نشریه علمی پژوهشی دانش کشاورزی و تولید پایدار
جلد ۳۳ شماره ۳ / پاییز ۱۴۰۲/ صفحات ۳۶۱-۳۴۳

The Efficiency of Some Rhizospheric Bacteria of Halophyte Plants in Modulating the Salinity Stress of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)

Davoud Saghafi[1], Mohammadreza Sarikhani[2*], Shahin Ostan[3], Ezzat-olah Esfandiari[4]

Received: 19 July 2022 Accepted: 03 November 2022
1- PhD student of Soil Biology and Biotechnology, University of Tabriz, Iran.
2- Assoc. Prof., of Soil Science and Engineering Dept., University of Tabriz, Iran.
3- Prof. of Soil Science and Engineering Dept, University of Tabriz, Iran.
4- Prof. of the Agronomy Dept., University of Maragheh, Iran.
*Corresponding Author Email: rsarikhani@yahoo.com

Abstract

Background & Objective: It is necessary to optimize the cultivation of plants adapted to the agricultural conditions of the country in order to ensure food security and increase the productivity of water resources and saline soils. Meanwhile, quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) from the *Chenopodiaceae* family as an optional halophyte plant has received more attention in recent years due to its nutritional value and high production potential in harsh environmental conditions. On the other hand, the rhizospheric soil of halophyte plants can be a rich source of plant growth promoting bacteria. Therefore, this research was designed and implemented with the aim of investigating the effects of inoculation of some rhizosphere bacteria of halophyte plants on the growth of quinoa plant under salt stress.

Materials & Methods: The greenhouse test was carried out as a factorial experiment based on completely randomized design in three replications. Bacteria used in this research was prepared from microbial bank of the Department of Soil Science, University of Tabriz. First, quinoa seeds (Titicaca cultivar) with selected bacteria (control or without bacterial inoculation (B1), *Pseudomonas* sp. OT13-22 (B2), *Stenotrophomonas rhizofila* OT29-3 (B3), *Bacillus velezensis* OT30-5 (B4), *Peribacillus simplex* Q52-4 (B5) and *Bacillus hynessi* Q41-1 (B6)) were inoculated and then four salinity levels of 0, 7.5, 15 and 25 (dS/m) using NaCl were applied in the pots. After completing the plant growth period (seed ripening), growth and yield indicators such as chlorophyll index (SPAD), plant height, fresh and dry weight of roots and shoots, biological yield, total dry weight and seed yield, sodium, potassium and phosphorus uptake in roots and shoots were measured.

Results: Based on the results, growth indices (except chlorophyll index) and potassium and phosphorus uptake (except sodium) of quinoa plant decreased with increasing salinity levels. Under salinity levels, the use of bacteria led to a significant increase ($P<0.01$) in chlorophyll (up to 10.5%), plant height (up to 15.43%), root fresh weight (up to 20.27%), and fresh and dry weight of shoot (up to 10.27 and 11.36 %, respectively), biological yield (up to 10.41 %), total dry weight (up to 12 %), grain yield (up to 11.07 %) and sodium, potassium, phosphorus of shoot was up to 36.31, 22.11, and 10.52 % respectively compared to the control treatment.

Conclusion: In this experiment, plant growth promoting bacteria (B2, B3, B5 and B6) led to a significant improvement in plant growth and yield indicators under salt stress, especially in S3 and S4 levels compared to the treatment without bacteria. Among the treatments, the efficiency of B3 bacterium (with maximum growth at a salinity of 156.25 dS/m, IAA and ACC deaminase producer, and with the ability of phosphate and potassium solubilizing from poorly soluble sources) was higher in improving the growth and yield indices of quinoa. Therefore, the rhizosphere of halophyte plants can be a suitable source for the isolation of bacteria tolerant to salinity stress in order to mitigate the salinity stress of quinoa.

Keywords: Growth Indicators, Quinoa, Rhizospheric Bacteria, Salinity Stress

CC BY NC
DOI: 10.22034/saps.2022.52584.2899

کارایی برخی باکتری های ریزوسفری گیاهان شورپسند در تعدیل تنش شوری کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd.)

داود سقفی [۱]، محمدرضا ساریخانی*[۲]، شاهین اوستان[۲]، عزت‌اله اسفندیاری[۳]

تاریخ دریافت: ۱۴۰۱/۴/۲۸ تاریخ پذیرش: ۱۴۰۱/۸/۱۲

۱- دانشجوی دکتری بیولوژی و بیوتکنولوژی خاک، دانشگاه تبریز
۲- به ترتیب دانشیار و استاد گروه علوم و مهندسی خاک، دانشگاه تبریز
۳- استاد گروه زراعت، دانشگاه مراغه
*مسئول مکاتبه: Email: rsarikhani@yahoo.com

چکیده

اهداف : بهینه‌سازی کشت گیاهان سازگار با شرایط زراعی کشور در راستای تامین امنیت غذایی و افزایش بهره‌وری از منابع آب و خاک شور، ضروری می‌باشد. در این میان کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd.) از تیره *Chenopodiaceae* به عنوان گیاه شورپسند اختیاری به واسطه ارزش غذایی و پتانسیل بالای تولید در شرایط سخت محیطی، در سال‌های اخیر بیشتر مورد توجه قرار گرفته است. از طرفی خاک ریزوسفری گیاهان شورپسند می‌تواند منبع غنی از باکتری‌های محرک رشد گیاه باشد. لذا، این پژوهش با هدف بررسی اثرات مایه‌زنی برخی باکتری‌های ریزوسفری گیاهان شورپسند بر رشد گیاه کینوا تحت تنش شوری طراحی و اجرا گردید.

مواد و روش‌ها: آزمون گلخانه‌ای به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سه تکرار، در گلخانه تحقیقاتی گروه علوم و مهندسی خاک دانشگاه تبریز اجرا شد. در ابتدا بذور کینوا (رقم Titicaca) با باکتری‌های انتخاب شده ((B2)*Pseudomonas* sp. OT13- 22، (B3) *Stenotrophomonas rhizofila* OT29-3، (B4) *Bacillus velezensis* OT30-5، (B5) *Peribacillus simplex* Q52-4 و (B6) *Bacillus hynessi* Q41-1)) از بانک میکروبی گروه علوم و مهندسی خاک دانشگاه تبریز و شاهد بدون باکتری (B1) مایه‌زنی شدند و در ادامه چهار سطح شوری ۰/۲ (شاهد S1)، ۷/۵ (S2)، ۱۵ (S3) و ۲۵ (S4) دسی‌زیمنس‌برمتر با استفاده از نمک NaCl در گلدان‌ها اعمال گردید. پس از تکمیل دوره رشد گیاه (رسیدن دانه)، شاخص‌های رشد و عملکرد نظیر شاخص کلروفیل (SPAD)، ارتفاع بوته، وزن تر و خشک ریشه و اندام هوایی، عملکرد بیولوژیک و عملکرد دانه، مقدار جذب سدیم، پتاسیم و فسفر در ریشه و اندام هوایی اندازه‌گیری شد.

یافته‌ها: با افزایش سطوح شوری، شاخص‌های رشد و عملکرد (به‌استثنای شاخص کلروفیل) و مقدار جذب فسفر و پتاسیم (به‌استثنای سدیم) گیاه کینوا کاهش یافت. در همه سطوح شوری، استفاده از باکتری‌ها منجر به افزایش معنی‌دار (P<۰/۰۱) شاخص کلروفیل (تا ۱۰/۵ درصد)، ارتفاع بوته (تا ۱۵/۴۳ درصد)، وزن تر ریشه (تا ۲۰/۲۷ درصد)، وزن تر و خشک اندام هوایی (به ترتیب تا ۱۰/۲۷ و ۱۱/۳۶ درصد)، عملکرد بیولوژیک (تا ۱۰/۴۱ درصد)، کل زیتوده خشک (تا ۱۲ درصد)، عملکرد دانه (تا ۱۱/۰۷ درصد) و مقدار جذب سدیم، پتاسیم، فسفر اندام هوایی به ترتیب تا ۳۶/۳۱، ۲۲/۱۱، ۱۰/۵۲ درصد در مقایسه با تیمار شاهد بدون باکتری شد.

نتیجه‌گیری: باکتری‌های محرک رشد (B2، B3، B5 و B6) در این آزمایش منجر به بهبود معنی‌دار شاخص‌های رشد و عملکرد گیاه تحت تنش شوری، به ویژه در سطوح S3 و S4 نسبت به تیمار بدون باکتری شدند و در بین تیمارها، کارایی

باکتری B3 (شورپسند اختیاری با بیشینه رشد در شوری ۱۵۶/۲۵ دسی‌زیمنس بر متر، مولد IAA و ACC دآمیناز، حل‌کننده فسفات و پتاسیم از منابع کم‌محلول) در ارتقای شاخص‌های رشد و عملکرد کینوا بیشتر بود. لذا ریزوسفر گیاهان مرتعی شورپسند می‌تواند منبع مناسبی برای جداسازی باکتری‌های متحمل به تنش شوری جهت تعدیل شوری کینوا باشد.

واژه‌های کلیدی: باکتری‌های ریزوسفری، تنش شوری، کینوا، شاخص‌های رشد

مقدمه

شوری یکی از شایع‌ترین معضلات محیطی برای تولید محصول در مناطق خشک و نیمه‌خشک می‌باشد (مونس و تستر ۲۰۰۸، گیسلر و همکاران ۲۰۱۰). بیش از ۸۰۰ میلیون هکتار از اراضی متاثر از شوری هستند که ۶ درصد از سطح اراضی جهان را شامل می‌شود (رنگاسامی ۲۰۰۶). به دلیل عملیات آبیاری غیراصولی، سالانه حدود ۱/۶ میلیون هکتار از اراضی آبیاری شده شور می‌شوند و از چرخه تولید خارج می‌گردند (تانجی ۲۰۰۲). به عبارتی سالانه حدود ۱۲ میلیارد دلار خسارت شوری است (قدیر و همکاران ۲۰۰۸). با این حال، تولیدات کشاورزی در آینده به توانایی کشت گیاهان در اراضی متاثر از شوری و کم‌آب متکی است (روزما و فلاورز ۲۰۰۸). لذا، برای افزایش عملکرد گیاهان در خاک‌های متاثر از شوری با بکارگیری مهندسی ژنتیک تلاش‌های زیادی صورت گرفته است (فلاورز ۲۰۰۴)، اما با این حال، به دلیل ماهیت چندژنی ویژگی تحمل به شوری و هم‌چنین عدم تغییرپذیری ژنتیکی طبیعی در این گیاهان، این تلاش-ها موفقیت‌آمیز نبوده است (لاچلی و گراتان ۲۰۰۷). از طرف دیگر، بکارگیری گیاهان متحمل به نمک (شورپسندها) برای تولید پایدار محصولات کشاورزی به‌ویژه از نقطه نظر اقتصادی (تولید غذا و علوفه) و اکولوژیکی (شوری‌زدایی خاک و ترسیب دی‌اکسیدکربن) توجه ویژه‌ای را به خود جلب کرده است (ردی و همکاران ۲۰۰۸). یکی از گونه‌های مورد قبول در این خصوص، کینوا است که به دلیل تحمل تنش‌های محیطی نظیر شوری، اسیدیته (pH)، خشکی، سرمازدگی (موقان و همکاران ۲۰۰۹، هاریادی و همکاران ۲۰۱۱) و ارزش تغذیه‌ای بالا (هیروس و همکاران ۲۰۱۰) به عنوان گیاه جایگزین توجه ویژه‌ای را در سراسر جهان به خود جلب کرده و برای امنیت غذایی قرن حاضر، توسط سازمان غذا و کشاورزی انتخاب شده است (موجیکا و همکاران ۲۰۰۱).

علی‌رغم اینکه کینوا قادر به تحمل تنش شوری تا ۲۰ دسی‌زیمنس بر متر و حتی سطوح بالاتر می‌باشد. اما این سطوح تنشی منجر به کاهش رشد و عملکرد آن می‌شود (هاریادی و همکاران ۲۰۱۱). لذا، برای حفظ عملکرد گیاه در خاک های متاثر از نمک نیاز است که تحمل به شوری گیاهان به ویژه شورپسندها افزایش پیدا کند. در این راستا مایه‌زنی گیاهان با باکتری‌های اندوفیت یا ریزوسفری محرک رشد می‌تواند یکی از راه‌حل‌های پیش‌رو باشد. احتمال داده می‌شود باکتری‌هایی که از زیستگاه‌های تحت شرایط تنش محیطی مانند شوری یا خشکی انتخاب گردند به دلیل سازگاری با این شرایط از کارآیی بیش‌تری در افزایش تحمل گیاه برخوردار خواهند بود (رامادوس و همکاران ۲۰۱۳). با اینکه شواهد کافی مبنی بر سودمندی باکتری‌های محرک رشد گیاه بر افزایش تحمل به نمک گیاهان گلیکوفیت (شیرین‌رست) وجود دارد (زهیر همکاران ۲۰۱۲، اختر و همکاران ۲۰۱۵، سقفی و همکاران ۲۰۱۸). اما اطلاعات اندکی در خصوص سودمندی این باکتری‌ها روی بهبود رشد گیاهان شورپسند در شرایط تنش شوری وجود دارد.

بنابراین مطالعه حاضر برای ارزیابی اثر مایه‌زنی باکتری‌های ریزوسفری برخی گیاهان شورپسند بر شاخص‌های رشد و عملکرد و محتوای یونی کینوا در شرایط تنش شوری طراحی گردید. امید است یافته‌های این تحقیق بتواند در ارایه کودهای زیستی جدید جهت بهبود رشد و بهره‌وری کینوا و دیگر گیاهان شورپسند در خاک‌های به شدت متاثر از نمک، مفید واقع شود.

مواد و روش‌ها

این پژوهش در سال ۱۴۰۰ در گلخانه (با میانگین دمای حداکثر ۳۲ و حداقل ۱۶ درجه سانتی‌گراد، رطوبت ۶۰ درصد، طول روشنایی ۱۴ ساعت نور و ۱۰ ساعت تاریکی) گروه علوم و مهندسی خاک دانشگاه تبریز، به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سه تکرار اجرا گردید که تیمارها شامل: ۱- شوری در چهار سطح (آب آبیاری با قابلیت هدایت ۰/۲ (شاهد S1)، ۷/۵ (S2)، ۱۵ (S3) و ۲۵ (S4) دسی زیمنس بر متر از منبع نمک NaCl) و ۲- تیمار باکتری در ۶ سطح (بدون باکتری (B1) و ۵ باکتری *Pseudomonas* sp. OT13- 22 (B2) از ریزوسفر *Salsola incanesces*، *Stenotrophomonas rhizofila* OT29-3 (B3) از ریزوسفر *Halostachys belangeriana*، *Bacillus velezensis* OT30-5 (B4) از ریزوسفر *Salsola* sp.، *Peribacillus simplex* Q52-4 (B5) و *Bacillus hynessi* Q41-1 (B6) از ریزوسفر *Chenopodium quinoa* Willd.)، با ویژگی‌های محرک رشدی مشخص (جدول ۱) از بانک میکروبی گروه علوم و مهندسی خاک دانشگاه تبریز انتخاب شده بودند. آزمون تحمل به شوری باکتری‌ها با استفاده از مقادیر ۰، ۵، ۱۰ و ۱۵ درصد نمک کلرید سدیم در محیط نوترینت براث انجام شد. بدین صورت باکتری‌هایی که به حضور نمک واکنش مثبت نشان دادند به عنوان شورپسند اختیاری و آن‌هایی که به حضور نمک مقاومت نشان داده و رشدشان کاهش یافت به عنوان متحمل به نمک دسته-بندی شدند. برای تهیه زادمایه جدایه‌های منتخب، باکتری‌ها در محیط نوترینت براث کشت شده و بمدت ۴۸ ساعت در ۲۸ درجه سلسیوس در شیکر انکوباتور قرارگرفتند. پس از آن، از بستر پایه باگاس- پرلیت (با نسبت وزنی ۱:۱) استریل به عنوان حامل جامد جهت تلقیح زادمایه باکتریها استفاده شد. میزان ۲۰۰ میلی‌لیتر از سوسپانسیون باکتری (با جمعیت 10^8 CFU/ml) بر ۵۰ گرم بستر حامل میکروبی افزوده شد (ساریخانی و همکاران ۲۰۱۸).

برای کشت گلخانه‌ای از یک خاک سبک با مشخصات ذکر شده در جدول ۲ استفاده شد. نمونه خاک از ایستگاه تحقیقاتی خلعت‌پوشان و از عمق ۲۰-۰ سانتی‌متر تهیه گردید و از الک ۴ میلی‌متری عبور داده شد. در مرحله بعد مقدار ۲ کیلوگرم خاک الک شده به ازای هر گلدان (ارتفاع ۲۱ و قطر دهانه ۱۶ سانتیمتر) توزین و ریخته شد. قابل ذکر است که نیاز غذایی گیاه (نیتروژن، فسفر و پتاسیم) با توجه به نتایج آزمون خاک و بر اساس توصیه کودی تامین گردید (خادمی و همکاران ۲۰۰۰). در این آزمایش از گیاه کینوا رقم Titicaca تهیه شده از شرکت پاکان دشت استان اصفهان استفاده گردید. برای ضدعفونی بذر از هیپوکلریت سدیم (۰/۵درصد) استفاده شد. قبل از کشت بذور، ابتدا یک لایه نازک از زادمایه باکتری‌های منتخب در سطح خاک گلدان پخش گردید. سپس ۱۲ بذر بر روی زادمایه در هر گلدان قرار داده و سطح آن‌ها با خاک پوشانده شد. پس از ظهور گیاهچه‌ها، تعداد آن‌ها به ۶ عدد در هر گلدان کاهش داده شد.

پس از استقرار کامل تعداد ۶ بوته در هر گلدان (۳ هفته پس از شروع کشت) تنش شوری اعمال گردید. برای اعمال تیمارهای شوری، در ابتدا رابطه‌ای بین افزودن نمک و EC اشباع خاک گلدان‌ها بدست آورده (معادله ۱) و از روی معادله مقدار نمک مورد نیاز برای رسیدن به هر سطح شوری آزمایش محاسبه گردید و به صورت تقسیط در چندین مرحله با آب آبیاری به گلدان‌ها افزوده شد.

$$y = 4.8807x + 4.1892 \qquad \text{(رابطه ۱)}$$

که در آن y = EC اشباع خاک برحسب دسی‌زیمنس بر متر و x= گرم نمک NaCl در ۷۰۰ گرم خاک هوا خشک می‌باشد. همچنین در طول دوره رشد، آبیاری گلدان‌های تحت تنش در دامنه رطوبتی ۰/۹-۰/۸ درصد رطوبت خاک معادل پتانسیل ماتریک ۱۰- کیلوپاسگال انجام گرفت.

بعد از رشد کامل بوته‌ها و رسیدن دانه (پس از ۹۰ روز)، پارامترهایی نظیر شاخص کلروفیل (با دستگاه SPAD متر) و ارتفاع با خط کش اندازه‌گیری و در ادامه ریشه، اندام هوایی و پانیکول گیاه از هم جدا شد و وزن تر ریشه و اندام‌هوایی با ترازو توزین گردید. پس از برداشت گیاهان، تمام نمونه‌ها بلافاصله به آون منتقل و در دمای ۷۰ درجه سلسیوس به مدت ۷۲ ساعت خشک شدند. بعد نمونه‌ها به منظور تعیین وزن خشک (ریشه،

اندام هوایی و پانیکول) توزین گردیدند. برای اندازه‌گیری عملکرد دانه نیز ابتدا پانیکول مربوط به هر تیمار به صورت دستی پودر گردید و سپس دانه‌ها بواسطه الک از مواد زاید جداسازی و توزین شدند. از مجموع وزن خشک پانیکول و اندام هوایی گیاه، عملکرد بیولوژیک محاسبه گردید و کل زیتوده خشک گیاه نیز از مجموع وزن خشک ریشه، اندام هوایی و پانیکول تعیین شد. برای اندازه‌گیری غلظت فسفر، پتاسیم و سدیم، ابتدا عصاره بخش هوایی و ریشه گیاه به روش خشک‌سوزانی تهیه شد (تهیه خاکستر در کوره و تیمار با اسید کلریدریک). سپس فسفر با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر (جونز ۲۰۰۱)، پتاسیم و سدیم توسط دستگاه فلیم‌فتومتر (گوپتا ۲۰۰۰) در بخش هوایی و ریشه قرائت گردید. در مرحله بعد، میزان جذب عناصر فوق در هر گلدان از روی غلظت عناصر محاسبه شد.

تجزیه و تحلیل داده‌ها با استفاده از نرم افزار آماری SPSS و مقایسه میانگین‌ها نیز به روش دانکن در سطح ۰/۰۵ انجام شد.

جدول۱- میانگین تولید IAA، ACC دِآمیناز، توان انحلال فسفات و پتاسیم (بیوتیت و مسکویت) باکتری‌های منتخب تحت شرایط عادی و شور (۳ درصد کلرید سدیم).

باکتری	انحلال فسفات[1] (mg/l)		انحلال پتاسیم[2] (mg/l)				تولید IAA[3] (mg/l)		تولید ACC دِآمیناز[4] (میکرو مول آلفا کتوبوتیرات در ۲۴ ساعت)	
			بیوتیت		مسکویت					
	بدون تنش	۳٪ نمک	بدون تنش	۳٪ نمک	بدون تنش	۳٪ نمک	بدون تنش	۳٪ نمک	بدون تنش	۳٪ نمک
Control (B1)	۲۹/۴۱	۴۵/۷۸	۹/۳۱	۱۰/۴۶	۶/۷۲	۸/۴۵	۶/۰۶	۶/۵۱	۰/۰۳۱	۰/۰۳۱۹
Pseudomonas sp. OT13- 22 (B2)	۷۹/۱۹	۱۲۶/۱۱	۱۱/۱۶	۱۷/۳۳	۹/۵۴	۷/۱۹	۲۱/۷۶	۱۰/۲۰۶	۱۵/۳۵	۱۴/۸۱
Stenotrophomonas rhizofila OT29-3 (B3)	۹۴/۱۹	۱۳۴/۷۲	۱۰/۵۶	۱۷/۲۵	۹/۴۴	۱۰/۳۲	۷/۷۸	۸/۶۸	۲۴/۷۱	۲/۱۳
Bacillus velezensis OT30-5 (B4)	۲۴۰/۶۵	۲۳۰/۶۱	۱۰/۲۵	۱۹/۲۸	۸/۴۴	۱۰/۶۳	۷/۰۴۳	۶/۲۹	۱۹/۵۳	۲۰/۲۳
Peribacillus simplex Q52-4 (B5)	۶۸/۵۴	۸۶/۰۳	۱۲/۰۷	۱۹/۳۷	۶/۶۲	۱۰/۶۴	۱۲/۷۷	۱۲/۵	۵/۲۷	۲/۳۴
Bacillus hynessi Q41-1 (B6)	۵۸/۷۷	۱۰۱/۱۳	۱۴/۸۲	۱۹/۰۹	۸/۲۳	۹/۷۶	۱۱/۵	۹/۰۳	۱۶/۲۳	۱۹/۶۹

۱- (جئون و همکاران ۲۰۰۳) ۲- (ساریخانی و همکاران ۲۰۱۸) ۳- (پتن و گلیک ۲۰۰۲) ۴- (پنروز و گلیک ۲۰۰۳)

جدول ۲- ویژگی‌های خاک مورد استفاده برای آزمون گلخانه‌ای.

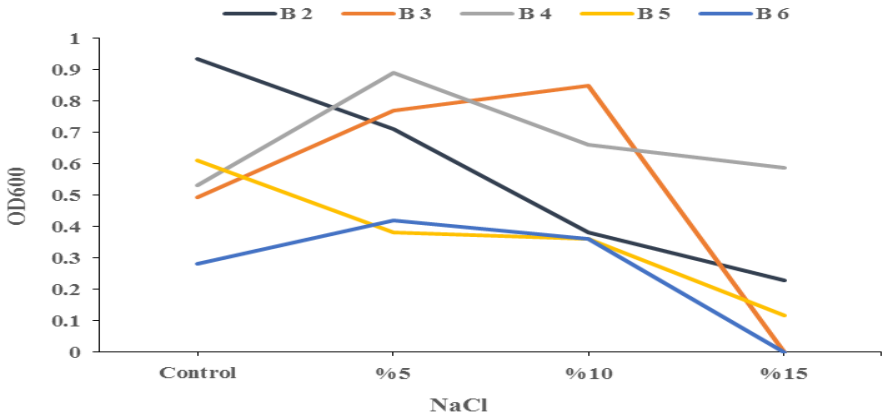
بافت	عمق نمونه‌برداری (cm)	pH	EC (dS/m)	Organic C (درصد)	Available K (mg/kg)	Available P (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Zn (mg/kg)	CCE (%)
لوم شنی	۲۰-۰	۷/۵۶	۱/۹	۰/۱۷	۱۹۸	۳	۰/۷۸	۰/۵۸	۲/۸۵

نتایج و بحث

آزمون تحمل به شوری باکتری‌ها

نتایج رشد باکتری‌ها تحت سطوح مختلف نمک کلرید سدیم نشان داد که در دو گروه متحمل به نمک (B2، B5) و شورپسند اختیاری (B3، B4 و B6) واقع می‌شوند. بطوری‌که افزایش غلظت نمک اثر بازدارنده بر رشد

(OD[1]) گروه متحمل به نمک داشت ولی در گروه شورپسند، غلظت‌های ۵ (۷۸/۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) و ۱۰ (۱۵۶/۲۵ دسی‌زیمنس بر متر) درصد نمک اثر محرکی بر رشد جدایه‌ها نشان داد و اثر منفی در غلظت ۱۵ درصد (۲۳۴/۳۶ دسی‌زیمنس بر متر) مشاهده گردید (شکل ۱).



شکل ۱- اثر نمک کلرید سدیم بر رشد جدایه‌های باکتری.

اثر مایه‌زنی باکتری‌ها بر شاخص‌های رشد و عملکرد کینوا

بر اساس نتایج تجزیه واریانس، اثرات اصلی شوری، باکتری و اثرات متقابل شوری با باکتری (به استثنای وزن خشک ریشه) بر شاخص‌های رشد و عملکرد گیاه معنی‌دار (P <۰/۰۱) شد.

با افزایش سطوح شوری میانگین ارتفاع بوته ابتدا افزایش و سپس کاهش نشان داد (شکل ۲-A). به طوریکه بیشترین مقدار آن با میانگین ۵۶/۳۵ سانتی‌متر در سطح S2 و کمترین مقدار آن با میانگین ۳۶/۳ سانتی‌متر در سطح شوری S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۵۵/۹۵ سانتی‌متر) بدست آمد. همچنین از میان سطوح شوری، بیشترین ارتفاع بوته نیز در تیمارهای B2 و B3 به ترتیب با افزایش معنی دار ۱۵/۴۳ و ۱۴/۷۶ درصد نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری مشاهده گردید.

نتایج مقایسه میانگین‌ها نشان داد که با افزایش سطوح شوری میانگین شاخص کلروفیل (SPAD) به طور معنی‌داری افزایش می‌یابد (شکل ۲-B). به طوریکه بیشترین مقدار آن در سطح شوری S4 بدست آمد که افزایش ۱۲۶ درصد را در مقایسه با شاهد بدون تنش داشت. اثر تیمارهای باکتریایی نیز بر شاخص SPAD تحت سطوح مختلف تنش شوری افزایشی بود. بدین صورت که بیشینه مقدار آن در سطح شوری S1 از تیمار باکتریایی B4 با افزایش ۱۳/۹۳ درصد و در سطح شوری S4 از تیمار B5 با افزایش ۲۶/۶۵ درصد بدست آمد. در سطوح شوری، تیمارهای B5، B3 و B2 به ترتیب باعث افزایش معنی دار ۱۰/۵، ۷/۳۹ و ۴/۹۵ درصد شاخص کلروفیل نسبت به شاهد بدون باکتری شدند.

با افزایش شوری میانگین وزن تر ریشه کاهش یافت. به طوریکه در سطوح شوری S2، S3 و S4 به ترتیب ۳/۲۱، ۳۹/۱۴ و ۶۰/۶۵ درصد در مقایسه با شاهد بدون تنش کاهش نشان داد (شکل ۲-C). طبق نتایج مقایسه میانگین بیشینه مقدار آن در سطح شوری S4 با افزایش ۴۴/۳۹ درصد از تیمارB6 بدست آمد. در کل سطوح شوری، تیمارهای B3، B6 و B2 به ترتیب باعث افزایش معنی‌دار ۱۱/۷، ۷/۵۷ و ۳/۳۶ درصد در مقایسه با شاهد بدون باکتری شدند. همچنین میانگین وزن تر اندام هوایی با افزایش شوری تا سطح S2 افزایش و در سطوح بالاتر کاهش یافت (شکل ۲-D). به طوریکه در سطوح شوری S2، S3 و S4 به ترتیب افزایش معنی‌دار ۲۲/۷ و کاهش ۳/۸۳ و ۲۱/۰۲ درصد را در مقایسه با شاهد بدون تنش

[1] - Optical Density

نشان داد. در همه سطوح شوری، اثر تیمارهای باکتری بر این صفت مثبت بود. به‌طوریکه بیشترین مقدار آن در تیمار B6 با افزایش معنی‌دار ۲۰/۲۷ درصد مشاهده گردید و تیمارهای باکتریایی B2، B3 و B5 به ترتیب با افزایش معنی‌دار ۱۰/۲۷، ۹/۵۸ و ۸/۴۸ درصد در رتبه دوم واقع شدند.

بر اساس نتایج مقایسه میانگین، با افزایش سطوح شوری میانگین وزن خشک ریشه ابتدا افزایش و سپس کاهش می‌یابد (شکل ۲-E). به طوریکه بیشترین مقدار آن در سطح S2 با ۳/۹۶ درصد افزایش و کمترین مقدار آن در سطح شوری S4 با ۷۲/۴ درصد کاهش در مقایسه با شاهد بدون تنش مشاهده شد. در سطوح شوری، بیشینه مقدار آن با افزایش ۲۰/۲۸ درصد از تیمار B3 بدست آمد (بدون اختلاف معنی‌دار با شاهد بدون باکتری). همچنین در همه سطوح شوری نیز تیمار B3 در صدر قرار گرفت.

عملکرد بیولوژیک نیز تحت تاثیر شوری قرار گرفت (شکل۳-A). به طوریکه بیشترین و کمترین مقدار آن به ترتیب در سطوح شوری S2 و S4 بدست آمد که به ترتیب افزایش ۵/۱۳ و کاهش ۳۲/۶۷ درصد را در مقایسه با شاهد بدون تنش نشان داد. همچنین در میان سطوح شوری، بیشترین عملکرد بیولوژیک در تیمار B3 با افزایش ۱۰/۴۱ درصد نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری مشاهده گردید و تیمارهای B2، B6 و B5 با ترتیب با افزایش ۷/۴۴، ۶/۴۹ و ۲/۹۲ درصد نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری در رتبه دوم قرار گرفتند. با افزایش سطوح شوری میانگین کل زیتوده خشک گیاه ابتدا افزایش و سپس کاهش می‌یابد (شکل ۳-B). به طوریکه بیشترین و کمترین مقدار آن به ترتیب در سطوح شوری S2 و 4S بدست آمد که افزایش ۳/۲۹ و کاهش ۴۱/۷۴ درصد را در مقایسه با شاهد بدون تنش نشان داد. در سطوح شوری، بیشترین وزن کل زیتوده خشک در تیمارهای B3 و B2 به ترتیب با افزایش معنی‌دار ۱۲ و ۹/۹۲ درصد نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری مشاهده گردید. در سطوح شوری S1، S2 و S3 نیز بیشینه مقدار کل زیتوده خشک درتیمار باکتریایی B3 مشاهده شد.

با افزایش سطوح شوری میانگین وزن خشک پانیکول به طور معنی‌داری تحت تاثیر قرار گرفت (شکل ۳-C). به طوریکه بیشترین و کمترین مقدار آن به ترتیب در سطوح شوری S2 و S4 بدست آمد که افزایش ۸/۳۲ و کاهش ۳۵/۹۷ درصد را در مقایسه با شاهد بدون تنش نشان داد و در سطوح شوری، تیمارهای B3، B2 و B6 به ترتیب باعث افزایش معنی‌دار ۸/۹۴، ۷/۱۴ و ۳/۷۸ درصد این شاخص نسبت به شاهد بدون باکتری شدند. با افزایش سطوح شوری میانگین عملکرد دانه نیز تحت تاثیر قرار گرفت (شکل ۳-D). به‌طوریکه بیشترین و کمترین مقدار آن به ترتیب در سطوح شوری S2 و S4 بدست آمد که افزایش ۱۵/۵۵ و کاهش ۲۹/۰۳ درصد را در مقایسه با شاهد بدون تنش نشان داد و در سطوح شوری، تیمارهای B3، B2، B5 و B6 باعث افزایش معنی‌دار این شاخص نسبت به شاهد بدون باکتری شدند. به‌طوریکه بیشینه مقدار آن در تیمار B3 با افزایش ۱۱/۰۷ درصد مشاهده شد و تیمار B2 با ۷/۱۱ درصد افزایش عملکرد در جایگاه دوم قرار گرفت.

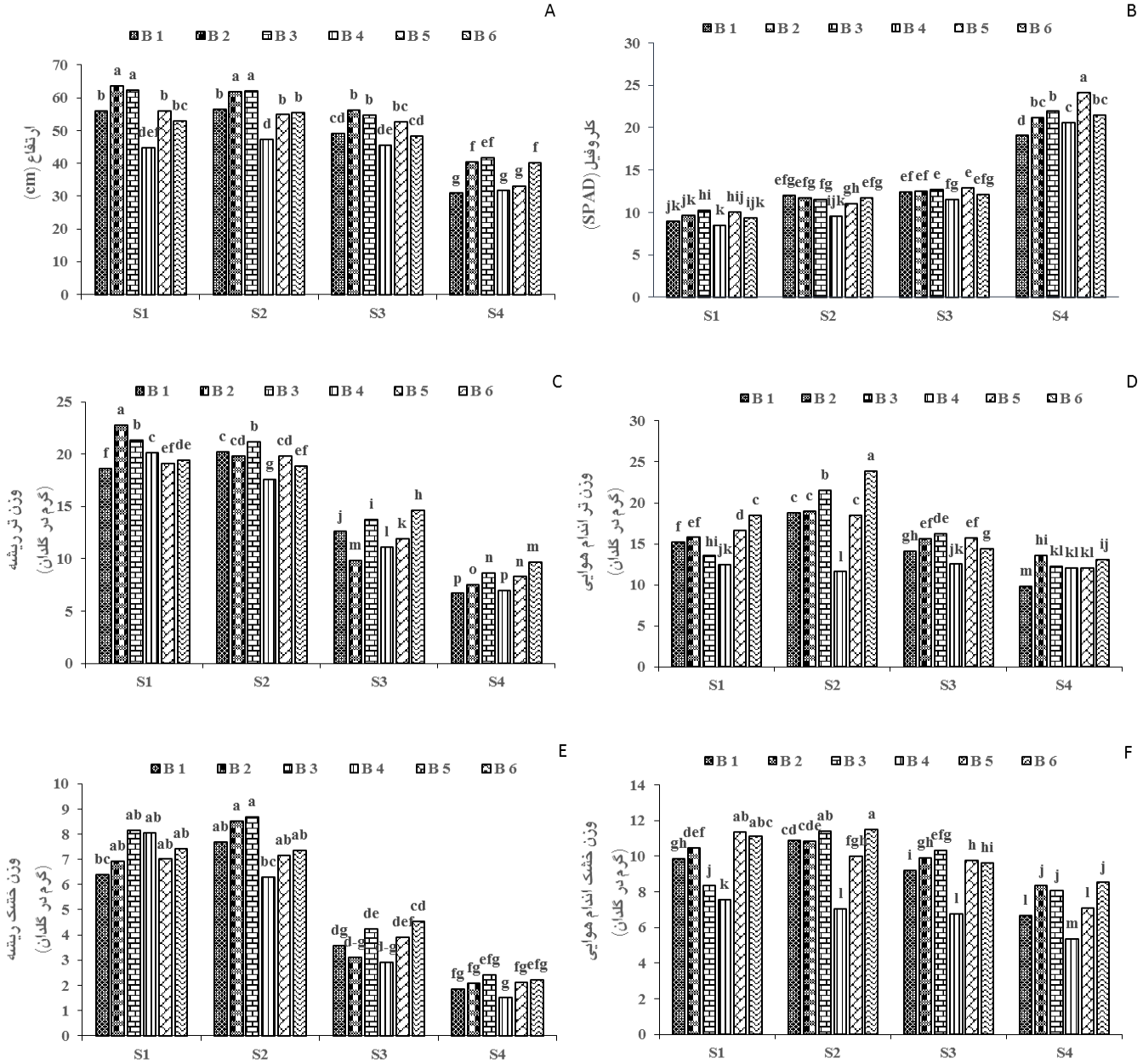
در این پژوهش، شاخص‌های رشد و عملکرد دانه کینوا با افزایش جزیی شوری، افزایش نشان دادند و بیشترین مقادیر آن‌ها در سطح شوری ۷/۵ دسی‌زیمنس بر متر (S2) بدست آمد. به نظر می‌رسد این سطح شوری برای رشد گیاه ایده‌آل می‌باشد. افزایش رشد گیاه کینوا و گیاهان شورپسند دیگر در اثر شوری (تقریبا ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم معادل ۹/۱۴ دسی‌زیمنس بر متر) توسط محقیقین دیگر نیز گزارش شده است (هاریادی و همکاران ۲۰۱۱، عیسی و همکاران ۲۰۱۲). اثر اولیه شوری بر رشد گیاه به دلیل تنش اسمزی است که در نهایت منجر به کاهش پتانسیل آبی گیاه می‌گردد (مونس، ۲۰۰۵). نتایج ما موید این است که کینوا تعادل اسمزی (تعادل آبی) را در پاسخ به شوری حفظ می‌کند. لذا، افزایش رشد گیاه در واکنش به سطح شوری S2، احتمالاً به دلیل افزایش محتوای آب بافت گیاه باشد (پرادو و همکاران ۲۰۰۰، خان و همکاران ۲۰۰۵). این قضیه از روی افزایش شادابی و زیتوده تر ریشه و اندام هوایی گیاهان کینوا استنباط می‌شود. در این پژوهش، شوری-های بالاتر از ۷/۵ دسی‌زیمنس بر متر شاخص‌های رشد (به‌استثنای شاخص کلروفیل) و عملکرد دانه گیاه را کاهش داد و بیشترین اثر منفی در سطح شوری S4 (۲۵ دسی‌زیمنس بر متر) مشاهده گردید. با این حال، گیاه در

بالاترین سطح شوری زنده ماند. به نظر می‌رسد ممانعت از شروع برگ‌زایی و تشکیل برگ‌های جدید، گاهی برگ-های با علایم اختلالات تغذیه‌ای، منجر به کاهش زیتوده و عملکرد گیاه در سطوح تنشی بالاتر می‌گردد. با اینکه، آستانه تحمل به شوری (شروع کاهش معنی‌دار نسبت به بالاترین عملکرد) در سطح ۱۵ دسی‌زیمنس بر متر حصول شد ولی ۵۰ درصد کاهش عملکرد (زیتوده و دانه) می‌تواند در سطح شوری ۲۵ به بالاتر مشاهده گردد. کاهش زیتوده در واکنش با شوری بالا، کاملاً یک روش معمول در گیاهان شورپسند می‌باشد (کویرو و همکاران ۲۰۰۶، گیسلر و همکاران ۲۰۰۹a).

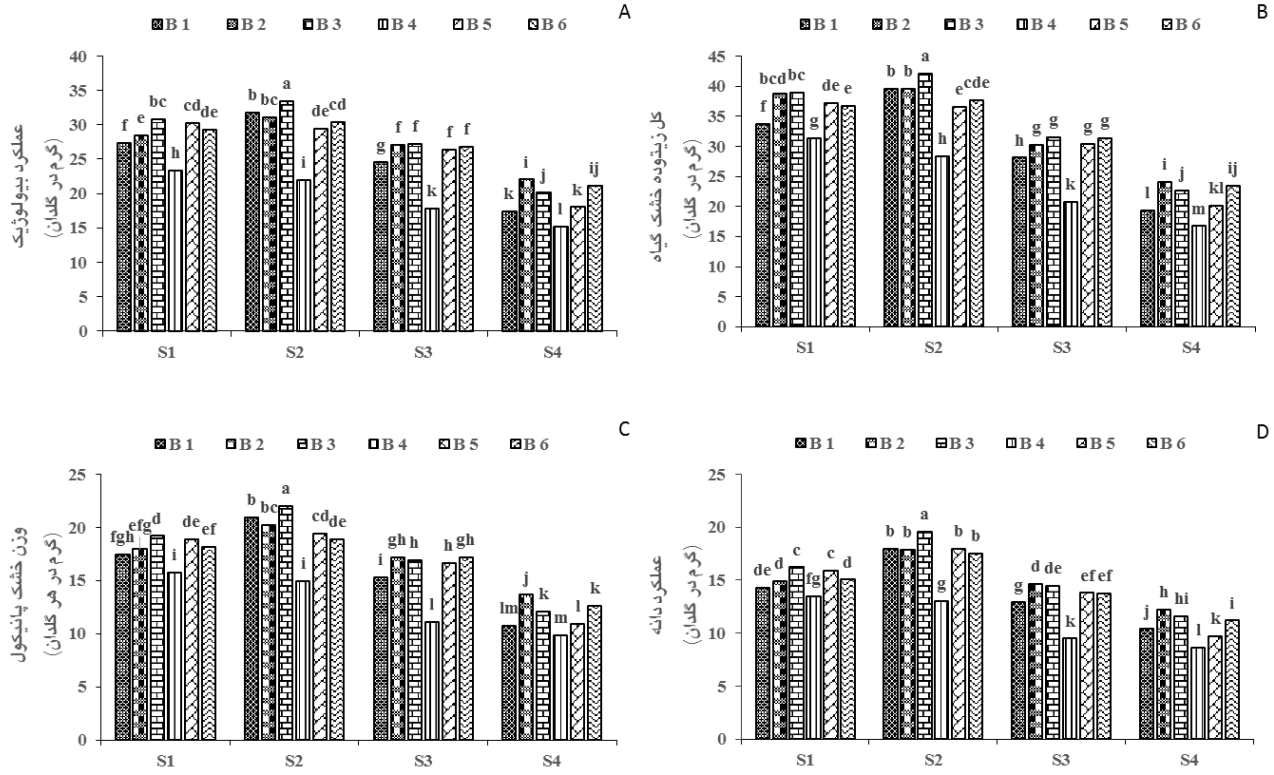
هم‌چنین، اثر منفی شوری بر زیتوده ریشه در مقایسه با اندام هوایی ملموس‌تر بود. احتمالاً اتیلن سبب اختلال در فعالیت متابولیکی و فرآیندهای فیزیولوژیکی می‌شود که این اختلال در ریشه‌ها بیشتر از اندام هوایی می‌باشد. بعلاوه اینکه ریشه‌ها نسبت به اندام هوایی در تماس بیشتر با محلول نمک هستند (مایاک و همکاران ۲۰۰۴). در این پژوهش، با افزایش شوری عدد شاخص کلروفیل برگ‌ها روند صعودی نشان داد که به نظر می‌رسد ناشی از افزایش غلظت و یا تجمع رنگدانه‌ها در اثر تنش باشد. بعلاوه افزایش تجمع ترکیبات نیتروژنه نظیر آمینواسیدها، آمیدها، ایمینواسیدها، ترکیبات آمینی چهارظرفیتی و پلی‌آمین‌ها می‌تواند دلیل دیگری بر افزایش شاخص کلروفیل باشد (منصور ۲۰۰۰).

در کل این نتایج نشان می‌دهد کینوا به عنوان گیاه شورپسند اختیاری بوده و پتانسیل بالایی در تولید زیتوده و دانه تحت تنش شوری S2 دارد. از آنجایی که تولید و عملکرد گیاهان به ظرفیت فتوسنتزی وابسته است، عملکرد دانه تحت تنش شوری شدید (S4) حدود ۲۹/۰۳ درصد کاهش نشان داد (شکل ۳-D). در مطالعاتی که روی برنج صورت گرفته است، کاهش عملکرد دانه را ناشی از کاهش فتوسنتز و فعالیت سنتز نشاسته در زمان پر شدن دانه تحت تنش شوری گزارش کرده‌اند (خان و عبداله ۲۰۰۳). نتایج مشابهی نیز برای گیاه شورپسند *Plantago crassifolia* گزارش شده است (بوسکایو و همکاران ۲۰۰۵). احتمالا در مورد کینوا، شوری از طریق بستن روزنه‌ها و به تبع آن کاهش انتشار دی‌اکسید کربن به سایت‌های کربوکسیلاسیون، فتوسنتز گیاه را تحت تاثیر قرار می‌دهد.

کارایی سویه‌های باکتریایی متحمل به تنش از جنس-های *Pseudomonas*، *Bacillus*، *Azospirillum*، *Klebsiella*و *Ochromobacter* در گیاهان مختلف تحت تنش شوری اثبات شده است (اگامبردیوا و همکاران ۲۰۱۹). همچنین گوپتا و همکاران (۲۰۲۱) اثرات باکتری-های محرک رشد (*Bacillus subtilis* RhStr_71، *Bacillus safensis* RhStr_223 و *Bacillus cereus* RhStr_JH5) را بر تعدیل تنش شوری گیاه *Pisum sativum* بررسی کردند، نتایج نشان داد که این باکتری‌ها منجر به افزایش وزن تر و خشک اندام هوایی و شاخص کلروفیل شدند. در همین راستا، مهدی و همکاران (۲۰۲۰) اثرات باکتری‌های *Enterobacter asburiae* و *Bacillus licheniformis* را بر تعدیل شوری کینوا بررسی کردند. طبق نتایج آنها، مایه‌زنی منجر به افزایش زیتوده و شاخص کلروفیل گیاهان گردید. طی تحقیقی قارچ *Piriformospora indica* از طریق افزایش محتوای آب نسبی برگ‌ها (به دلیل تجمع اسمولیت‌های آلی) و افزایش محتوای شاخص کلروفیل برگ، منجر به افزایش زیتوده گیاهی گردید (فروزی و همکاران ۲۰۱۹). در این پژوهش، مایه‌زنی بذر با باکتری‌های متحمل به نمک با بهبود شاخص‌های رشد، عملکرد کینوا را افزایش داد. با توجه به اثرات مثبت سویه‌های مختلف باکتریایی بر روی تولید زیتوده گیاهان، مشخص است که باکتری‌ها از طریق افزایش وضعیت آبی گیاهان و محتوای شاخص کلروفیل برگ‌ها، وزن زیتوده گیاهان را در مقایسه با گیاهان شاهد افزایش می‌دهند. احتمالاً باکتری‌های محرک رشد با تولید ACC دآمیناز (هیدرولیز ACC به آمونیاک و آلفا کتوبوتیرات)، تولید هورمون‌های گیاهی بویژه اکسین (توسعه سیستم ریشه)، انحلال فسفات و پتاسیم از منابع کم محلول، جذب آب و مواد غذایی را در گیاهان افزایش می‌دهند (سقفی و همکاران ۲۰۱۹).



شکل ۲- ترکیبات تیماری شوری با باکتری برای ارتفاع بوته (A)، شاخص کلروفیل (B)، وزن تر ریشه (C) و اندام هوایی (D)، وزن خشک ریشه (E) و اندام هوایی (F). (میانگین‌های با حروف مشترک فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح ۵ درصد می باشند). تیمارهای باکتری: شاهد (B1) و (*Pseudomonas* sp. OT13- 22 (B2)، *Stenotrophomonas rhizofila* OT29-3 (B3)، *Bacillus velezensis* OT30-5 (B4)، *Peribacillus simplex* Q52-4 (B5) و *Bacillus hynessi* Q41-1 (B6)) حاوی باکتری متحمل به شوری، تنش شوری: ۰/۲ (شاهد S1)، ۷/۵ (S2)، ۱۵ (S3) و ۲۵ (S4) دسی زیمنس بر متر.



شکل۳- ترکیبات تیماری شوری با باکتری برای عملکرد بیولوژیک (A)، کل زیتوده خشک گیاه (B)، وزن خشک پانیکول (C) و عملکرد دانه (D). (میانگین‌های با حروف مشترک فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح ۵ درصد می‌باشند). تیمارهای باکتری: شاهد (B1) و (*Pseudomonas* sp. OT13- 22 (B2)، *Stenotrophomonas rhizofila* OT29-3 (B3)، *Bacillus velezensis* OT30-5 (B4)، *Peribacillus simplex* Q52-4 (B5) و *Bacillus hynessi* Q41-1 (B6)) حاوی باکتری متحمل به شوری، تنش شوری: ۰/۲ (شاهد S1)، ۷/۵ (S2)، ۱۵ (S3) و ۲۵ (S4) دسی زیمنس بر متر.

همچنین در این مطالعه افزایش شاخص کلروفیل در گیاهان مایه‌زنی شده با باکتری‌های محرک رشد حاکی از این‌است که باکتری‌های مولد ACC دآمیناز با ممانعت از سنتز اتیلن تحت تنش، از تجزیه سریع کلروفیل جلوگیری می‌کنند و در نهایت با حفظ ظرفیت فتوسنتزی گیاهان تحت تنش منجر به افزایش عملکرد می‌گردند. شایان ذکر است در این مطالعه سودمندی باکتری‌ها بر رشد ریشه بیشتر از شاخص‌های دیگر بود و در این میان باکتری‌های مولد IAA (B2، B5 و B6) نسبت به B3 تاثیر چندانی بر وزن خشک ریشه نداشتند. می‌توان اینگونه اظهار داشت با اینکه تولید IAA توسط باکتری‌ها منجر به تشکیل ریشه‌های جانبی و تعداد زیادی ریشه‌های کل، و نهایتا توسعه سیستم ریشه‌ای می‌شود. اما الزاما تاثیری در رشد طولی ریشه و زیتوده خشک آن ندارد.

در مجموع نتایج ما نشان داد که در خصوص افزایش رشد کینوا تیمار B3 بهتر عمل کرده است. که احتمالاً به دلیل کارایی بالاتر این باکتری در تحمل شرایط تنشی (شکل ۱) و کلنیزاسیون موثر در ریزوسفر این گیاه باشد. در یک مطالعه مشخص شده است که سازگاری بهتر باکتری‌های محرک رشد به شرایط تنشی با کلنیزاسیون موثر ریشه، توانایی حل‌کنندگی فسفات و تثبیت نیتروژن همبستگی دارد (نادیم و همکاران ۲۰۰۷). در همین راستا، نوید و همکاران (۲۰۱۴) گزارش کردند که بین کارایی کلنیزاسیون بالاتر ریزوسفر و افزایش رشد گیاه همبستگی وجود دارد.

اثر مایه‌زنی باکتری‌ها بر مقدار جذب سدیم، پتاسیم و فسفر کینوا

بر اساس نتایج تجزیه واریانس، اثرات اصلی شوری، باکتری و اثرات متقابل شوری با باکتری بر بر مقدار جذب سدیم، پتاسیم و فسفر معنی‌دار (P <۰/۰۱) شد.

با افزایش سطوح شوری مقدار جذب سدیم ریشه ابتدا افزایش و سپس کاهش می‌یابد (شکل ۴-A). به طوریکه بالاترین مقدار آن با میانگین ۲۷/۵۸ میلی‌گرم در گلدان در سطح S2 و کمترین مقدار آن با میانگین ۱۶/۸۷ میلی-گرم در گلدان در سطح شوری S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۲۶/۲۵ میلی‌گرم در گلدان) بدست آمد. در سطوح شوری، بیشترین مقدار جذب سدیم ریشه در تیمارهای B2، B3 و B6 به ترتیب با افزایش معنی دار ۲۹/۰۴، ۱۲/۵۳ و ۹/۸ درصد نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری مشاهده گردید. طبق نتایج مقایسه میانگین نیز در سطوح شوری S1، S2 و S3 بیشنه مقدار جذب سدیم به ترتیب با افزایش ۵۹/۷۹، ۴/۰۹ و ۵۶/۹۱ درصد در تیمار باکتریایی B2 بدست آمد. با افزایش سطوح شوری میانگین جذب سدیم اندام هوایی افزایش می‌یابد (شکل ۴-B). به طوریکه بالاترین مقدار آن با میانگین ۲۵۱/۹۱ میلی‌گرم در گلدان در سطح شوری S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۷۳/۲۸ میلی‌گرم در گلدان) بدست آمد. در مجموع سطوح شوری، بیشترین مقدار جذب سدیم اندام هوایی در تیمار B6 با میانگین ۱۶۲/۹۴ میلی‌گرم در گلدان نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری (با میانگین ۵۳/ ۱۱۹ میلی‌گرم در گلدان) مشاهده گردید. نتایج مقایسه میانگین نشان داد که در سطوح شوری S1، S2 و S3 نیز بیشینه مقدار این شاخص از تیمار باکتریایی B6 بدست می‌آید.

با افزایش سطوح شوری مقدار جذب پتاسیم ریشه ابتدا افزایش و سپس کاهش می‌یابد (شکل ۴-C). به طوریکه بالاترین مقدار آن با میانگین ۱۴/۲ میلی‌گرم در گلدان در سطح شوری S2 و کمترین مقدار آن با میانگین ۲/۹ میلی‌گرم در گلدان در سطح شوری S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۸/۴۴ میلی‌گرم در گلدان) بدست آمد و در سطوح شوری، بیشترین مقدار آن در تیمار B2 با میانگین ۱۸/۰۹ میلی‌گرم در گلدان نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری (با میانگین ۵/۰۶ میلی‌گرم در گلدان) مشاهده گردید. بر اساس نتایج مقایسه میانگین در سطوح شوری S2 و S3 بیشنه مقدار جذب پتاسیم به ترتیب با افزایش ۸۳ و ۱۵۸ درصد در تیمار باکتریایی B2 بدست آمد ولی در سطح شوری S4 تیمار B6 باعث افزایش معنی‌دار ۵۳۸ درصد این شاخص در مقایسه با تیمار شاهد بدون باکتری شد. با افزایش سطوح شوری مقدار جذب پتاسیم اندام هوایی افزایش می‌یابد (شکل ۴-D). به طوریکه بالاترین مقدار آن با میانگین ۲۳۰/۱۴۳ میلی‌گرم در گلدان در سطح شوری S3 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۱۴/ ۲۱۲ میلی‌گرم در گلدان) بدست آمد. در سطوح شوری، بیشترین مقدار آن در تیمار B3 با میانگین ۲۵۸/۹۴ میلی‌گرم در گلدان نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری (با میانگین ۲۱۲/۰۵ میلی‌گرم در گلدان) مشاهده گردید. در سطح شوری S2 تیمار باکتریایی B6 با ۴۰/۹۶ درصد و در سطح S3، B3 با ۳۸/۲۳ درصد در مقدار جذب پتاسیم اندام هوایی نسبت به شاهد بدون باکتری بیشینه مقادیر افزایش را به خود اختصاص دادند.

با افزایش شوری تا سطح S2 میانگین K/Na ریشه افزایش و در سطوح بالاتر شوری کاهش می‌یابد (شکل ۴-E). به طوریکه بیشترین و کمترین مقادیر آن با میانگین ۰/۴۷ و ۰/۱۵۸ به ترتیب در سطوح شوری S2 و S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۰/۳۲) بدست آمد. در سطوح شوری، بیشترین مقدار آن در تیمارهای B2 و B6 به ترتیب با میانگین ۰/۶ و ۰/۲۷ نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری (با میانگین ۰/۲۲) مشاهده گردید. طبق نتایج مقایسه میانگین در سطوح شوری S2 و S3 بیشینه مقدار K/Na ریشه به ترتیب با افزایش ۳۴۲ و ۱۶۸ درصد در تیمار باکتریایی B2 بدست آمد ولی در سطح شوری S4 تیمار B6 باعث افزایش معنی‌دار ۳۵۴ درصد این شاخص در مقایسه با تیمار شاهد بدون باکتری شد. با افزایش سطوح شوری میانگین K/Na اندام هوایی کاهش می‌یابد (شکل ۴-F). به طوریکه کمترین مقدار آن با میانگین ۰/۸۹ در سطح شوری S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۳/۰۷۲) بدست آمد. بیشترین مقدار آن در تیمارهای B4 و B3 به ترتیب

با میانگین ۲/۳۷ و ۲/۳۱ نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری (با میانگین ۲/۲۴) مشاهده گردید.

با افزایش سطوح شوری مقدار جذب فسفر ریشه کاهش می‌یابد (شکل ۵-A). به طوریکه کمترین مقدار آن با میانگین ۲/۷۷ میلی‌گرم در گلدان در سطح شوری S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۱۱/۱۴ میلی-گرم در گلدان) بدست آمد و بیشترین مقدار آن در تیمارهای B2 و B3 به ترتیب با میانگین ۸/۷۱ و ۸/۱۳ میلی‌گرم در گلدان نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری (با میانگین ۶/۰۷ میلی‌گرم در گلدان) مشاهده گردید. با افزایش سطوح شوری مقدار جذب فسفر اندام هوایی کاهش یافت (شکل ۵-B). به طوریکه کمترین مقدار آن با میانگین ۷/۲۳ میلی‌گرم در گلدان در سطح شوری S4 در مقایسه با شاهد بدون تنش (با میانگین ۹/۲۴ میلی‌گرم در گلدان) بدست آمد. در میان سطوح شوری، بیشترین مقدار آن در تیمار B6 با میانگین ۹/۶۶ میلی‌گرم در گلدان نسبت به تیمار شاهد بدون باکتری (با میانگین ۸/۷۴ میلی‌گرم در گلدان) مشاهده گردید. در سطوح شوری S1 و S2 بیشنه مقدار جذب فسفر به ترتیب با افزایش ۲۵/۶۳ و ۱۴/۵۱ درصد در تیمار باکتریایی B6 بدست آمد ولی در سطح شوری S3 تیمار B2 باعث افزایش معنی‌دار ۲۵/۳۴ درصد این شاخص در مقایسه با تیمار شاهد بدون باکتری شد.

گزارش شده است در بسیاری از گونه‌های گیاهی شورپسند، تعادل اسمزی بواسطه تجمع توده‌ای یون‌های معدنی حاصل می‌شود که این فرآیند در مقایسه با تجمع اسمولیت‌های آلی (نظیر بتائین، پرولین و غیره) به انرژی کمتری نیاز دارد (گلزار و همکاران ۲۰۰۵، مارکوم ۲۰۰۶، کویرو و همکاران ۲۰۱۱). با این حال، تجمع بیش از حد نمک منجر به سمیت و یا عدم تعادل یونی می‌شود. لذا برای تنظیم غلظت‌های سدیم و کلر داخلی، گیاه باید با مکانیسم‌های متحمل و یا اجتناب کارآمدی همراه باشد (کویرو و همکاران ۲۰۰۶). نتایج ما نشان داد در سطوح شوری کم (S۲) سدیم در ریشه و با افزایش شوری (S۳ و S۴) ترجیحا در بخش‌های هوایی تجمع می‌یابد (شکل ۴). توانایی کینوا برای رشد و زنده‌مانی در سطح شوری S۴ موید این است که این گونه برای جذب، انتقال و توزیع بیش از حد یون‌ها در داخل گیاه، کنترل سخت‌گیرانه‌ای دارد (مونس و تستر ۲۰۰۸). لذا در این مطالعه، کینوا غالباً از الگوی تجمع سدیم در بخش هوایی پیروی می‌کند که می‌تواند به دلیل افزایش گزینشی جذب یون پتاسیم نسبت سدیم در سطح ریشه و ظرفیت بالای انتقال سدیم در مقابل پتاسیم از ریشه به سمت بخش هوایی باشد (شکل ۴). نتایج ما نشان داد که تجمع سدیم با کاهش قابل ملاحظه مقدار جذب پتاسیم در بافت ریشه همراه است. نتایج مشابهی نیز در آزمایشات قبلی مشاهده گردیده است که می‌تواند به دلیل رقابت پتاسیم و سدیم در مکان-های جذب (زوو ۲۰۰۳) یا تغییرات در پایداری ساختار غشا بواسطه جایگزینی کلسیم با سدیم (تستر و داونپورت ۲۰۰۳) باشد. گزارش شده است تحمل به شوری به توانایی گیاهان در حفظ نسبت پتاسیم به سدیم مربوط می‌شود تا حفظ غلظت پایین سدیم (گورای و همکاران ۲۰۱۰، بیات و همکاران ۲۰۱۱). کاهش در نسبت پتاسیم به سدیم تحت تنش شوری در بسیاری از گونه های شورپسند گزارش شده است (راموس و همکاران ۲۰۰۴).

وقتی غلظت سدیم محیط بالاست، جذب سدیم توسط کانال‌های کاتیونی غیرانتخابی و HKT[2] در غشای پلاسمای افزایش یافته و بدین ترتیب نسبت پتاسیم به سدیم کاهش می‌یابد (کادر و لیندبرگ ۲۰۰۵، آلمیدا و همکاران ۲۰۱۷). بعلاوه، ورود سدیم به داخل سلول منجر به از هم گسیختگی و غیرقطبی شدن غشا و نشت پتاسیم از طریق فعال‌سازی کانال‌های اصلاح کننده پتاسیم بیرونی و کانال های کاتیونی غیرانتخابی می‌شود (شابالا و همکاران ۲۰۱۵، گول و همکاران ۲۰۱۹). محققان دیگر معتقدند که خروج پتاسیم از گیاهان برنج و جو تحت تنش شوری ناشی از هم گسیختگی غشایی است (گول و همکاران ۲۰۱۹). با این حال، حفظ نسبت بالای پتاسیم به سدیم درون سلول برای رشد و توسعه گیاهان تحت تنش یک مکانیسم حیاتی است (سان و همکاران ۲۰۱۷). قابل

[2] - High-affinity Potassium Transporter

ذکر است که در این مطالعه، کینوا تا سطح شوری S۳ توانست نسبت پتاسیم به سدیم به ویژه ریشه را در سطح مناسبی حفظ کند (شکل ۴). لذا این مزیتی است که دسترسی پتاسیم را به مکان‌های در حال رشد فعال از لحاظ متابولیکی (جایی که تقاضای متابولیکی برای پتاسیم و حساسیت به سدیم در بالاترین حد خود قرار دارد) افزایش می‌دهد. از طرفی نتایج آنالیز فسفر در ریشه و اندام هوایی کینوا نشان می‌دهد که تجمع آن عمدتاً در بخش هوایی اتفاق می‌افتد. بنابراین می‌توان اظهار داشت که کینوا در وهله اول برای ایجاد تعادل اسمزی و بعد تعادل یونی از مکانیسم تجمع یونی (سدیم و پتاسیم) در اندام هوایی استفاده می‌کند. در همین راستا، اشرف و همکاران (۲۰۰۶) بیان داشتند گیاهان از تجمع بیش از حد یونی در بافت‌های ریشه اجتناب می‌کنند.

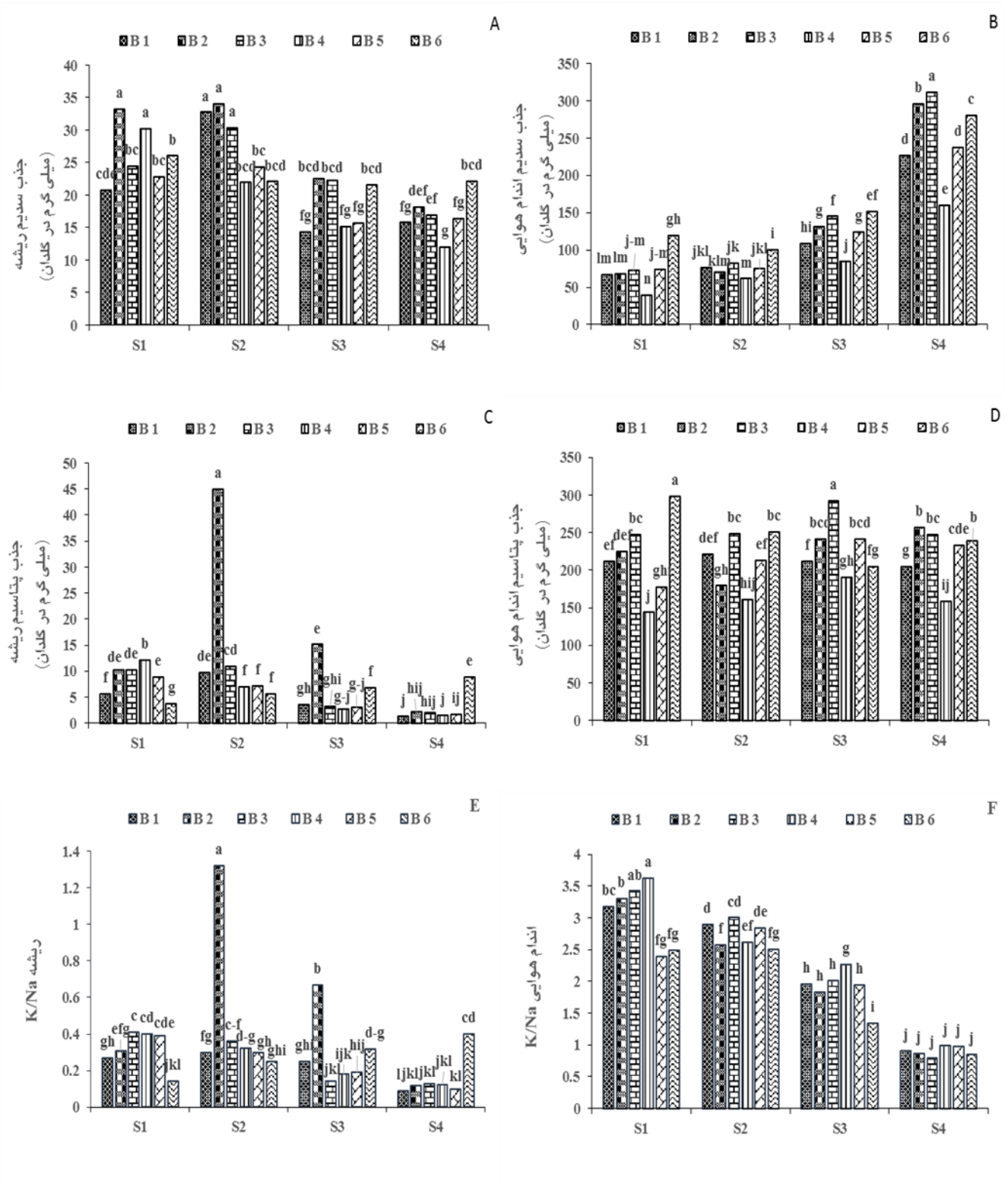
گزارش شده است که گیاهان مایه‌زنی شده با باکتری‌های محرک رشد قادر به حفظ نسبت بالای پتاسیم به سدیم می‌باشند که شاخصی از تحمل شوری است (مونس و تستر ۲۰۰۸، زی و همکاران ۲۰۱۷). طی تحقیقی مشخص شد باکتری‌های محرک رشد گیاه با تنظیم جذب مواد غذایی (افزایش نسبت پتاسیم به سدیم) و حفظ تعادل بین این عناصر، رشد گیاهان تنشی را تعدیل می‌کنند (نادیم و همکاران ۲۰۰۶). عبدالعزیز و همکاران (۲۰۱۷) نشان دادند که *P. indica* با القای بیان کانال های یون HKT1، KAT1[3] و KAT2[4] در گیاهان *آرابیدوپسیس*، نسبت پتاسیم به سدیم را افزایش می‌دهند. مهدی و همکاران (۲۰۲۰) گزارش کردند در اثر مایه‌زنی گیاه کینوا با باکتری‌های *Enterobacter asburiae* و *Bacillus licheniformis* تحت تنش شوری، جذب فسفر و پتاسیم اندام هوایی افزایش می‌یابد. باست‌میا و همکاران (۲۰۱۰) گزارش کردند که باکتری‌های مولد IAA بواسطه توسعه سیستم ریشه‌ای گیاهان منجر به اشغال حجم کافی از خاک منطقه اطراف ریشه گیاهان می‌شوند که این حجم از خاک در عرضه عناصر غیرمتحرک نظیر فسفر و پتاسیم نقش دارد.

بر اساس یافته‌های تحقیق ما، این اولین گزارشی است مایه‌زنی کینوا با باکتری‌های محرک رشد منجر به افزایش جذب سدیم در ریشه و بویژه اندام هوایی می‌شود. به نظر می‌رسد با توجه به تمایل ذاتی کینوا در ذخیره واکوئلی سدیم، همزیستی بین باکتری‌ها و گیاه به سمتی سوق پیدا می‌کند که این ویژگی همچنان حفظ شود. این قضیه از روی نتایج استنباط می‌گردد (شکل ۴). هم چنین نتایج ما موید این‌است که باکتری‌ها در توزیع و انتقال سدیم بین ارگان‌های مختلف گیاه دخیل هستند بطوریکه در ریشه تیمار B2 و در اندام هوایی B6 حداکثر پتانسیل را در تجمع سدیم از خود نشان دادند که به نظر می‌رسد شرایط نرمال و شرایط تنش جزیی برای رشد B2و شرایط تنشی برای B6 ایده‌آل باشند (شکل ۱).

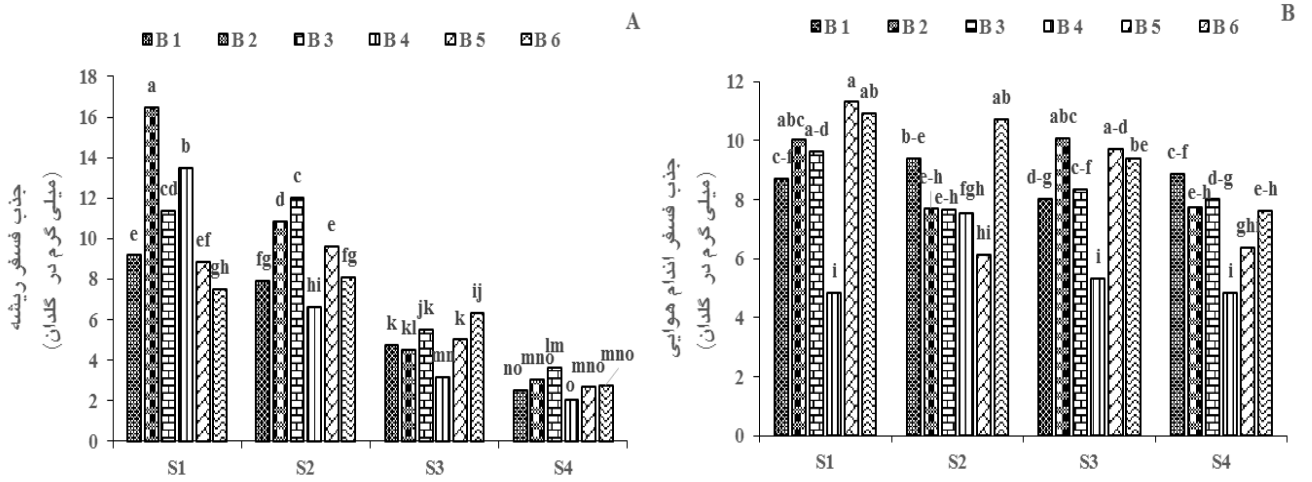
در مورد پتاسیم ریشه و اندام هوایی نیز باکتری‌ها منجر به افزایش جذب آن توسط گیاه شدند و این اثر در ریشه ملموس‌تر بود. در این خصوص نیز B2 بیشترین کارایی را نشان داد. احتمالاً برای برقراری تعادل اسمزی بیشترین مقدار جذب پتاسیم در این تیمار اتفاق افتاده است. همچنین، نتایج نشان داد که در گیاهان مایه‌زنی شده نسبت پتاسیم به سدیم به ویژه در ریشه تا سطح S3در حد مناسبی حفظ شد. که نشانگر افزایش تحمل شوری گیاهان تیمار شده می‌باشد. در این مطالعه تیمارهای B2 و B6 حداکثر کارایی را در افزایش جذب فسفر ریشه و اندام هوایی تحت تنش شوری نشان دادند. از آنجایی‌که توان انحلال فسفات این باکتری‌ها تحت تنش نسبت به سایر باکتری‌ها حداکثر افزایش را دارد (جدول ۱)، لذا این اثر در مقدار فسفر گیاه نمایان می‌شود.

[3] - Potassium Channel in *Arabidopsis Taliana* 1

[4] - Potassium Channel in *Arabidopsis Taliana* 2



شکل ۴- ترکیبات تیماری شوری با باکتری برای مقدار جذب سدیم ریشه (A) و اندام هوایی (B)، مقدار جذب پتاسیم ریشه (C) و اندام هوایی(D)، نسبت K/Na ریشه (E) و اندام هوایی (F). (میانگین‌های با حروف مشترک فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح ۵ درصد می باشند). تیمارهای باکتری: شاهد (B1) و (*Pseudomonas* sp. OT13- 22 (B2)، *Stenotrophomonas rhizofila* OT29-3 (B3)، *Bacillus velezensis* OT30-5 (B4)، *Peribacillus simplex* Q52-4 (B5) و *Bacillus hynessi* Q41-1 (B6)) حاوی باکتری متحمل به شوری، تنش شوری: ۰/۲ (شاهد S1)، ۷/۵ (S2)، ۱۵ (S3) و ۲۵ (S4) دسی زیمنس بر متر.



شکل ۵- ترکیبات تیماری شوری با باکتری برای مقدار جذب فسفر ریشه (A) و اندام هوایی (B). (میانگین‌های با حروف مشترک فاقد اختلاف معنی‌دار در سطح ۵ درصد می باشند). تیمارهای باکتری: شاهد (B1) و (*Pseudomonas* sp. OT13- 22 (B2)، *Stenotrophomonas rhizofila* OT29-3 (B3)، *Bacillus velezensis* OT30-5 (B4)، *Peribacillus simplex* Q52-4 (B5) و *Bacillus hynessi* Q41-1 (B6)) حاوی باکتری متحمل به شوری، تنش شوری: ۰/۲ (شاهد S1)، ۷/۵ (S2)، ۱۵ (S3) و ۲۵ (S4) دسی زیمنس بر متر.

نتیجه‌گیری

نتایج ما نشان داد کینوا رقم Titicaca به عنوان گیاه شورپسند اختیاری، برای دستیابی به حداکثر پتانسیل تولیدی به مقدار۸۲ میلی‌مولار نمک کلرید سدیم (۷/۵ دسی‌زیمنس بر متر) نیاز دارد. با این حال با افزایش سطوح شوری علی‌رغم توان زنده‌ماندن و تولید دانه در شوری ۲۵ دسی‌زیمنس بر متر، شاخص‌های رشد گیاه نظیر زیتوده تر و خشک ریشه و اندام هوایی، ارتفاع بوته، عملکرد دانه، جذب عناصر غذایی فسفر، پتاسیم به‌ویژه در ریشه کاهش یافت. مایه‌زنی گیاهان با باکتری‌های محرک رشد متحمل به شوری از طریق افزایش شاخص-های فوق منجر به تعدیل تنش (به استثنای S2) در کینوا گردید. به‌نظر می‌رسد سطح شوری S2 به‌ویژه برای گیاه شرایط ایده‌آل بوده و با افزایش سطوح شوری بهره‌مندی گیاه از مشارکت باکتری بیشتر نمود پیدا می‌کند. در بین تیمارهای باکتری، B4 اثر منفی بر شاخص‌های رشد گیاه نشان داد که احتمالاً برخی متابولیت‌های بازدارنده رشد گیاه تولید کرده است که نیاز به مطالعه بیشتر دارد. در سطوح شوری S3 و S4، تیمار باکتریایی B3 حداکثر کارایی را بر افزایش رشد و عملکرد کینوا نشان داد که می‌تواند به کلنیزاسیون بهتر ریشه توسط این باکتری مرتبط باشد. لذا از میکروفلور بومی سازگار شده به شرایط شور نظیر باکتری B3 (شورپسند اختیاری با بیشینه رشد در شوری ۱۵۶/۲۵ دسی‌زیمنس بر متر و مولد صفات محرک رشد گیاه در شرایط نرمال و حتی حضور نمک) می‌توان برای تهیه زادمایه میکروبی جهت مایه‌زنی گیاهان رشد یافته در شرایط تنش به خصوص کینوا استفاده کرد. با این حال، بررسی‌های بیشتری لازم است تا پتانسیل و کارایی این باکتری در شرایط مزرعه اثبات گردد.

سپاسگزاری

مقاله حاضر بخشی از رساله مقطع دکتری تخصصی بوده که در آزمایشگاههای میکروبیولوژی خاک و گلخانه گروه علوم و مهندسی خاک دانشکده کشاورزی دانشگاه تبریز انجام شده است که بدینوسیله نویسندگان مقاله از حمایت‌های آنان قدردانی می نمایند.

منابع مورد استفاده

Abdelaziz ME, Kim D, Ali S, Fedoroff NV and Al-Babili S. 2017. The endophytic fungus *Piriformospora indica* enhances *Arabidopsis thaliana* growth and modulates Na^+/K^+ homeostasis under salt stress conditions. Plant Science, 263:107-115.

Akhtar SS, Andersen MN, Naveed M, Zahir ZA and Liu F. 2015. Interactive effect of biochar and plant growth-promoting bacterial endophytes on ameliorating salinity stress in maize. Functional Plant Biology, 42(8):770–781.

Ali Ahyaei M and Behbehanizadeh AA. 1993. Description of soil chemical analysis methods (Volume 1). Publication 893, Soil and Water Research Institute, Agricultural Research and Training Organization, Ministry of Agriculture, Tehran.

Almeida DM, Oliveira MM and Saibo NJ. 2017. Regulation of Na^+ and K^+ homeostasis in plants: towards improved salt stress tolerance in crop plants. Genetics and Molecular Biology, 40:326-345.

Ashraf M, Hameed M, Arshad M, Ashraf Y and Akhtar K. 2006. Salt tolerance of some potential forage grasses from Cholistan Desert of Pakistan. In: Khan MA, Weber DJ (eds) Ecophysiology of high salinity tolerant plants. Tasks for Vegetation Science 40. Springer Verlag, Dordrecht, 31–54.

Baset Mia MA. Shamsuddin ZH and Maziah M. 2010. Use of Plant Growth Promoting Bacteria in Banana: A NewInsight for Sustainable Banana Production. International Journal of Agriculture and Biology, 12(3):459-467.

Bayat F, Shiran B and Belyaev DV. 2011. Overexpression of HvNHX2, a vacuolar Na/H antiporter gene from barley, improves salt tolerance in *Arabidopsis thaliana*. Journal of the American Chemical Society, 5(4):428-432.

Boscaiu M, Estrelles E, Soriano P and Vicente O. 2005. Effects of salt stress on the reproductive biology of the halophyte *Plantago crassifolia*. Biologia Plantarum, 49:141–143.

Egamberdieva D, Wirth S, Bellingrath-Kimura SD, Mishra J and Arora NK. 2019. Salt-Tolerant Plant Growth Promoting Rhizobacteria for Enhancing Crop Productivity of Saline Soils. Frontiers in Terrestrial Microbiology, 10: 2791.

Eisa S, Hussin S, Geissler N and Koyro HW. 2012. Effect of NaCl salinity on water relations, photosynthesis and chemical composition of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as a potential cash crop halophyte. Journal of the American Chemical Society, 6(2):357-368.

Flowers TJ. 2004. Improving crop salt tolerance. Journal of Experimental Botany, 55:307–319.

Forouzi A, Ghasemnezhad A and Ghorbani Nasrabad R. 2019. Effects of Growth Stimulator Microbes on Growth and Ions Concentration of Stevia under Salinity Stress Conditions. International Journal of Horticultural Science and Technology, 6(2): 217-236.

Geissler N, Hussin S and Koyro HW. 2009a. Interactive effects of NaCl salinity, elevated atmospheric CO_2 concentration on growth, photosynthesis, water relations and chemical composition of the potential cash crop halophyte *Aster tripolium* L. Environmental and Experimental Botany, 65:220–231.

Geissler N, Hussin S, Koyro HW. 2010. Elevated atmospheric CO_2 concentration enhances salinity tolerance in *Aster tripolium* L. Planta, 231: 583–594.

Gorai M, Ennajeh M, Khemira H and Neffati M. 2010. Combined effect of NaCl-salinity and hypoxia on growth, photosynthesis, water relations and solute accumulation in *Phragmites australis* plants. Flora, 205:462–470.

Gul M, Wakeel A, Steffens D and Lindberg S. 2019. Potassium-induced decrease in cytosolic Na^+ alleviates deleterious effects of salt stress on wheat (*Triticum aestivum* L.). Plant Biology, 4: 1-23.

Gulzar S, Khan MA, Ungar IA and Liu X. 2005. Influence of salinity on growth and osmotic relations of *Sporobolus ioclados*. Pakistan Journal of Botany, 37:119–129.

Gupta A, Rai S, Bano A, Khanam A, Sharma S and Pathak N. 2021. Comparative Evaluation of Different Salt-Tolerant Plant Growth-Promoting Bacterial Isolates in Mitigating the Induced Adverse Effect of Salinity in *Pisum sativum*. Biointerface Research in Applied Chemistry, 11: 13141 – 13154.

Gupta, P.K. 2000. Soil, plant, water and fertilizer analysis Agrobios, New Delhi, India.

Hariadi Y, Marandon K, Tian Y, Jacobsen SE and 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.

Hirose Y, Fujita T, Ishii T and Ueno N. 2010. Antioxidative properties and flavonoid composition of *Chenopodium quinoa* seeds cultivated in Japan. Food Chemistry, 119:1300–1306.

Jeon JS, Lee SS, Kim HY, Ahn TS and Song HG. 2003. Plant growth promoting in soil by some inoculated microorganism. Journal of Microbiology, 271-276.

Jones BJ. 2001. Laboratory Guide for Conducting Soil Tests and Plant Analysis. CRC Press, USA.

Kader MA and Lindberg S. 2005. Uptake of sodium in protoplasts of salt-sensitive and salt-tolerant cultivars of rice, *Oryza sativa* L. determined by the fluorescent dye SBFI. Journal of Experimental Botany, 56(422): 3149-3158.

Khademi Z, Rezaei H, Malkouti MJ and Mohajer Milani P. 2000. Optimum nutrition of rapeseed. Agricultural Education Publication, Ministry of Agriculture, Tehran.

Khan MA and Abdullah Z. 2003. Salinity-sodicity induced changes in reproductive physiology of rice (*Oryza sativa*) under dense soil conditions. Environmental and Experimental Botany, 49:145–157.

Khan MA, Ungar IA and Showalter AM. 2005. Salt stimulation and tolerance in an intertidal stem-succulent halophyte. Journal of Plant Nutrition, 28:1365–374.

Koyro HW, Geissler N, Seenivasan R and Huchzermeyer B. 2011. Plant Stress Physiology; Physiological and Biochemical Strategies Allowing to Thrieve Under Ionic Stress. In: Pessarakli M (ed) Handbook of Plant and Crop Stress, 3th edn. CRC press, Taylor & Francis Group, 1051–1094.

Koyro HW. 2006. Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of the potential cash crop halophyte *Plantago coronopus* (L.). Environmental and Experimental Botany, 56:136–146.

Läuchli A, and Grattan SR. 2007. Plant growth and development under salinity stress. In: Jenks MA, Hasegawa PM, Jain SM (eds) Advances in Molecular Breeding Toward Drought and Salt Tolerant Crops. Springer, Dordrecht, Netherlands.

Mahdi I, Fahsi N, Hafidi M, Allaoui A and Biskri L. 2020. Plant Growth Enhancement using Rhizospheric Halotolerant Phosphate Solubilizing Bacterium *Bacillus licheniformis* QA1 and *Enterobacter asburiae* QF11 Isolated from *Chenopodium quinoa* Willd. Microorganisms, 8: 948-969.

Mansour MMF. 2000. Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. Biologia Plantarum, 43: 491–500.

Marcum KB. 2006. Saline tolerance physiology in grasses. In: Khan MA, Weber DJ (eds) Ecophysiology of High Salinity Tolerant Plants. Task Veg Sci. 40. Springer Verlag, Dordrecht, 157–172.

Maughan PJ, Turner TB, Coleman CE, Elzinga DB, Jellen EN, Morales JA, Udall JA, Fairbanks DJ and Bonifacio A. 2009. Characterization of Salt Overly Sensitive 1 (SOS 1) gene homoeologs in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Genome 52:647– 657.

Mayak S. Tirosh T and Glick BR. 2004. Plant growth-promoting that confer resistance to water stress in tomatoes and peppers. Plant Science, 166: 525–530.

Mujica A, Jacobsen SE and Izquierdo J. 2001. Resistencia a factores adversos de la quinua, in Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). In: Mujica A, Jacobsen SE, Izquierdo J, Marathee JP (eds) Ancestral Cultivo Andino, Alimento del Presente y Futuro. FAO, UNA-Puno, CIP, Santiago, 162–183.

Munns R and Tester M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. Annual Review of Plant Biology, 59: 651–681.

Munns R. 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together. New Phytologist, 167: 645–63.

Nadeem SM, Zahir ZA, Naveed M and Arshad M. 2007. Preliminary investigations on inducing salt tolerance in maize through inoculation with rhizobacteria containing ACC deaminase activity. Canadian Journal of Microbiology, 53: 1141–1149.

Nadeem SM, Zahir ZA, Naveed M, Arshad M and Shahzad SM. 2006. Variation in growth and ion uptake of maize due to inoculation with plant growth promoting rhizobacteria under salt stress. Plant Soil and Environment, 25: 78-84.

Naveed M, Mitter B, Reichenauer TG, Wieczorek K and Sessitsch A. 2014. Increased drought stress resilience of maize through endophytic colonization by *Burkholderia phytofirmans* PsJN and *Enterobacter sp*, FD17. Environmental and Experimental Botany, 97: 30–39.

Patten CL and Glick BR. 2002. Role of pseudomonas putida indoleacetic acid in development of the host plant root system. Applly of Environmental Microbiology, 68: 3795–3801.

Penrose DM and Glick BR. 2003. Methods for isolating and characterizing ACC deaminase-containing plant growth-promoting rhizobacteria. Physiology of Plant, 118:10–15.

Prado FE, Boero C, Gallarodo M and Gonzalez JA. 2000. Effect of NaCl on germination, growth and soluble sugar content in *Chenopodium quinoa* willd seeds. Botanical Bulletin Academia Sinica, 41:27–34.

Qadir M, Tubeileh A, Akhtar J, Larbi A, Minhas PS and Khan MA. 2008. Productivity enhancement of salt-affected environments through crop diversification. Land Degradation and Development, 19: 429–453.

Ramadoss D, Lakkineni VK, Bose P, Ali S and Annapurna K. 2013. Mitigation of salt stress in wheat seedlings by halotolerant bacteria isolated from saline habitats. SpringerPlus, 2: 6.

Ramos J, Lopez MJ and Benlloch M. 2004. Effect of NaCl and KCl salts on the growth and solute accumulation of the halophyte *Atriplex nummularia*. Plant Soil, 259:163–168.

Reddy MP, Shah MT and Patolia JS. 2008. *Salvadora persica*, a potential species for industrial oil production in semiarid saline and alkali soils. Industrial Crops and Products, 28:273–278.

Rengasamy P. 2006. World salinization with emphasis on Australia. Journal of Experimental Botany, 57: 1017–1023.

Rozema J and Flowers TJ. 2008. Crops for a salinized world. Science, 322:1478–1480.

Saghafi D, Ghorbanpour M and Asgari Lajayer B. 2018. Efficiency of *Rhizobium* strains as plant growth promoting rhizobacteria on morpho-physiological properties of *Brassica napus* L. under salinity stress. Jurnal of Soil Science and Plant Nutrition, 18(1): 253–268.

Saghafi D, Delangiz N, Asgari Lajayer B and Ghorbanpour M. 2019. An overview on improvement of crop productivity in saline soils by halotolerant and halophilic PGPRs. 3 Biotech, 9:261.

Sarikhani MR, Oustan S, Ebrahimi M and Aliasgharzad N. 2018. Isolation and identification of potassium-releasing bacteria in soil and assessment of their ability to release potassium for plants. European Journal of Soil Science, 69(6): 1078-1086.

Shabala S, Bose J, Fuglsang AT and Pottosin I. 2015. On a quest for stress tolerance genes: membrane transporters in sensing and adapting to hostile soils. Journal of Experimental Botany 67(4): 1015-1031.

Sun Y, Lindberg S, Shabala L, Morgan S, Shabala S and Jacobsen SE. 2017. A comparative analysis of cytosolic Na^+ changes under salinity between halophyte quinoa (*Chenopodium quinoa*) and glycophyte pea (*Pisum sativum*). Environmental and Experimental Botany, 141: 154-160.

Tanji KK. 2002. Salinity in the soil environment. In: Läuchli A, Lüttge U (ed) Salinity: environment– plants–molecules. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 21–51.

Tester M and Davenport R. 2003. Na^+ tolerance and Na^+ transport in higher plants. Annual Botany-London, 91:503–527.

Xie Y, Han Sh, Li X, Amombo E and Fu J. 2017. Amelioration of Salt Stress on Bermuda grass by the Fungus *Aspergillus aculeatus*. Molecular Plant-Microbe Interactions, 30(3): 245-254.

Zahir ZA, Akhtar SS, Ahmad M and Nadeem SM. 2012. Comparative Effectiveness of *Enterobacter aerogenes* and *Pseudomonas fluorescens* for mitigating the depressing effect of brackish water on maize. International Journal of Agriculture and Biology, 14: 337–344.

Zhu JK. 2003. Regulation of ion homoestasis under salt stress. Current Opinion in Plant Biology, 6: 441–445.