replications in 2019, in Yasouj University's Faculty of Agriculture. The first factor is seed coating in four levels (no coating, coating with activated carbon, coating with biochar and coating with activated carbon + biochar) and the second factor includes salinity stress in four levels (zero, 75, 150 and 225 mM sodium chloride). The results of the interaction of salinity stress and seed coating showed that the highest content of soluble sugar (28.578 mg/g seed FW) and malondialdehyde (2.97 µmol/g seed FW) was obtained by coating with activated carbon in 150 mM salinity stress. Also, the highest amount of seed hydrogen peroxide (0.18 µmol/g seed FW) and proline (10.49 µmol/g seed FW) at the level of 225 mM sodium chloride was obtained by covering the seeds with biochar and active carbon, respectively. Covering seeds with activated carbon and biochar led to an increase in the length of root and shoot under salt stress conditions. However, under salinity stress conditions, root weight and length vigor index of seed improved more by coating seeds with activated carbon. It can be stated that seed coating can greatly reduce the harmful effects of osmotic stress on germination and biochemical traits in quinoa seedlings and improve seedling growth.

How to cite this paper: Shokouhi Nasab, P., Balouchi, H., Moradi, A., & Movahhedi Dehnavi, M. (2024). Investigating the effect of seed coating with biochar and activated carbon on some indicators of germination and vigor of quinoa (*Chenopodium quinoa*) under salinity stress. Iranian Journal of Seed Science and Technology, 13 (3), 1-19. https://doi.org/10.22092/ijsst.2023.361477.1475

© Authors, Published by Iranian Journal of Seed Science and Technology. This is an open-access article distributed under the CC BY (license https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/)

EXTENDED ABSTRACT

Introduction

Germination is one of the most important stages of plant growth, which can be affected by non-living environmental stresses such as salinity. Salinity, by reducing the osmotic potential of the environment, toxicity, and changes in enzyme activities, causes a decrease in water absorption by seeds and results in a decrease in germination. The use of treatments with biological origin in the form of seed coating treatment significantly improves plant performance. Biochar and activated carbon have a biological origin and are being considered today due to their non-toxicity and importance for human health and the environment. The quinoa plant is able to produce seeds with high food quality despite growing in very polluted and stressful environments. But the germination, greening and establishment of quinoa seeds, like many crops and weeds, is delayed due to water salinity. The most important problem of quinoa is the greening and initial establishment of the plant with saline water sources. Therefore, in this study, the germination of quinoa seeds coated with biochar and activated carbon under salt stress was investigated.

Materials &Methods

This factorial experiment in the form of a completely randomized design with four replications was implemented in Yasouj University in 2019. The first factor is seed coating at four levels (no coating, coating with activated carbon, coating with biochar and coating with active carbon + biochar) and the second factor includes salinity stress at four levels (zero, 75, 150 and 225 mM chloride sodium). After drying the coatings, 25 seed samples were transferred in 4 replicates in petri dishes with a filter paper bed, and to complete seed cultivation, 5 ml of distilled water for the control treatment or sodium chloride solution for each salt stress treatment was added to each petri dish. The seed coats were separated from the seeds after 24 hours. Seeds were germinated inside the germinator at a temperature of 25±1 degrees Celsius for 7 days under dark conditions. The seeds whose root length was at least 2 mm were counted as germinated seeds from the first day. At the end of the 7-day period, after counting the number of germinated seeds, 5 seedlings were randomly selected from each petri dish, and the stem length and root length (in millimeters) were measured with a ruler. To measure the dry weight of roots and stems, the samples were placed in an oven at 75 degrees Celsius for 48 hours and then weighed. Traits such as germination percentage, germination speed, stem length index, length and weight of radicle and shoot were measured.

Results & Discussion

The results of the interaction between salinity stress and seed coating showed that the highest content of soluble sugar (28.578 mg/g seed wet weight) and malondialdehyde (2.97 micromol/g seed wet weight) was obtained with seed coating. Salinity stress was observed with activated carbon at the level of 150 mM. Also, the highest amount of hydrogen peroxide (0.18 µmol/g seed wet weight) and seed proline (10.49 µmol/g seed wet weight) at the level of 225 mM sodium chloride was obtained by coating seeds with biochar and active carbon, respectively. Covering seeds with activated carbon and biochar led to an increase in the length of root and shoot under salt stress conditions. However, under salinity stress conditions, root weight and length index of seed stem improved more by coating seeds with activated carbon.

One of the adaptive responses to salinity stress is the accumulation of soluble organic substances to maintain osmotic balance. Soluble sugars accumulate as compatible osmolytes under salt stress conditions and play the role of protective factors in plants. The increase of proline in plants under osmotic stress is an adaptation to overcome these conditions. In the current research, in the salinity stress levels, coating with activated carbon by improving the cell repair systems were able to clean the radicals produced by the salinity stress by activating the antioxidant enzymes and reducing the amount of hydrogen peroxide. Also, the delay in root emergence in the cover treatments decreased the percentage and speed of germination, since activated carbon has a great potential to improve seed germination and plant growth, probably this factor increases the length index of seedling stems.

Conclusion

Seed coating with activated carbon and biochar were able to moderate the osmotic effects caused by salinity stress by improving seedling parameters such as root and shoot length, root dry weight and shoot dry weight. It was also found that coating with activated carbon increased the stem length index of quinoa seedlings. In this way, it can be said that to deal with the negative effects of environmental stresses, especially salt stress, seed coating with activated carbon and biochar can be used, and in this way, the germination and seedling indices of quinoa seeds under salt stress can be improved.

دوره ۱۳، شماره ۳، صفحات ۱۹-۱
https://doi.org/10.22092/ijsst.2023.361477.1475

نشریه علوم و فناوری بذر ایران

ISSN: 2588-4638

مقاله پژوهشی

بررسی اثر پوشش‌دار کردن بذر با بیوچار و کربن فعال بر برخی شاخص‌های جوانه‌زنی و بنیه بذر کینوا (*Chenopodium quinoa*) تحت تنش شوری

پری‌ماه شکوهی نسب[۱]، حمیدرضا بلوچی[۲*]، علی مرادی[۳]، محسن موحدی دهنوی[۲]

۱. دانشجوی کارشناسی ارشد علوم و تکنولوژی بذر، دانشکده کشاورزی، دانشگاه یاسوج، یاسوج، ایران
۲. استاد، گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشکده کشاورزی، دانشگاه یاسوج، یاسوج، ایران
۳. دانشیار، گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشکده کشاورزی، دانشگاه یاسوج، یاسوج، ایران

چکیده

این آزمایش به منظور بررسی اثر پوشش‌دار کردن بذر با بیوچار و کربن فعال بر برخی شاخص‌های جوانه‌زنی بذر کینوا، انجام شد و به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با چهار تکرار در سال ۱۳۹۹، در دانشگاه یاسوج به اجرا درآمد. عامل اول پوشش‌دار کردن بذر در چهار سطح (بدون پوشش، پوشش‌دار کردن با کربن فعال، پوشش‌دار کردن با بیوچار و پوشش‌دار کردن با کربن فعال+ بیوچار) و عامل دوم شامل تنش شوری در ۴ سطح (صفر، ۷۵، ۱۵۰ و ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم) بود. نتایج برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر نشان داد، بیشترین محتوای قند محلول (۲۸/۵۷۸ میلی‌گرم بر گرم وزن تر بذر) و مالون دی‌آلدهید (۲/۹۷ میکرومول بر گرم وزن تر بذر) با پوشش‌دار کردن بذر با کربن فعال در سطح ۱۵۰ میلی‌مولار تنش شوری مشاهده شد. همچنین بیشترین مقدار پراکسید هیدروژن (۰/۱۸ میکرومول بر گرم وزن تر بذر) و پرولین بذر (۱۰/۴۹ میکرومول بر گرم وزن تر بذر) در سطح ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم به ترتیب با پوشش‌دار کردن بذر با بیوچار و کربن فعال بود. پوشش‌دار کردن بذر با کربن فعال و بیوچار منجر به افزایش طول ریشه‌چه و ساقه‌چه در شرایط تنش شوری گردید. اما در شرایط تنش شوری وزن ریشه‌چه و شاخص طولی بنیه بذر با پوشش‌دار کردن بذر با کربن فعال بیشتر بهبود یافت. می‌توان بیان نمود که پوشش‌دار کردن بذر می‌تواند به میزان زیادی اثرات مضر ناشی از تنش اسمزی بر صفات جوانه‌زنی و بیوشیمیایی را در گیاهچه کینوا کاهش داده و رشد گیاهچه را بهبود بخشد.

اطلاعات مقاله

تاریخ دریافت: ۱۴۰۱/۱۱/۲۴
تاریخ بازنگری: ۱۴۰۲/۰۷/۳۰
تاریخ پذیرش: ۱۴۰۲/۰۸/۰۸

واژه‌های کلیدی:
پراکسید هیدروژن،
پرولین،
پوشش بذر،
درصد جوانه‌زنی،
کلرید سدیم

نویسنده مسئول:
balouchi@yu.ac.ir

نحوه استناد به این مقاله: Shokouhi Nasab, P., Balouchi, H., Moradi, A., & Movahhedi Dehnavi, M. (2024). Investigating the effect of seed coating with biochar and activated carbon on some indicators of germination and vigor of quinoa (*Chenopodium quinoa*) under salinity stress. Iranian Journal of Seed Science and Technology, 13 (3), 1-19. https://doi.org/10.22092/ijsst.2023.361477.1475

مقدمه

با توجه به روند روز افزون افزایش جمعیت در ایران، افزایش تولید محصولات کشاورزی اجتناب ناپذیر و ایجاد امنیت غذایی و تأمین نیاز غذایی مردم با استفاده از پتانسیل‌های تولید محصول، امری بدیهی است (Jumrani & Bhatia, 2018). همچنین امکان استفاده از آب‌های شور به‌دلیل محدودیت منابع آبی و با توجه به وسعت مناطق خشک و نیمه‌خشک در ایران بیش از پیش مورد توجه قرار گرفته است (Bhatt et al., 2016). شوری در مناطق خشک و نیمه‌خشک تمام مراحل رشد و نمو گیاه از جوانه‌زنی تا تولید دانه را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Zörb et al., 2019). جوانه‌زنی یکی از مهمترین مراحل رشد گیاه است که می‌تواند تحت تاثیر تنش‌های غیرزنده محیطی مانند شوری دچار مشکل گردد. شوری، با کاهش پتانسیل اسمزی محیط، سمیت و تغییرات فعالیت‌های آنزیمی موجب کاهش جذب آب توسط بذر شده و کاهش جوانه‌زنی را به دنبال دارد (Mousavi et al., 2022).

کینوا (*Chenopodium quinoa*) یک گیاه شوردوست اختیاری از خانواده Chenopodiaceae است و قادر است در خاک‌هایی با درجه شوری بسیار بالا (شوری بالای ۵۲ دسی زیمنس بر متر) رشد کند (Garcia et al., 2015) و توانایی تحمل تا شوری سطح دریا (شوری ۴۰ دسی زیمنس بر متر) را دارد (Adolf et al., 2012). گیاه کینوا با وجود رشد در محیط‌های بسیار آلوده و پر تنش قادر به تولید دانه با کیفیت غذایی بالا است. اما جوانه‌زنی، سبز شدن و استقرار بذور کینوا همانند بسیاری از گیاهان زراعی و علف‌های هرز به علت شوری آب به تأخیر می‌افتد (Hariadi et al., 2011). از جمله اثرات تنش شوری بر گیاه هالوفیت کینوا می‌توان به روند کاهشی درصد جوانه‌زنی بذر، عملکرد و کیفیت دانه در اثر افزایش شوری اشاره کرد (Panuccio et al., 2014).

سیلسپور (Seilsepour, 2021) مشاهده نمود بیشترین درصد جوانه‌زنی کینوا در تیمار شاهد (بدون تنش) با ۱۰۰ درصد جوانه‌زنی به‌دست آمد، درحالی که درصد جوانه‌زنی در تنش شوری آب ۵، ۱۰، ۱۵ و ۲۰ دسی‌زیمنس بر متر به‌ترتیب ۱/۴، ۴/۹، ۱۴/۳ و ۲۱ درصد نسبت به تیمار شاهد کاهش یافت. انصاری اردلی و همکاران (Ansari Ardali et al., 2021) اثر تنش شوری بر خصوصیات جوانه‌زنی کینوا مورد بررسی قرار دادند و نتایج نشان داد در تیمار شاهد بیشترین طول ریشه‌چه و ساقه‌چه را به‌ترتیب با میانگین ۵/۵۳ و ۵/۵۷ سانتی‌متر نشان داد. این در حالی بود که در تیمار شوری ۵۰ دسی‌زیمنس بر متر با میانگین ۰/۴ و ۰/۳ سانتی‌متر کم‌ترین طول ریشه‌چه و ساقه‌چه را داشت. پژوهش شاکری و همکاران (Shakeri et al., 2022) روی گیاه کینوا حاکی از افزایش معنی‌دار فعالیت مالون‌دی‌آلدئید با افزایش تنش شوری بود. Derbali et al. (2020) مشاهده نمودند در شرایط تنش شوری فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز به‌عنوان شاخص‌های دفاعی در گیاه کینوا افزایش یافت.

بنابراین لازم است با استفاده از روش‌های موجود، جوانه‌زنی کینوا تحت تنش شوری بهبود یابد (Afzal et al., 2008). یکی از این روش‌ها استفاده از پوشش‌دار کردن بذر است. پوشش‌دار کردن یکی از فناوری‌های بهبود و افزایش کارآیی بذر می‌باشد که به منظور کاهش تنش‌های محیطی اعم از زنده و غیرزنده و برای استقرار هرچه بهتر گیاه در محیط انجام می‌شود (Accinelli et al., 2018). هدف از پوشش‌دار کردن امکان استقرار بهتر و آسان‌تر بذر، تغییر ظاهر و اندازه بذر، جلوگیری از خورده‌شدن بذر توسط جانوران، امکان کشت تأخیری گیاهان در اقلیم نامناسب، تغییر در دسترسی به رطوبت بذر و افزایش رشد ریشه می‌باشد (Moomeni, 2017).

استفاده از تیمارهایی با منشأ زیستی در قالب تیمار پوششی بذر، موجب بهبود چشمگیر کارکرد گیاه می گردد (Javadi, 2020). بیوچار و کربن فعال دارای منشأ زیستی بوده و به‌دلیل غیرسمی بودن و اهمیت آن‌ها برای سلامتی انسان و محیط زیست امروزه مورد توجه قرار گرفته اند. بیوچار نوعی ماده آلی غنی از کربن می‌باشد که از زیست‌توده‌های گیاهی مانند کاه و کلش گندم، ذرت، سبوس برنج، باگاس نیشکر و یا فضولات حیوانی در شرایط دمای زیاد و اکسیژن کم ایجاد می‌شود (Free et al., 2010). این ماده نسبت به سایر مواد آلی با سرعت تجزیه خیلی کند، ظرفیت زیادی برای کاهش گازهای گلخانه‌ای دارد. بیوچار به‌علت چگالی کم و تخلخل زیاد با جذب عناصر غذایی محلول و نمک‌ها سبب حفظ عناصر غذایی در خاک می‌گردد. می‌توان از آن کاربرد های متنوع و سودمندی برای

ا صلاح خاک، افزایش ظرفیت تبادل کاتیونی، بهبود حا صلخیزی خاک، کاهش آلودگی آب و خاک و مقابله با اثرات نامطلوب تغییر اقلیم از طریق ترسیب کربن مورد استفاده قرار داد (Różyło et al., 2017).

کربن فعال، مواد کربنی با سطح ویژه و تخلخل زیاد است که با ظرفیت جذب زیاد تبدیل به پر مصرف‌ترین جاذب صنعتی شده است. کربن فعال اغلب از مواد خام مانند پوسته نارگیل، چوب، زغال سنگ و مواد نفتی و از دو روش حرارتی و شیمیایی ساخته می‌شود و انواع کربن فعال شامل پودری، گرانولی و کروی می‌باشد. کربن فعال امروزه به عنوان جاذب برای آفت‌کش‌ها و به صورت گسترده در سامانه‌های تصفیه آب و مورد استفاده قرار می‌گیرد (Cao & Li, 2021). با توجه به تولید اقتصادی کینوا با منابع آبی نامتعارف، و تحمل بالای کینوا به تنش شوری، این گیاه برای کشت با منابع آب که قابل استفاده برای گیاهان زراعی معمول نیست انتخاب شد. مهم‌ترین مشکل کینوا سبز شدن و استقرار اولیه گیاه با منابع آبشور است. از این رو در این پژوهش جوانه‌زنی بذر کینوای پوشش‌دار شده با بیوچار و کربن فعال تحت تنش شوری مورد بررسی قرار داده شد.

مواد و روش‌ها

این پژوهش به صورت فاکتوریل در دانشگاه یاسوج در سال ۱۳۹۹ در قالب طرح کاملاً تصادفی، با چهار تکرار اجرا شد. عامل اول پوشش‌دار کردن بذر در چهار سطح (بدون پوشش، پوشش‌دار کردن با کربن فعال، پوشش‌دار کردن با بیوچار و پوشش‌دار کردن با کربن فعال+ بیوچار) و عامل دوم شامل تنش شوری در ۴ سطح (صفر، ۷۵، ۱۵۰ و ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم) بود. بذرهای کینوا رقم تیتیکاکا تولیدی سال ۱۳۹۸ از شرکت پاکان بذر اصفهان تهیه شد. بیوچار (زغال زیستی) چوب انار و آلو از منطقه شیراز که در شرایط بی‌هوازی و دمای ۵۰۰ درجه سلسیوس به مدت ۲۴ ساعت با اجزایی به قطر ۴ میلی‌متر و ۵ درصد رطوبت، اسیدیته ۸/۲، ۱۳/۸۹ درصد ماده آلی، ۸/۰۶ درصد کربن آلی، ۵/۷۷ درصد منیزیم، ۰/۷۹ در صد نیتروژن۰/۱۴ در صد فسفر،۰/۱۷ در صد پتاسیم،۴/۲۶ درصد کلسیم و ۲۴/۶ درصد خاکستر تهیه شده بود از شرکت فصل پنجم فرح‌بخش خریداری شد. برای انجام این آزمایش، ابتدا بذرها با قارچ‌کش متالاکسیل- مانکوزب به نسبت ۰/۵ گرم در لیتر ضدعفونی شد. برای انجام آز مایش مواد پوششی (ورمی‌کولیت، کائولن، پرلیت، بیوچار و کربن فعال) جداگانه با آسیاب (مدل HANIL FM-681) موجود در آزمایشگاه آسیاب شدند. ترکیبات آسیاب شده از الک سایز ۵۰ میکرون عبور داده شدند تا ذرات یکنواخت به‌دست آمد. با توجه به تیمارهای پوششی مورد نظر و آزمایشات مقدماتی، به ازای هر گرم بذر برای تیمار کربن فعال ۹ گرم کربن فعال و برای تیمار بیوچار ۶ گرم بیوچار را با ترکیبات پر کننده با نسبت‌های ۸ گرم ورمی‌کولیت، ۲ گرم کائولن، ۴ گرم پرلیت، با ترازو توزین و سپس با اتوکلاو استریل و برای انجام پوشش‌دهی آماده شدند. از صمغ عربی با غلظت یک گرم در ۲۵۰ میلی‌لیتر آب مقطر به‌عنوان چسباننده استفاده شد (Piri, 2016). جهت پوشش‌دار کردن بذرها ابتدا بذر های بدون تیمار کینوا (۵ گرم) در محفظه دستگاه پوشش‌دهی بذر (ساخت شرکت اطلس بذر پوشان) قرار گرفتند و با استفاده از پیستوله به‌طور متناوب ماده چسباننده (صمغ عربی) روی بذرها اسپری شد. جهت اولین پاشش مواد چسباننده به‌صورت دستی به بذرها اضافه شد. این مراحل در ۱۰ دور متوالی انجام گرفت، به‌صورتی که در ۵ دور اول اسپری کردن مواد چسباننده و اضافه نمودن مواد پوششی به بذرها روی دور کند (۳۰ دور در دقیقه) جهت بهتر چسبیدن مواد پوششی و پر کردن سطوح ناهموار بذر کینوا بود. در ۵ دور نهایی دستگاه روی دور تند (۵۰ دور در دقیقه) تنظیم شد و هدف از انجام این مرحله شکل‌دهی یکنواخت و منظمی به بذرها بود. در مرحله آخر یک لایه مواد چسباننده روی بذرهای پوشش‌دار شده اسپری شد تا پوشش مورد نظر محکم شود. در طی پوشش‌دهی جهت بهتر چسبیدن مواد پوششی به بذرها از دمنده استفاده شد. زمانی که بذرها شکل منظمی به‌خود گرفتند برای خشک کردن، آن‌ها را از دستگاه خارج نموده و به مدت ۲۴ ساعت در دمای اتاق و جریان هوای آزاد قرار گرفتند. قطر بذرهای بدون پوشش ۱ میلی‌متر و با پوشش ۲-۳ میلی‌متر بود.

پس از خشک شدن پوشش‌ها، نمونه‌های ۲۵ عددی بذر در ۴ تکرار در ظروف پتری با بستر کاغذ صافی منتقل شدند و برای اتمام کشت بذرها، در هر پتری به میزان ۵ میلی‌لیتر آب مقطر

جهت تیمار شاهد یا محلول کلرید سدیم متعلق به هر تیمار تنش شوری اضافه گردید. پوشش‌های بذر بعد از ۲۴ ساعت از بذر جدا شدند. جوانه‌زنی بذرها در داخل ژرمیناتور با دمای ۱±۲۵ درجه سلسیوس به مدت ۷ روز تحت شرایط تاریکی انجام شد (Karami et al., 2020). شمارش بذرهایی که حداقل طول ریشه‌چه آن‌ها ۲ میلی‌متر بود به عنوان بذر جوانه‌زده از روز اول صورت گرفت (Miller & Chapman, 1978). در پایان دوره ۷ روزه پس از شمارش تعداد بذرهای جوانه‌زده، از هر پتری ۵ عدد گیاهچه به‌صورت تصادفی انتخاب شد و طول ساقه‌چه، طول ریشه‌چه (برحسب میلی‌متر) با خط کش اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری وزن خشک ریشه‌چه و ساقه‌چه، نمونه‌ها را به مدت ۴۸ ساعت درون آون با دمای ۷۵ درجه سلسیوس قرار داده و سپس توزین شدند (Akramian et al., 2007).

صفاتی از قبیل درصد جوانه‌زنی (رابطه ۱)، سرعت جوانه‌زنی (رابطه ۲)، شاخص طولی بنیه (رابطه ۳)، طول و وزن ریشه‌چه و ساقه‌چه اندازه‌گیری شد.

رابطه (۱): درصد جوانه‌زنی (GP) (Ikic et al., 2012)

$$GP = (n / N) \times ۱۰۰$$

GP: درصد جوانه‌زنی، n: مجموع کل بذرهای جوانه‌زده در پایان آزمایش، N: کل بذرهای کاشته شده

رابطه (۲): سرعت جوانه‌زنی(GR) (Verma et al., 2005)

$$GR = \Sigma \frac{ni}{ti}$$

ni: تعداد بذرهای جوانه‌زده در هر روز، ti: تعداد روزها پس از شروع آزمایش

رابطه (۳): شاخص بنیه طولی گیاهچه (Abdul-Baki & Anderson, 1973)

شاخص طولی بنیه گیاهچه =

(طول گیاهچه (میلی‌متر) × درصد جوانه‌زنی استاندارد) /۱۰۰

برای اندازه‌گیری قند محلول بذر از روش ایریگوئن و همکاران (Irigoyen et al., 1992) استفاده شد و میزان جذب نمونه‌ها با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ۶۲۵ نانومتر قرائت گردید. محتوای پرولین نمونه‌ها با استفاده از روش پاکوئین و لچازر (Paquin & Le Chasseur, 1979) اندازه‌گیری شد و میزان جذب نمونه‌ها با استفاده از اسپکتروفتومتر در طول موج ۵۱۵ نانومتر قرائت گردید. برای سنجش محتوای مالون‌دی‌آلدئید به عنوان شاخص پراکسیداسیون لیپید غشای سلولی از روش هیت و پاکر (Heath & Packer, 1968) با استفاده از دستگاه اسپکتوفتومتر در طول موج‌های ۵۳۲ و ۶۰۰ نانومتر با استفاده از ضریب خاموشی (۱۵۵ mM^{-1} cm^{-1}) انجام گردید. سنجش پراکسید هیدروژن با استفاده از روش لورتو و ولیکوا (Loreto & Velikova, 2001) انجام و در نهایت جذب نمونه‌ها در طول موج ۳۹۰ نانومتر با دستگاه اسپکتوفتومتر قرائت گردید. تجزیه و تحلیل داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار SAS و رسم نمودارها با نرم افزار Excel انجام گردید. مقایسه میانگین‌های آزمایش با استفاده از آزمون توکی (HSD) در سطح احتمال ۵ درصد انجام شد.

نتایج و بحث

نتایج حاصل از تجزیه واریانس نشان از معنی‌داری اثر پوشش‌دار کردن، تنش شوری و برهم‌کنش آن‌ها بر محتوای قندهای محلول، محتوای مالون‌دی‌آلدهید و پراکسید هیدروژن در سطح احتمال خطای یک درصد و بر محتوای پرولین در سطح احتمال خطای پنج درصد در کینوا دارد (جدول ۱).

محتوای قندهای محلول

نتایج مقایسه میانگین‌ها نشان داد از بین تیمارهای برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر، بیشترین محتوای قند محلول (۲۸/۵۷۸ میلی‌گرم بر گرم وزن تر بذر) مربوط به برهم‌کنش سطح ۱۵۰ میلی‌مولار تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر با کربن فعال بود که باعث افزایش ۱۱ برابری محتوی قند نسبت به تیمار شاهد با داشتن کمترین محتوای قند محلول (۲/۳۴۰ میلی‌گرم بر گرم وزن تر بذر) شد (شکل ۱).

یکی از پاسخ‌های سازشی در مقابل تنش شوری، تجمع مواد آلی محلول برای حفظ تعادل اسمزی می‌باشد. قندهای محلول به عنوان اسمولیت‌های سازگار در شرایط تنش شوری تجمع یافته و نقش عوامل حفاظتی را در گیاهان ایفا می‌کنند. در کل افزایش قندهای محلول در زمان تنش اسمزی را می‌توان به علت ساخته

شـدن قندها از مسـیر غیرفتوسـنتزی، تجزیه پلی‌سـاکاریدها نظیر نشاسـته و عدم تبدیل این ترکیبات به محصـولات دیگر بیان کرد (Vurukonda et al., 2016). نتایج پژوهش حیدری و همکاران (Heidari et al., 2021) روی گیاه کینوا نشان داد تنش شوری در مقایسه با شاهد قندهای محلول را افزایش داد. آن‌ها بیان نمودند که افزایش میزان تنش شـوری در گیاهان موجب افزایش فعالیت آنزیم سـاکارز سـنتتاز شـده و قندهای سـاده و مرکب را به‌عنوان تنظیم‌کننده‌های اسـمزی و محلول‌های سـازگار برای مقاومت در برابر تنش شوری تولید می‌کنند.

در آزمایش Farooq et al(۲۰۱۵). تنش شـوری باعث کاهش ۴۰/۸ درصـدی قند محلول شـد که کاربرد بیوچار باعث بهبود ۷/۳۲ درصـدی قند محلول از طریق کاهش آسـیب اکسـیداتیو به‌وسیله‌ی کاهش جذب سدیم و پراکسیداسیون لیپید تحت تنش شوری شد. همچنین به‌نظر می‌رسد در پژوهش حاضر پوشش‌دار کردن بذر کینوا با کربن فعال به بذر کمک کرده است با افزایش قندهای محلول بذر، پتانسـیل اسـمزی خود را با محیط اطراف سازگار کند و این عمل باعث جذب بیشتر آب، ایجاد مقاومت و کمتر شدن آسیب‌های ناشی از تنش شوری شود.

جدول ۱- تجزیه واریانس تأثیر سطوح مختلف پوشش و تنش شوری برای برخی صفات بیوشیمیایی بذر کینوا

Table 1- analysis of variance effect of different levels of coating and salinity stress for some biochemical traits of quinoa seeds

منابع تغییرات S.O.V	درجه آزادی df	محتوای قندهای محلول Soluble sugars content	محتوای پرولین Proline content	مالون دی آلدهید Malondialdehyde	پراکسید هیدروژن Hydrogen peroxide
پوشش Coating (A)	3	372.38**	13.535**	3.967**	0.022**
شوری Salt (B)	3	297.98**	18.150**	1.043**	0.007**
اثرمتقابل Interaction A×B	9	116.39**	6.664*	0.597 **	0.002**
خطا Error	48	5.92	3.14	0.142	0.0004

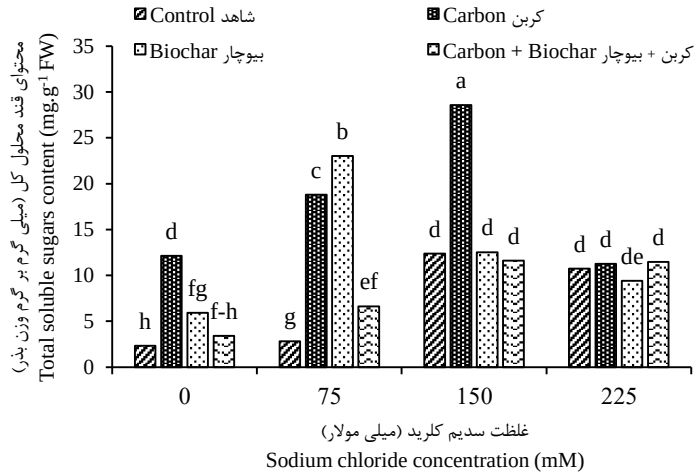
* و ** به‌ترتیب معنی‌داری در سطوح احتمال ۱ و ۵ درصد.

* and ** represent significant at 1 and 5% probability, respectively.

محتوای پرولین بذر

از بین تیمارهای مورد مطالعه برهم‌کنش سطح ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سـدیم در پوشـش‌دار کردن بذر با کربن فعال که دارای بیشـترین محتوی پرولین بود (۱۰/۴۹ میکرومول بر گرم وزن تر بذر) باعث افزایش ۹۹ درصـدی محتوی پرولین نسـبت به برهم‌کنش سـطح ۱۵۰ میلی‌مولار کلرید سـدیم در پوشـش‌دار کردن ترکیبی بذر با کربن فعال + بیوچار که دارای کمترین مقدار پرولین (۵/۲۵ میکرومول بر گرم وزن تر بذر) بود، شد (شکل ۲).

تجمع پرولین موجب حفظ تعادل اسـمزی بافت‌های گیاه در شـرایط تنش شـده و به‌عنوان ذخیره‌ای برای انرژی و نیتروژن در شـرایط تنش اسـتفاده می‌شـود (Derbali et al., 2020). افزایش پرولین در گیاهان تحت تنش اسمزی، نوعی سازگاری برای غلبه بر این شـرایط می‌باشـد. در شـرایط تنش پرولین می‌تواند عملکردهای متفاوتی مانند تثبیت ساختارهای درون سلولی و حذف رادیکال‌های آزاد، حفاظت از سـاختار پروتئینی و غشـاء سـلول، و ایجاد تعادل ا سمزی را دا شته با شد (Behboudi et al., 2018). نتایج پژوهش حیدری و همکاران (Heidari et al., 2021) روی گیاه کینوا نشان داد تنش شوری ۳۲ و ۱۶ دسی‌زیمنس بر متر در مقایسه با شاهد و پرولین را (۳۳ و ۱۵ در صد) را افزایش داد. کاربرد مواد آلی مانند کربن فعال و بیوچار با افزایش ظرفیت نگهداری آب برای گیاه و فراهمی عنا صر نیتروژن، کلسیم، منیزیم و پتا سیم و کاهش سدیم در شـرایط تنش شـوری شـرایط بهتر رشـد را برای گیاه فراهم و می‌توانـد بر میزان پرولین در گیـاه تـاثیر داشـتـه بـاشـد (Rezaei et al., 2018). در پژوهش حاضر کربن فعال اثر افزایشی بیشـتری نسـبت به بیوچار بر محتوای پرولین بذر داشـته اسـت و توانسته از کاراتر عمل کند.

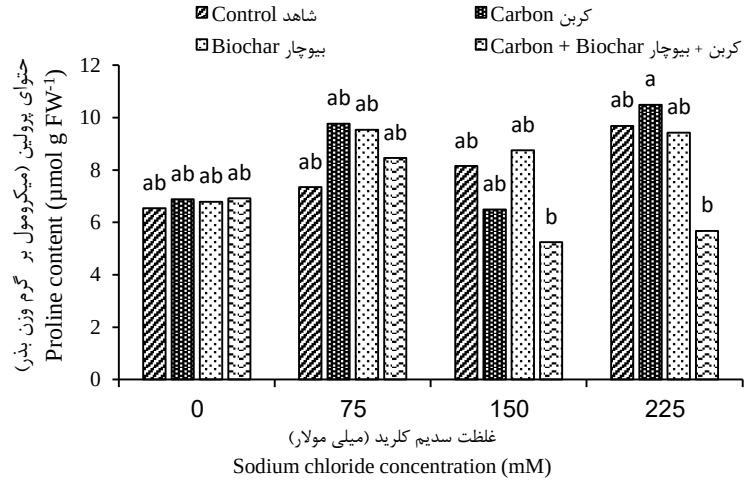


شکل ۱- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای محتوای قند محلول کل بذر کینوا

Figure 1 - Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for total soluble sugar content of quinoa seeds.

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.



شکل ۲- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای محتوای پرولین بذر کینوا

Figure 2 - Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for proline content of quinoa seeds.

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

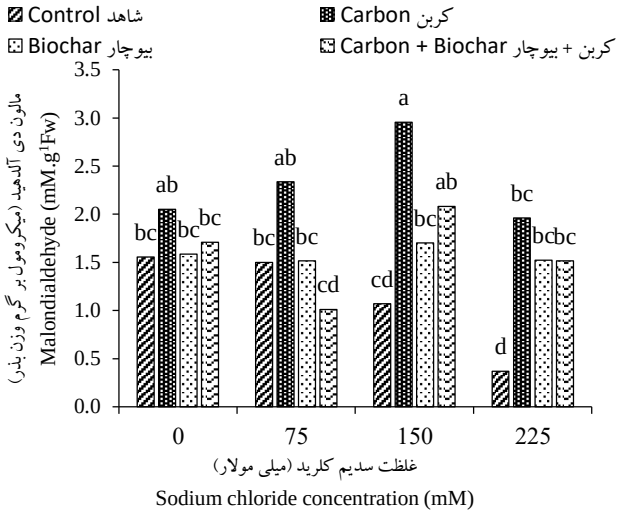
Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

محتوای مالون دی آلدهید بذر

بیشـــترین فعالیت مالون دی آلدهید (۲/۹۷ میکرومول بر گرم وزن تر بذر) از برهم‌کنش سطح ۱۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم در پوشـــش‌دار کردن بذر با کربن فعال به‌دســـت آمد که نســـبت به کم‌ترین مقدار مالون دی آلدهید (۰/۳۷ میکرومول بر گرم وزن تر بذر) که مربوط به برهم‌کنش ســـطح ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سـدیم در عدم پوشـش‌دار کردن بذر بود، باعث افزایش ۷ برابری مالون دی آلدهید شد (شکل ۳).

در بســـیاری از تنش های محیطی غشـــای ســـلولی یکی از هدف‌های اولیه به شـمار می‌رود و یکی از نشـانه‌های تحمل ثبات غشـا در شـرایط تنش می‌باشـد؛ بنابراین اندازه‌گیری میزان نشـت یونی و مالون دی آلدهید تولیدشـده در پراکسـیداسـیون لیپیدها،

شاخص خوبی برای اندازه‌گیری میزان آسیب اکسیداتیو واردشده به غشا هستند (Bhardwaj et al., 2012). در همین ارتباط، نتایج پژوهش شاکری و همکاران (Shakeri et al., 2022) بر روی گیاه کینوا حاکی از افزایش معنی‌دار فعالیت مالون‌دی‌آلدئید با افزایش تنش شوری بود.



شکل ۳- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای محتوای مالون دی آلدهید بذر کینوا.

Figure 3- Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for malondialdehyde content of quinoa seeds.

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

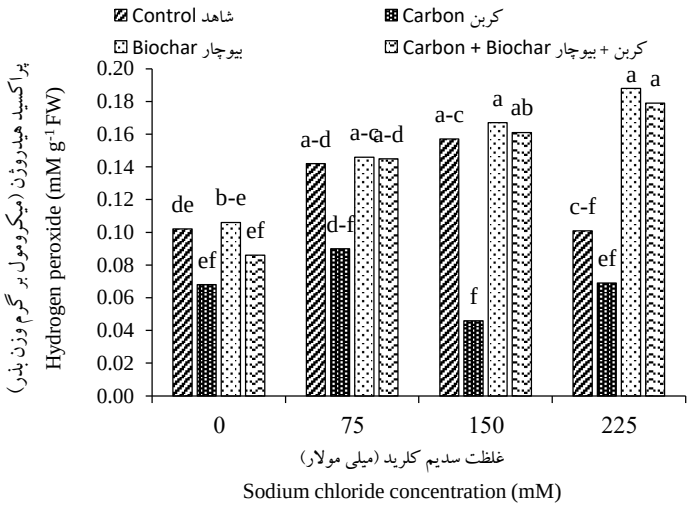
در این پژوهش بالا بودن میزان فعالیت مالون‌دی‌آلدئید در تیمارهای پوشش با کربن فعال و بیوچار احتمالاً به این دلیل است که تیمارهای پوششی نتوانستند تحت شرایط تنش شوری سبب بهبود روند واکنش‌های فیزیولوژیکی در بذر شوند و میزان سدیم جذب شده توسط کربن فعال و بیوچار بیشتر از تیمارهای بدون پوشش بوده و در نتیجه در این بذرها به‌طور قابل ملاحظه‌ای محتوای مالون‌دی‌آلدئید افزایش یافته است. دلیل دیگر افزایش محتوای مالون‌دی‌آلدئید در تیمار غظت ۱۵۰ میلی مولار کلرید سدیم+ پوشش‌دار کردن بذر با کربن فعال را می‌توان به کم‌تر بودن محتوای پرولین (شکل ۲) در این تیمار دانست که با کاهش محتوای پرولین بذر مقاومت کم‌تری در بذر به‌وجود آمده و محتوای مالون‌دی‌آلدئید در این تیمار افزایش یافته است.

محتوای پراکسید هیدروژن بذر

از بین تیمارهای مورد مطالعه برهم‌کنش سطح ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم در پوشش‌دار کردن بذر با بیوچار بیشترین مقدار پراکسید هیدروژن (۰/۱۸ میکرومول بر گرم وزن تر) را داشت که نسبت به برهم‌کنش سطح ۱۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم در پوشش‌دار کردن بذر با کربن فعال که دارای کمترین مقدار پراکسید هیدروژن (۰/۰۴۶ میکرومول بر گرم وزن تر) بود، صفت مذکور را ۳ برابر افزایش داد (شکل ۴). پراکسید هیدروژن در مقادیر کم به‌عنوان جزء فعال دفاعی گیاه و یک مولکول پیام‌رسان برای واکنش های متابولیک مختلف عمل می‌کند. از این رو، ممکن است نقش مهمی در انتقال پیام‌ها به سلول‌های گیاهی اطراف برای شروع مقاومت سیستمیک اکتسابی داشته باشد. با افزایش تنش شوری تجمع بیشتر پراکسید هیدروژن موجب آسیب به ساختارهای سلول مثل غشاء، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک می‌شود (Kumaraswamy et al., 2019). Derbali et al. (2020) مشاهده نمودند در شرایط تنش شوری فعالیت پراکسیدهیدروژن در گیاه کینوا افزایش یافت. با توجه به سمی بودن پراکسیدهیدروژن برای سلول‌ها این ماده باید به سرعت به آب و اکسیژن تبدیل شود. در غیر این صورت با پراکسیداسیون لیپیدها به غشا سلولی، می‌تواند به ساختمان DNAو پروتئین‌ها آسیب

وارد کند و مانع فرآیند فتوسنتز و فعالیت آنزیم‌های دیگر گردد (Gupta & Gupta, 2005). در پژوهش حاضر در سطوح تنش شوری پوشش‌دار کردن با کربن فعال دارای کم‌ترین میزان پراکسیدهیدروژن بود. احتمالاً این تیمار پوششی با بهبود سیستم‌های ترمیم سلولی توانستند با فعال کردن آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان رادیکال‌های تولید شده ناشی از تنش شوری را پاکسازی کنند و سبب کاهش میزان پراکسید هیدروژن شوند.

نتایج حاصل از تجزیه واریانس نشان داد اثر پوشش‌دار کردن، تنش شوری و برهم‌کنش آن‌ها بر صفات در صد جوانه‌زنی، وزن خشک ریشه‌چه، وزن خشک ساقه‌چه در سطح احتمال خطای پنج درصد و بر سرعت جوانه‌زنی، طول ریشه‌چه، طول ساقه‌چه و شاخص طولی بنیه گیاهچه در سطح احتمال خطای یک درصد معنی‌دار شد (جدول ۲).



شکل ۴- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای محتوای پراکسیدهیدروژن بذر کینوا.

Figure 4- Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for Hydrogen peroxide content of quinoa seeds.

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

جدول ۲- تجزیه واریانس تأثیر سطوح مختلف پوشش و تنش شوری برای برخی صفات جوانه‌زنی و گیاهچه‌ای بذر کینوا

Table 2- analysis of variance effect of different levels of coating and salinity stress for some Seed germination and seedling traits of quinoa seeds

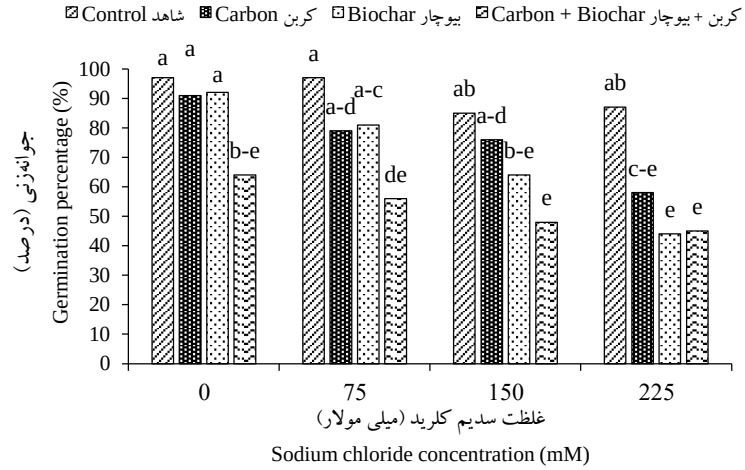
منابع تغییرات S.O.V	درجه آزادی Df	درصد جوانه‌زنی Germination percentage	سرعت جوانه‌زنی Germination rate	طول ریشه‌چه Root length	طول ساقه‌چه Shoot length	وزن خشک ریشه‌چه Root dry weight	وزن خشک ساقه‌چه Shoot dry weight	شاخص طولی بنیه گیاهچه Seedling length vigor index
پوشش(A) coating (A)	3	3992.66**	175.12**	129.99**	1412.94**	0.10**	0.01 ns	2466.52**
شوری (B) Salt (B)	3	2288.66**	189.95**	562.78**	2535.98**	0.19**	0.02*	7573.76**
اثرمتقابل A×B Interaction A×B	9	222.22 *	4.65 **	68.52**	392.78**	0.02*	0.02*	484.77**
خطا Error	48	88.33	1.52	17.62	103.60	0.008	0.009	104.20

ns ، * و ** به‌ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌داری در سطوح احتمال ۱ و ۵ درصد.

ns , * and ** represent not significant and significant at 1% and 5% probability, respectively.

درصد جوانه‌زنی

نتایج حاصل از مقایسه میانگین‌ها حاکی از آن است که با افزایش سطوح تنش شوری و هم‌چنین پوشش‌دار کردن بذرها با کربن فعال و بیوچار درصد جوانه‌زنی را کاهش داد. به‌گونه‌ای که بیشترین درصد جوانه‌زنی بذر (۹۷ درصد) مربوط به تیمارهای عدم اعمال تنش شوری+ بدون پوشش، پوشش با کربن فعال و پوشش با بیوچار و همچنین غلظت ۷۵ میلی‌مولار کلرید سدیم+ بدون پوشش بود (شکل۴-۵). کمترین درصد جوانه‌زنی بذر (۴۴ درصد) نیز مربوط به اثر متقابل بیوچار و سطح ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم بود که نسبت به شاهد (عدم پوشش‌دار کردن بذر و عدم اعمال تنش شوری) باعث کاهش ۵۴ درصدی جوانه‌زنی بذر شد (شکل ۵). تنش شوری باعث کاهش جوانه‌زنی و تاخیر در رشد گیاهچه می شود، رشد گیاهچه را کاهش داده باعث کاهش زیست توده می شود (Faroog et al., 2015). کاهش رشد و نمو گیاه تحت تنش شوری بطور عمده به دلیل تنش اسمزی، عدم تعادل مواد مغذی، و سمیت یونی خاص می‌باشد که باعث تولید بیش از حد گونه‌های اکسیژن فعال می‌شود (Mansoori Gandomani et al., 2017). در پژوهش حاضر با کاربرد غلظت‌های بالای کلرید سدیم از درصد جوانه‌زنی بذر کینوا کاسته شد و تیمارهای پوششی با اعمال تنش شوری نتوانستند موجب افزایش درصد جوانه‌زنی شوند.



شکل۵- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای درصد جوانه‌زنی بذر کینوا

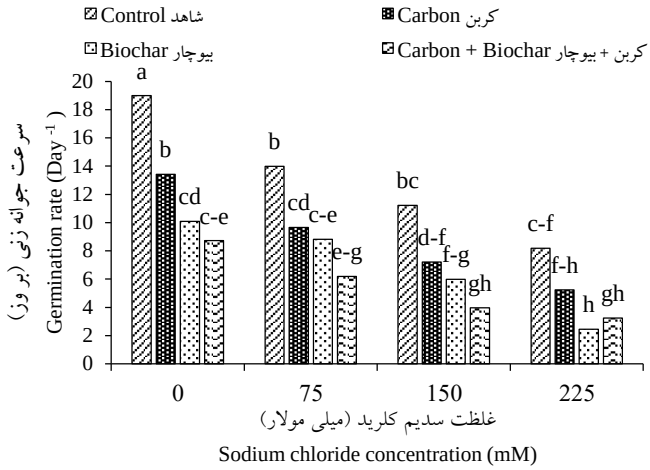
Figure 5- Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for germination percentage of quinoa seeds

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

سرعت جوانه‌زنی

بیشترین سرعت جوانه‌زنی (۱۸/۹۸ بذر جوانه‌زده در روز) مربوط به تیمار شاهد (عدم پوشش‌دار کردن بذر و عدم تنش شوری) بود (شکل ۶). کمترین (۲/۴۵ بذر جوانه‌زده در روز) میزان این صفت مربوط به تیمار برهم‌کنش بیوچار و غلظت ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم بود که نسبت به تیمار شاهد سرعت جوانه‌زنی بذر را ۸۷ در صد کاهش داد (شکل ۶). از عواقب مهم تنش شوری روی بذر تخریب غشاء سلولی، مختل شدن متابولیسم سلولی و کاهش سرعت جوانه‌زنی است. از پارامترهای مهم در تعیین کیفیت بذرهای محصولات زراعی، سرعت جوانه‌زنی می‌باشد و معمولاً با رشد و میزان محصول گیاهان ارتباط مستقیم دارد (Mansoori Gandomani et al., 2017). نتایج پژوهش پیری (Piri, 2016) نشان داد که تیمار بدون پوشش دارای بیشترین سرعت جوانه‌زنی بود و پوشش‌دار کردن موجب کاهش سرعت جوانه‌زنی شد. در پژوهش حاضر به‌نظر می‌رسد تأخیر در خروج ریشه‌چه در تیمارهای پوششی موجب کاهش در صد و سرعت جوانه‌زنی گردید.



شکل ۶- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای سرعت جوانه‌زنی بذر کینوا

Figure 6 - Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for germination rate of quinoa seeds

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

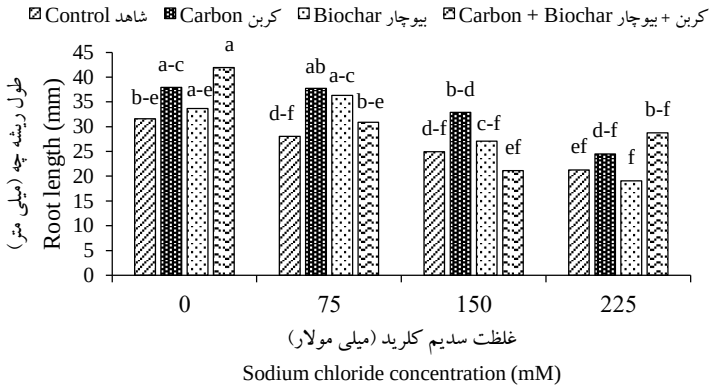
طول ریشه‌چه و ساقه‌چه

بیشترین (۴۱/۹۵ میلی‌متر) و کمترین (۱۹/۰۷ میلی‌متر) میزان طول ریشه‌چه به ترتیب مربوط به تیمار برهم‌کنش ترکیب کربن فعال + بیوچار و غلظت صفر کلرید سدیم، و تیمار برهم‌کنش بیوچار و غلظت ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم بود (شکل ۷). تیمار برهم‌کنش ترکیب کربن فعال + بیوچار و غلظت صفر کلرید سدیم نسبت به شاهد (۳۱/۶۳ میلی‌متر) افزایش ۳۳ درصدی طول ریشه‌چه را به دنبال داشت (شکل ۷).

طبق نتایج بدست آمده بیشترین طول ساقه‌چه (۷۶/۶۳ میلی‌متر) مربوط به برهم‌کنش کربن فعال و غلظت صفر کلرید سدیم و کمترین (۲۴/۹۲ میلی‌متر) آن، مربوط به برهم‌کنش ترکیب کربن فعال+ بیوچار و غلظت ۱۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم بود که به ترتیب باعث افزایش ۶۹ و کاهش ۴۵ درصدی طول ساقه‌چه نسبت به شاهد (۴۵/۲۵ میلی‌متر) شد (شکل ۸).

طبق نظر (EL-Bassiouny et al. 2007) وظیفه جذب آب و املاح معدنی در گیاهان به عهده ریشه است و تنش شوری بیشتر از ناحیه ریشه به گیاه وارد می‌شود، بنابراین ریشه اولین اندامی است که با تنش شوری مواجه می شود.(Ebrahimi et al. 2012) بیان نمودند که طول ریشه‌چه و ساقه‌چه، حساس‌ترین قسمت گیاه نسبت به تنش شوری است. در این پژوهش نیز طول ریشه‌چه و ساقه‌چه کینوا نسبت به تنش شوری حساس بوده، بنابراین می‌توان گفت که طول ریشه‌چه و ساقه‌چه برای اندازه‌گیری تحمل به تنش شوری معیار مناسبی است.

سالک معراجی و همکاران (Salek Mearaji et al., 2019)، بیان کرد که دلیل کاهش طول ریشه‌چه و ساقه‌چه‌ی گیاه کینوا تحت تنش شوری می‌تواند ایجاد حالت سمیت در گیاه در غلظت‌های بالای نمک باشد، آن‌ها متذکر شدند که رشد ساقه‌چه نسبت به رشد ریشه‌چه در برابر شوری از حساسیت بیشتری برخوردار می‌باشد. تنش شوری باعث توقف فعالیت هورمون سیتوکینین شده و همین امر می‌تواند کاهش رشد ریشه‌چه را به دنبال داشته باشد (Ebrahimi et al., 2012). در گزارشی دیگر (Carter et al., 2013) کاربرد سطوح ۲۵، ۵۰ و ۱۵۰ گرم در کیلوگرم بیوچار طول اندام هوایی و ریشه در کاهو (*Brassica chinensis*) و کلم (*Lactuca sativa*) را افزایش داد. Lehmann et al. (2009) آزمایشی که بر روی گندم انجام دادند، گزارش کردند که استفاده از زغال فعال سبب افزایش وزن خشک ریشه‌چه و ساقه‌چه شد. (Zhang et al. 2010) نیز بیان کردند که کاربرد کربن فعال از طریق جذب بهتر عناصر غذایی باعث افزایش طول ریشه‌چه و ساقه‌چه گردید.

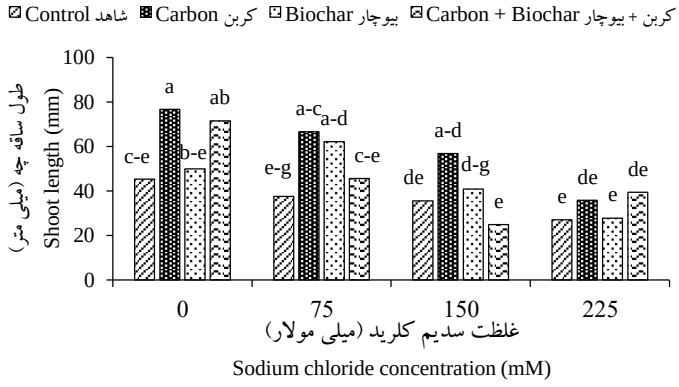


شکل۷- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای طول ریشه‌چه کینوا

Figure 7- Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for root length of quinoa

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.



شکل ۸- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای طول ساقه‌چه کینوا

Figure 8 - Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for shoot length of quinoa

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

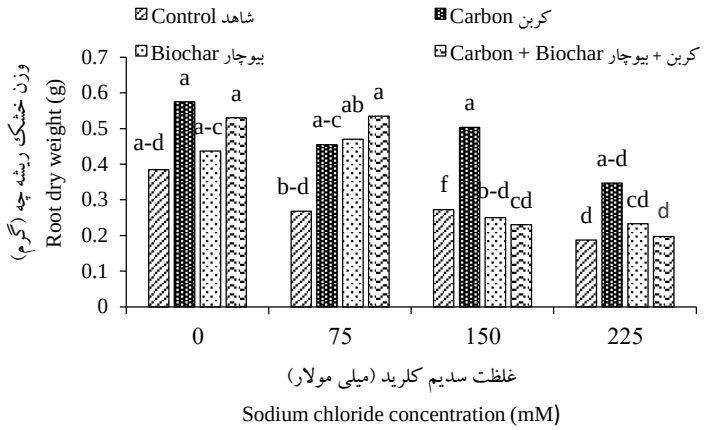
وزن خشک ریشه‌چه و ساقه‌چه

از بین تیمارهای مورد مطالعه، برهم‌کنش کربن فعال و غلظت صفر کلرید سدیم دارای بیشترین میزان وزن خشک ریشه‌چه بود (۰/۵۷ گرم) که با تیمارهای برهم‌کنش پو شش با کربن فعال فعال و بیوچار+ غلظت صفر کلرید سدیم، برهم‌کنش پو شش با کربن فعال فعال و بیوچار+ غلظت ۷۵ میلی مولار کلرید سدیم و پوشش با کربن فعال + غلظت ۱۵۰ میلی مولار کلرید سدیم اختلاف معنی‌داری نشان نداد (شکل ۴-۲۱)، و برهم‌کنش عدم پوشش‌دار کردن بذر و غلظت ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم کمترین مقدار وزن خشک ریشه‌چه (۰/۱۸ گرم) را داشت (شکل ۴-۲۱).

تیمارهای ذکر شده به ترتیب باعث افزایش ۴۹ و کاهش ۵۱ درصدی وزن خشک ریشه‌چه نسبت به تیمار شاهد (۰/۳۸ گرم) شدند (شکل ۹).

همچنین بیشترین وزن خشک ساقه‌چه (۰/۶۶ گرم) مربوط به تیمار پوشش با بیوچار+ غلظت کلرید سدیم ۲۲۵ میلی‌مولار و کمترین مقدار وزن خشک ساقه‌چه (۰/۳۸۷ گرم) نیز مربوط به تیمار ترکیب کربن فعال + بیوچار و غلظت ۱۵۰ میلی‌مولار نمک بود که نسب به شاهد (۰/۴۴۵ گرم)، صفت مذکور را ۱۳ درصد کاهش داد (شکل ۱۰). کاهش کارایی ریشه‌چه در تأمین آب و عناصر غذایی برای سایر اندام‌ها گیاهان در تنش شوری، به دلیل مصرف انرژی زیاد

در ساختن مواد آلی جهت تنظیم اسمزی منجر به کاهش رشد اندام‌های هوایی و در نهایت اندام‌زایی و تولید ماده خشک خواهد شد و کاهش وزن ریشه‌چه به علت کاهش انتقال مواد غذایی از لپه‌ها به محور جنینی رخ می‌دهد (Kafi et al., 2009). کاهش جذب آب در تنش شوری با ممانعت از تقسیم سلولی سبب جلوگیری از رشد گیاهچه شده است زیرا با اثرات اسمزی تنش شوری متناسب با افزایش شوری پتانسیل بالفعل گیاهچه‌ها در جذب آب نسبت به توانایی بالقوه آن‌ها در شرایط بدون تنش کاهش می‌یابد.

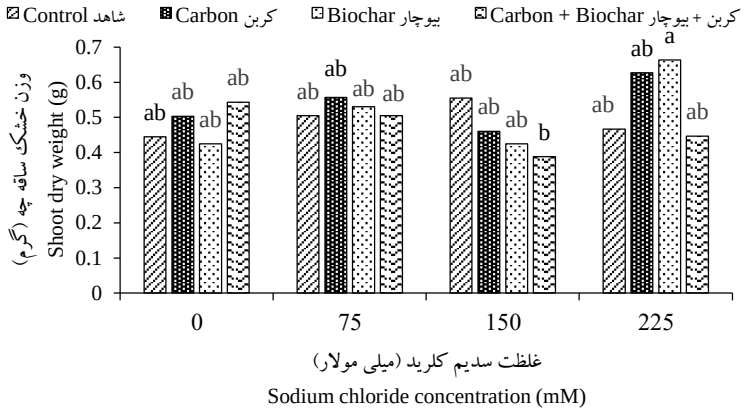


شکل ۹- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای طول ریشه‌چه کینوا

Figure 9 - Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for root dry weight of quinoa

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.



شکل ۱۰- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای وزن خشک ساقه‌چه کینوا

Figure 10 - Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for shoot dry weight of quinoa

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

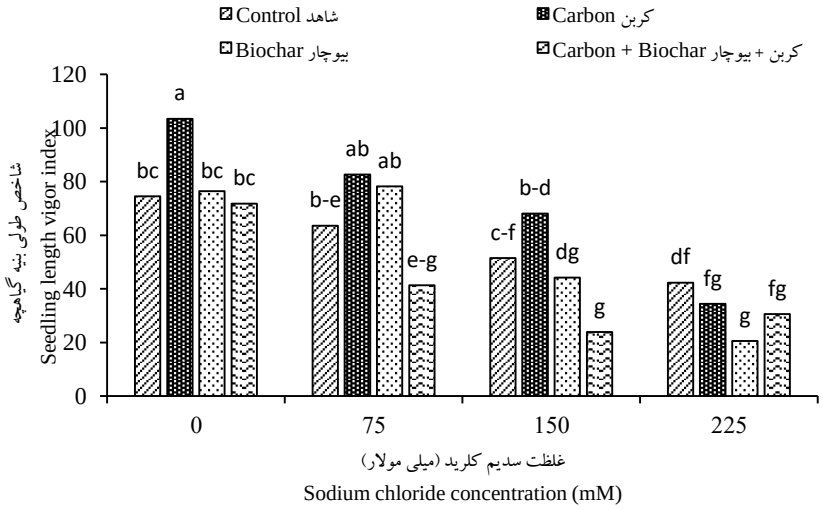
بیوچار ممکن است از طریق تحریک رشد گیاه، افزایش تعداد برگ‌ها و ارتفاع گیاه بیوماس گیاه را افزایش دهد (Vaceria et al., 2015). در گزارشی دیگر Carter et al., (2013) کاربرد سطوح ۲۵، ۵۰ و ۱۵۰ گرم در کیلوگرم بیوچار صفاتی چون زیست‌توده‌ی گیاه، زیست توده‌ی ریشه و ارتفاع گیاه در کاهو (*Brassica chinensis*) و کلم (*Lactuca sativa*) را افزایش داد. تغییر در مورفولوژی ریشه و بهبود رشد گیاه در اثر کاربرد بیوچار می‌تواند به دلیل تغییر در ویژگی‌های خاک، مانند

دسترسی به مواد مغذی بیشتر یا بهبود ظرفیت نگهداری آب تو سط خاک ا ست (Hossein et al., 2011). در پژوهشی که بر اثر بیوچار بر جوانه‌زنی ۵ گیاه مختلف انجام گرفت، مشخص شد که وزن خشک اندام هوایی در هویج (*Daucus carota*)، خیار (*Cucunis sativus*)، کا هو (*Lectuca sativa*)، جو دو سر (*Avena sativa*) و گوجه فرنگی (*Solanum lycopersicum*) تحت تاثیر بیوچار افزایش یافت. افزایش میانگین زمان جوانه‌زنی، طول ساقه‌چه، طول ریشه‌چه، وزن خشک اندام هوایی و وزن خشک ریشه‌چه را می‌توان به توانایی بیو چار در اثر مثبت آن روی ویژگی های مهم و حیاتی خاک برای جوانه‌زنی بذر و ر شد گیاهچه مانند جذب مواد مغذی از جمله فسفر، تنظیم pH و بهبود هدایت الکتریکی خاک و فعالیت میکروبی خاک، کاهش اثرات نامطلوب تغییرات آب و هوایی از طریق افزایش ذخایر کربن خاک توسط بهبود خواص فیزیکوشیمیایی خاک مانند ظرفیت تبادل کاتیون، افزایش جذب مواد مغذی مانند فسفر، کلسیم، پتاسیم و منگنز دانست (Olszyk et al., 2018).

در پژوهشی که بر تاثیر بیوچار بر ر شد رویشی و زایشی اقاقیا (*Robinia pseudoacacia* L) انجام گرفت، مشخص شد که زیست توده‌ی اندام هوایی و ریشه‌ی گیاهچه‌ها با ا ضافه کردن ۱ و ۲ درصد بیوچار به طور قابل‌توجهی افزایش یافت (Bu et al., 2020). از دیگر اثرات مثبت بیوچار بر رشد گیاه می‌توان به کربن پایدار موجود در بیوچار اشاره کرد که در بهبود رشد گیاه نقش دارد (Luo et al., 2014).

شاخص طولی بنیه گیاهچه

بیشترین شاخص طولی بنیه‌ی گیاهچه کینوا (۱۰۳/۴۲) مربوط به برهم‌کنش کربن فعال و غلظت صفر کلرید سدیم بود که نسبت به تیمار شاهد (۷۴/۵۵) شاخص طولی بنیه‌ی گیاهچه را ۳۸ درصد افزایش داد (شکل ۱۱). کمترین بنیه‌ی طولی بذر (۲۰/۵۲) مربوط به تیمار برهم‌کنش بیوچار و غلظت ۲۲۵ میلی‌مولار کلرید سدیم بود که باعث کاهش ۷۲ در صدی بنیه‌ی طولی بذر نسبت به تیمار شاهد (۷۴/۵۵) شد (شکل ۱۱). شاخص‌های بنیه بذر را می‌توان به عنوان صفاتی در نظر گرفت که با توجه به نحوه محاسبه آن‌ها دارای ارزش بیشتری در مطالعات جوانه‌زنی هستند و بیش از صفاتی چون وزن و یا طول گیاهچه‌ها، به تنهایی بیانگر شرایط توده بذری می‌باشند. در مطالعه زاده‌باقری و همکاران (Zadeh Bagheri et al., 2015) بر گیاه ذرت مشخص شد بذرهایی که در شرایط بدون تنش (شاهد) قرار دا شتند، بیشترین شاخص بنیه گیاهچه را دارا بودند. افزایش غلظت کلرید سدیم منجر به کاهش صفات مذکور شد. در نتیجه می‌توان بیان نمود که بذرهایی که در شرایط تنش توانایی تولید گیاهچه‌هایی با طول بیشتر را دا شته با شند در یک زمان معین مقدار ماده خشک بیشتری تولید کرده و از این راه قدرت استقرار خود را در محیط بهبود می‌دهند.



شکل ۱۱- مقایسه میانگین برهم‌کنش تنش شوری و پوشش‌دار کردن بذر برای شاخص طولی بنیه گیاهچه کینوا.

Figure 11- Mean comparison of the interaction salinity stress and seed coating for seedling length vigor index of quinoa.

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال خطای پنج درصد بر اساس آزمون HSD ندارند.

Means with at least a common letter, are not significantly different based on HSD (5%) test.

کاربرد مواد آلی مانند بیوچار و کربن آلی که یک منبع غنی از عناصر غذایی محسوب می شود، می‌تواند تا حد زیادی موجب افزایش فراهمی عناصر غذایی مفید مانند کلسیم و پتاسیم در خاک شود (Razaei et al., 2018). بیوچار می‌تواند منبع تغذیه مستقیم برای گیاه باشد و بسیاری از عناصر غذایی مانند پتاسیم را برای گیاه فراهم کند و سبب افزایش غلظت و جذب این عنصر در گیاه شود و در این شرایط درصد جوانه‌زنی و وزن گیاهچه نیز افزایش می یابد که این نیز موجب افزایش شاخص طولی بنیه گیاهچه می‌شود. (Liu et al., 2014). این نتایج نشان داد که کربن فعال دارای پتانسیل زیادی برای بهبود جوانه‌زنی بذر و رشد گیاه است و همین عامل موجب افزایش شاخص طولی بنیه گیاهچه می گردد.

نتیجه‌گیری

پو شش‌دار کردن بذر با کربن فعال و بیوچار با بهبود شاخص‌های گیاهچه‌ای مانند طول ریشه‌چه و ساقه‌چه، وزن خشک ریشه‌چه و وزن خشک ساقه‌چه توانستند اثرات اسمزی ناشی از تنش شوری را تعدیل دهند. همچنین مشخص شد پوشش‌دار کردن با کربن فعال موجب افزایش شاخص طولی بنیه گیاهچه کینوا گردید. به این ترتیب می‌توان گفت برای مقابله با اثرات منفی تنش های محیطی بخصوص تنش شوری می‌توان از پوشش‌دهی بذر با کربن فعال و بیوچار استفاده کرد و به این صورت شاخص‌های جوانه‌زنی و گیاهچه‌ای بذر کینوا تحت تنش شوری را بهبود بخشید.

سپاسگزاری

از معاونت پژوهشی دانشگاه یاسوج که هزینه‌های این تحقیق را در قالب پایان نامه کارشناسی ارشد تقبل کردند، تشکر می گردد.

تعارض منافع

نویسندگان این مقاله اعلام می دارند که هیچ گونه تعارض منافعی در رابطه با نگارش و یا انتشار این مقاله ندارند.

منابع

Abdul-Baki, A., & Anderson, D. (1973). Vigor determination in soybean seed by multiple criteria. Crop Science. 13: 630-633. https://doi.org/10.2135/cropsci1973.0011183X001300060013x

Accinelli, C., Abbas, H.K., & Shier, W.T. (2018). A bioplastic-based seed coating improves seedling growth and reduces production of coated seed dust. Journal of Crop Improvment. 32: 318-330. https://doi.org/10.1080/15427528.2018.1425792

Adolf, V.I., Jacobsen, S.E., & Shabala, S. (2012). Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Environ. Exp. Bot. 92: 43-54. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2012.07.004

Afzal, I., Rauf, S., Basra, S.M.A., & Murtaza, G. (2008). Halopriming improves vigor, metabolism of reserves and ionic contents in wheat seedlings under salt stress. Plant Soil & Environment. 9: 382-388. https://doi.org/10.17221/408-PSE

Akramian, M., Hosseini, A., Kazerooni, M., & Rezvani, M.J. (2007). Effect of seed osmopriming on germination and seedling development of fennel (*Foeniculum vulgare* mill.). Iranian Journal of Field Crop Science. 5(1): 37-46. (In Persian, with English Abstract)

Ansari Ardali, S., Nabipour, M., Roshanfekr, H.A., & Bagheri, M. (2021). Evaluation of quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild.) cultivars in saline conditions using germination indices in controlled environment. Environmental Stress & Crop Science. 14: 475-475. (In Persian, with English Abstract)

Behboudi, F., Tahmasebi Sarvestan, Z., Kassaee, M.Z., Modares Sanavi, A.S., Sorooshzade, A.M., & Ahmadi, S.B. (2018). Evaluation of chitosan nanoparticles effects on yield and yield components of barley (*Hordeum vulgare* L.) under late season drought stress. Journal of Water Environment & Nanotechnology. 3(1): 22-39.

Bu, X.L., Xue, J.H., Wu, Y., & Wu, W.B. (2020). Effect of biochar on seed germination and seedling growth of *Robinia pseudoacacia* L. In Karst Calcareous soils. Communication of Soil Science & Plant Analysis. 27: 1-13.

Bhardwaj, SH., Sharma, N.K., Srivastava, P.K., & Shukla, G. (2010). Salt tolerance assessment in alfalfa (*Medicago sativa* L.) ecotypes. Journal of Botanical Research. 3: 1-6. https://doi.org/10.3923/brj.2010.1.6

Bhatt, A., Phondani, P.C., & Pompelli, M.F. (2016). Seed maturation time influences the germination requirements of perennial grasses in desert climate of Arabian Gulf. Saudi Journal of Biolgical Science. 25: 1562-1567. https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2016.02.004

Cao, L., & Li, N. (2021). Activated-carbon-filled agarose hydrogel as a natural medium for seed germination and seedling growth. International Journal of Biological Macromolecules. 177: 383-391. https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.02.097

Carter, S., Shackley, S., Sohi, S., Suy, T.B., & Haefele, S. (2013). The impact of biochar application on soil properties and plant growth of pot grown lettuce (*Lactuca sativa*) and cabbage (*Brassica chinensis*). Agronomy. 3(2): 404-418. https://doi.org/10.3390/agronomy3020404

Derbali, W., Goussia, R., Koyroc, H.W., Abdelly, C., & Manaa, A. (2020). Physiological and biochemical markers for screening salt tolerant quinoa genotypes at early seedling stage. Journal of Plant Interactions. 15(1): 27-38. https://doi.org/10.1080/17429145.2020.1722266

Ebrahimi, O., Mohammad, M., Esmaeili, H., Sabouri, H., & Tahmasebi, A. (2012). Effects of salinity and drought stresses on germination of two rangeland plants of Agropyron elongatum and Agropyron desertorum. Desert Ecosystem Engineering Journal. 1: 31-38. (In Persian with English Abstract)

EL-Bassiouny, H.M.S., & Bekheta, M.A. (2007). Effect of salt stress on relative water content, lipid peroxidation, polyamines, amino acids and ethylene of two wheat cultivars. International Journal of Agriculture & Biology. 7(3): 363-368.

Farooq, M., Wahid, A., & Kadambot Siddique, H.M. (2015). Micronutrient application through seed treatments a review. Journal of Soil Science & Plant Nutrition. 12(1): 125-142. https://doi.org/10.4067/S0718-95162012000100011

Free, H.F., McGill, C.R., Rowarth, J.S., & Hedley, M.J. (2010). The effect of biochars on maize (*Zea mays*) germination. New Zealand Journal of Agricultural Research. 53(1): 1-4. https://doi.org/10.1080/00288231003606039

Garcia, M., Condori, B., & Castillo, D.C. (2015). Agroecological and agronomic cultural practices of Quinoa in South America. Quinoa: Improvement and Sustainable Production. Published by John Wiley and Sons, Inc. 25-41. https://doi.org/10.1002/9781118628041.ch3

Gupta, S. & Gupta, N.K. (2005). High temperature induced antioxidative defense mechanism in contrasting wheat seedlings. Indian Journal of Plant Physiology. 10: 73-75.

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: 185-193. https://doi.org/10.1093/jxb/erq257

Heath, R.L., & Pacher, L. (1968). Photo peroxidation in isolated chloroplast. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid per oxidation. Archives of Biochemistry and Biophysics. 125: 189-198.

Heidari, F., Jalilian, J., & Gholinezhad, E. (2021). Impact of spraying nano-fertilizers and salinity stress on leaf and seed nutrient concentrations and physiological traits in in quinoa (*Chenopodium quinoa*). Journal of Plant Production. 28: 103-116. (In Persian with English Abstract)

Hossain, M.K., Strezov, V., Chan, K.Y., Ziolkowski, A., & Nelson, P.F. (2011). Influence of pyrolysis temperature on production and nutrient properties of wastewater sludge biochar. Journal of Environmental Management. 92(1): 223-228. https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2010.09.008

Ikić, I., Maričević, M., Tomasović, S., Gunjača, J., Šatović, Z., & Šarčević, H. (2012). The effect of germination temperature on seed dormancy in Croatian-grown winter wheats. Euphytica. 188: 25-34. https://doi.org/10.1007/s10681-012-0735-8

Irigoyen, J.J., Emerich, D.W., & Sanchez-Diaz, M. (1992). Water stress induced changes in concentrations of proline and total soluble sugars in nodulated alfalfa (*Medicago sativa* L.) plants. Physiol. Plant. 84: 55-60. https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.1992.840109.x

Javadi, A. 2020. Biological enrichment and seed coating; Basic solutions to improve seed quality. Javaneh. 16(4): 39-43. (In Persian)

Jumrani, K., & Bhatia, V.S. (2018). Combined effect of high temperature and water-deficit stress imposed at vegetative and reproductive stages on seed quality in soybean. Indian Journal of Plant Physiology. 23: 227-244. https://doi.org/10.1007/s40502-018-0365-9

Kafi, M., Borzoi, A., Salehi, M., Kamandi, A., Masoumi, A., & Nabati, J. (2009). Physiology of environmental stresses in plants. Publications University of Mashhad. (In Persian)

Karami, R., Ebrahimi, F., Balouchi, H., & Babaie, M. (2020). Improvement of germination behavior and seedling characteristics of two quinoa genotypes (*Chenopodium quinoa* Willd.) under effect of salicylic acid and salt stress. Journal of Seed Research. 10(1): 53-66. (In Persian)

Kumaraswamy, R.V., Kumari, S., Choudhary, R.C., Sharma, S.S., Pal, A., Raliya, R., Biswas, P., & Saharan, V. (2019). Salicylic acid functionalized chitosan nanoparticle: a sustainable biostimulant for plant. International Journal of Biological Macromolecules. 123: 59-69. https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.10.202

Lehmann, J., Czimnik, C., Laird, B., & Sohi, S. (2009). Biochar for environmental management. Soil Science & Technology. 15: 183-206.

Liu, T., Liu, B., & Zhang, W. (2014). Nutrients and heavy metals in Biochar biochar produced by sewage sludge pyrolysis: It's application in soil amendment. Polish Journal of Environmental Studies. 23(1): 271-275.

Loreto, F., & Velikova, V. (2001). Isoprene produced by leaves protects the photosynthetic apparatus against ozone damage, quenches ozone products, and reduces lipid peroxidation of cellular membranes. Plant Physiology. 127(4): 1781-1787. https://doi.org/10.1104/pp.010497

Mansoori Gandomani, V., Heshmati, O., & Rezaei Charmahin, M. (2017). Application of chitosan on soybean (*Glycine max* l.) seed germination under salt stress. Ianian Journal of Seed Research. 3(2): 171-178. (In Persian with English Abstract). https://doi.org/10.29252/yujs.3.2.171

Miller, T., & Chapman, S.J. (1978). Germination responses of three forage grasses to different concentration of six salts. Journal of Range Management. 31(2): 123-124. https://doi.org/10.2307/3897659

Moomeni, Kh. (2017). Influence of bio-priming, hormone priming and seed coating on the quality and germination characteristics of parsley Seed (*Petroselinum crispum*). M.Sc. Thesis, Faculty of Agriculture, Birjand University. (In Persian with English Abstract)

Mousavi, S.M., Omidi, H., & Mousavi, S.E. (2022). The effect of biological pre-treatments on germination, growth and physiological indices of Fenugreek (*Trigonella foenum-graecum* L.) seedling under naturalsalinity stress. Iranian Journal of Seed Science & Technology. 11(1): 117-145. (In Persian with English Abstract)

Olszyk, D.M., Shiroyama, T., Novak, J., & Johnson, M.J. (2018). A rapid-test for screening biochar effects on seed germination. Communications in Soil Science & Plant Analysis. 20: 1-18.

Panuccio, M.R., Jacobsen, S.E., Akhtar, S.S., & Muscolo, A. (2014). Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa. AoB Plants. 6: plu047. https://doi.org/10.1093/aobpla/plu047

Paquine, R. & Lechasseur, P. (1979). Observations sur one method dosage la Libra dans les de planets. Canadian Journal of Botany. 57: 1851-1854. https://doi.org/10.1139/b79-233

Piri, R. (2016). The Effect of bio-priming and seed coating on some germination and seedling growth indices of cumin (*Cuminum cyminum* L.) under drought stress [M.Sc. Thesis]. Yasouj University. [In Persian]

Razaei, N., Razzaghi, F., Sepaskhah, A.R., & Moosavi, A.A.A. (2018). Effect of biochar and saline irrigation water on chemical properties of soil under fababean cultivation. Iranian Journal of Soil Research. 32: 13-24. (In Persian with English Abstract)

Różyło, K., Świeca, M., Gawlik-Dziki, U., & Stefaniuk, M. (2017). The potential of biochar for reducing the negative effects of soil contamination on the phytochemical properties and heavy metal accumulation in wheat grain. Patryk Oleszczuk. Agricultural and Food Science. 26(1): 34-46. https://doi.org/10.23986/afsci.59308

Salek Mearaji, H., Tavakoli, A., Ghanimati, S., & Kasirlou, P. (2019). The effect of salinity stress on traits related to germination of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Journal of Agroecology. 15(3): 59-69. (In Persian with English Abstract)

Seilsepour, M. (2021). Effects of different water salinity levels on germination characteristics of two quinoa cultivars (*Chenopodium quinoa* Willd). Journal of Water Research in Agriculture. 35: 387-301. (In Persian with English Abstract)

Shakeri, F., Rastgar, S., & Hassanzadeh Khankahdani, H. (2022). Assessment of seed germination and morphological characteristics of three Quinoa (*Chenopodiom quinoa* Willd) cultivars under salinity stress. Environmental Stresses in Crop Sciences. 15: 751-763. (In Persian with English Abstract)

Vaccari F.P., Baronti, S., Lugato, E., Genesio, L., Castaldi, S., Fornasier, F., & Miglietta, F. (2011). Biochar as a strategy to sequester carbon and increase yield in durum wheat. European Journal of Agronomy. 34(4): 231-238. https://doi.org/10.1016/j.eja.2011.01.006

Verma, S.K., Bjpai, G.C., Tewari, S.K., & Singh, J. (2005). Seedling index and yield as influenced by seed size in pigeon pea. Legume Research. 28(2): 143-145.

Vurukonda S.S.K.P., Vardharajula, S., Shrivastava, M., & Skz, A. (2016). Enhancement of drought stress tolerance in crops by plant growth promoting rhizobacteria. American Journal of Microbiological Research. 184: 13-24. https://doi.org/10.1016/j.micres.2015.12.003

Zadehbagheri, M., Javanmardi, Sh., & Kamelmanesh, M. (2015). Effect of seed priming on the germination of forage maize under salt stress. Journal of New Finding in Agriculture. 9(4): 253-260.

Zhang, A., Cui, L., Pan, G., Li, L., Hussain, Q., Zhang, X., Zheng, J., & Crowley, D. (2010). Effect of biochar amendment on yield and methane and nitrous oxide emissions from a rice paddy from Tai Lake plain, China. Agriculture, Ecosystems & Environment. 139: 469-475. https://doi.org/10.1016/j.agee.2010.09.003

Zörb, C., Geilfus, C.M., & Dietz, K.J. (2019). Salinity and crop yield. Plant Biolology. 21: 31-38. https://doi.org/10.1111/plb.12884