اثر پرایمینگ با نانوذرات کیتوزان و نیترات پتاسیم بر محتوای بیوشیمیایی گیاهچه کینوا رقم Giza 1 در شرایط تنش شوری

علی منصوری[۱] و حشمت امیدی[۲*]

۱) دانشجوی دکتری گروه زراعت، دانشگاه شاهد، تهران، ایران.

۲) دانشیار گروه زراعت، دانشگاه شاهد، تهران، ایران

[*]نویسنده مسئول: Omidi@shahed.ac.ir

این مقاله برگرفته از پایان‌نامه کارشناسی ارشد می‌باشد.

تاریخ دریافت: ۱۳۹۹/۱۰/۰۳ **تاریخ پذیرش: ۱۴۰۰/۰۱/۲۸**

چکیده

شوری یکی از مهم‌ترین تنش‌های محیطی است و عامل کاهش قابل توجه عملکرد در گیاهان است. با هدف بررسی اثر پرایمینگ با نانوذرات کیتوزان و نیترات پتاسیم و تنش شوری بر ترکیبات بیوشیمیایی کینوا (رقم Giza 1) در محیط رشد هوگلند، آزمایشی فاکتوریل در قالب طرح پایه کاملا تصادفی در چهار تکرار در گلخانه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی دانشگاه شاهد تهران انجام شد. تیمار پرایمینگ در دو سطح شامل تیمار A (محلول حاوی ۰/۰۱ درصد وزنی - حجمی نانوذرات کیتوزان به علاوه ۰/۵ درصد وزنی- حجمی نیترات پتاسیم) و تیمار B (محلول حاوی ۰/۰۲ درصد وزنی- حجمی نانوذرات کیتوزان به اضافه ۰/۲ درصد وزنی- حجمی نیترات پتاسیم) و عامل تنش شوری در پنج سطح (شوری محلول هوگلند به میزان ۲ دسی زیمنس بر متر به عنوان شاهد، ۸، ۱۲، ۱۶ و ۲۰ دسی زیمنس بر متر) بود. نتایج نشان داد که اثر شوری بر تمام صفات مورد مطالعه بجز ماده خشک گیاهچه و محتوای پتاسیم معنی‌دار بود. هم‌چنین اثر تیمار پرایمینگ بر روی کلیه صفات مورد مطالعه به جز محتوای پتاسیم مثبت و معنی‌دار بود. تیمار (A) باعث افزایش ماده خشک گیاهچه نسبت به تیمار دیگر به میزان ۲۶/۷ درصد شد. کاربرد تیمار (A) نسبت به تیمار (B) در شوری ۲۰ دسی زیمنس بر متر باعث افزایش پرولین (۱۱/۸ درصد)، قند محلول (۲۰/۶ درصد) و محتوای آنزیم کاتالاز (۳۰/۴ درصد) و کاهش سدیم (۳۴/۲ درصد) و کاهش نسبت سدیم به پتاسیم (۲۷/۸ درصد) شد. به‌طور کلی میتوان اظهار داشت استفاده از محلول حاوی ۰/۰۱ درصد وزنی- حجمی نانوذرات کیتوزان به علاوه ۰/۵ درصد وزنی-حجمی نیترات پتاسیم در پرایمینگ بذور کینوا می‌تواند محتوای بیوشیمیایی گیاهچه کینوا را در شرایط تنش شوری بهبود بخشد.

واژه‌های کلیدی: پرولین، شوری، کاتالاز، کیتوزان و نیترات پتاسیم.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

مقدمه

بیشتر آب جهان، شور و بسیاری از مناطق جهان توسط خاک‌های شور پوشانده شده است. شوری به یکی از مهم‌ترین چالش‌های جهان تبدیل شده است که عملکرد گیاهان را کاهش می‌دهد (Munns and Tester, 2008). مطالعه‌های شوری نشان می‌دهد که غلظت زیاد نمک در محلول خاک به‌طور قابل توجهی عملکرد محصول را کاهش می‌دهد (Pirasteh-Anosheh *et al*., 2015) گیاهانی که در خاک‌های شور رشد می‌کنند، به‌دلیل خاصیت اسمزی خود، در معرض تنش آبی قرار می‌گیرند. علاوه بر تنش شوری که باعث کاهش سرعت رشد گیاه می‌شود، تقسیم سلولی و رشد سلول را مختل می‌کند و بر تمام واکنش‌های متابولیکی گیاه اثر می‌گذارد. هم‌چنین، افزایش یون‌های سدیم و کلر باعث کاهش جذب یون‌های اساسی، از جمله یون‌های پتاسیم، کلسیم، آمونیوم و نیترات می‌شود و فعالیت آنزیم‌ها را کاهش داده و ساختار غشایی را مختل می‌کند (Demir Kaya *et al*., 2006). گیاهان با تولید مواد اسموتیک مانند گلایسین، بتائین، مانیتول و پرولین در برابر شوری مقاوم می‌کنند (Ashraf and Harris, 2004). تنش شوری باعث ایجاد تنش خشکی در گیاه می‌شود و کمبود آب باعث تولید گونه‌های اکسیژن فعال و رادیکال‌های آزاد در بافت‌ها گیاهی می‌گردد (Pirasteh Anosheh *et al*., 2015). گونه‌های فعال اکسیژن در سیتوزول از طریق آسیب اکسیداتیو به لیپیدها، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک متابولیسم را مختل می‌کنند (کافی و همکاران، ۱۳۹۷). گیاهان در برابر استرس اکسیداتیو با محلول‌های آنزیمی و غیر آنزیمی مقاومت می‌کنند. آنزیم‌های درگیر در این سیستم شامل سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و ترکیبات غیر آنزیمی مانند اسید اسکوربیک، گلوتاتیون، ویتامین E و کاردینال‌ها هستند (Schwanz and Polle, 2001). با ارائه این مسائل، ما باید به دنبال روش‌هایی برای کاهش اثرهای این معضل بر عملکرد گیاهان باشیم. یکی از این راه‌ها استفاده از گیاهانی است که میزان تحمل نمک در آن‌ها زیاد است (Koyro and Eisa, 2008). کینوا با نام علمی *Chenopodium quinoa* Willd. گیاهی است که در خانواده Chenopodiaceae، تیره Chenopodium و گونه Quinoa واقع شده است. این گیاه بومی منطقه آند، شیلی، پرو و بولیوی است و قدمت آن به بیش از ۵۰۰۰ سال پیش برمی‌گردد (FAO, 2011). کینوا مسیر فتوسنتز C_3 دارد و از نظر ژنتیکی آلوتتراپلوئید است (2n=4x=36)، اما در بیشتر صفات، رفتاری دیپلوپلوئیدی از خود نشان می‌دهد (Gangopadhyay *et al*., 2003). نتایج تحقیقات مختلف نشان می‌دهد که کینوا با طیف گسترده‌ای از شرایط آب و هوایی از مناطق پر باران تا مناطق خشک، مناطق گرم یا سرد و ارتفاعات از سطح دریا سازگار است (Jacobsen, 2003). کینوا یک سیستم ریشه توسعه یافته با نفوذ پذیری بالا دارد. این مساله باعث افزایش مقاومت کینوا در برابر تنش‌های محیطی، به‌ویژه تنش شوری می‌شود (Jacobsen *et al*., 2009). در شرایط بروز تنش‌های شوری و خشکی، بافت ساقه فیبری شده و رشد ریشه افزایش می یابد. پس از

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

برطرف شدن شرایط تنش، رشد گیاه به حالت عادی برمی‌گردد (Council, 1989). هم‌چنین این گیاه با کنترل متابولیک جذب یون و تنظیم اسمزی از طریق تجمع اسمولیت های حاصل از متابولیسم کربوهیدرات، میزان مقاومت در برابر شوری و خشکی را افزایش می‌دهد (Rosa *et al*., 2009; Ruffino *et al*., 2010). دانه کینوا از پروتئین و مواد معدنی بالایی برخوردار است (Ferreira *et al*., 2015). به دلیل ارزش غذایی بالا، سازمان غذا و کشاورزی سازمان ملل (FAO, 2011) آن را مولتی ویتامین یا خاویار گیاهی می‌نامد و آن را با شیر خشک مقایسه می‌کند (Lilian, 2009). پرایمینگ روشی است که در آن بذرهای مختلف در آب یا محلول‌های اسمزی تا حدی هیدراته شده و سپس خشک می‌شوند. (Farooq *et al*., 2005). مهمترین مزیت این عمل این است که بذرها مرحله اول جذب آب را بدون هیچ مشکلی سپری می‌کنند. در صورت کاهش جذب آب توسط بذرها، میزان فعالیت‌های متابولیکی کاهش می‌یابد و جوانه‌زنی و رشد ریشه به تأخیر می‌افتد (Nonogaki *et al*., 2010). این روش به‌طور معنی‌داری درصد جوانه‌زنی، سرعت جوانه‌زنی، همگنی در جوانه‌زنی، قدرت گیاهچه و مقاومت در برابر تنش گیاه کینوا را افزایش می‌دهد (منصوری و امیدی، ۱۳۹۷). تحقیقات نشان می‌دهد که هیدروپرایمینگ در شرایط تنش، میزان آنزیم پرولین و کاتالاز را افزایش می‌دهد (یوسفی تنها و همکاران، ۱۳۹۴). کیتوزان، یک پلی ساکارید گلوکوزامین است که از کیتین گرفته شده و به صورت فراوان در طبیعت یافت می‌شود و برای بسیاری از کاربردهای صنعتی، دارویی و کشاورزی توصیه شده است (Obara *et al*., 2003; Babel and Kurniawan, 2003). کیتوزان معمولاً به کیتینی گفته می‌شود که بیش از ۵۰ درصد گروه استیل خود را حذف کرده است. در کشاورزی، از کیتوزان برای پوشاندن بذرها، برگ‌ها و میوه‌ها استفاده می‌شود (Devlieghere *et al*., 2004). این ماده همچنین به‌عنوان کود و در کنترل ترشح ترکیبات شیمیایی سموم (Guan *et al*., 2009)، برای افزایش تولید گیاه، تحریک ایمنی گیاه، محافظت از گیاهان در برابر میکروارگانیسم‌ها و تحریک جوانه‌زنی و رشد گیاه استفاده می‌شود (Hadwiger *et al*., 2002). گزارش شده است که استفاده از کیتوزان باعث افزایش محتوای پرولین و همچنین فعالیت کاتالاز و پراکسیداز می‌شود. این مواد می‌توانند مقاومت گیاه را در شرایط تنش را افزایش دهند (Mahdavi *et al*., 2011). در دو خط ذرت آزمایش شده، کیتوزان منجر به افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز شد (Guan *et al*., 2009). نیترات پتاسیم متداول‌ترین ماده شیمیایی برای افزایش جوانه‌زنی بذور است. نیترات پتاسیم در گیاهان مختلف برای اهداف مختلف، از جمله تأمین مواد غذایی، القای گلدهی، افزایش فعالیت آنزیم‌ها، سنتز پروتئین، تنظیم فعالیت روزنه‌ای، انتقال انرژی، تعادل کاتیونی-آنیونی و همچنین بهبود مقاومت در برابر تنش بکار برده می‌شود (Marschner, 2012). یکی از دلایل مثبت محرک‌های شیمیایی مانند نیترات پتاسیم بر جوانه‌زنی بذرها احتمالاً به دلیل ایجاد تعادل در نسبت هورمونی در دانه و کاهش مواد بازدارنده رشد مانند آبسیزیک‌اسید ABA است (Ghasemi pir balooti *et al*.,

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

2008). مطالعه حاضر با هدف بررسی اثرهای پرایمینگ بذور با کیتوزان و نیترات پتاسیم بر رشد گیاهچه کینوا در شرایط تنش شوری در محیط رشد هوگلند انجام شده است.

مواد و روش‌ها

طرح آزمایشی و مواد گیاهی

این مطالعه با هدف بررسی پاسخ گیاهچه‌های کینوا رقم Giza 1 در مرحله شش تا هشت برگی به پرایمینگ بذر با کیتوزان و نیترات پتاسیم در شرایط تنش شوری، به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح پایه کاملا تصادفی با چهار تکرار در آزمایشگاه فناوری بذر و گلخانه تحقیقاتی دانشگاه شاهد انجام شد. قبل از انجام این مطالعه، آزمایشات اولیه برای بررسی تیمارهای برتر انجام شد. دو تیمار برتر شامل تیمار A (محلول حاوی ۰/۰۱ درصد وزنی- حجمی کیتوزان به علاوه ۰/۵ درصد وزنی-حجمی نیترات پتاسیم) و تیمار B (محلول حاوی ۰/۰۲ درصد وزنی-حجمی کیتوزان به اضافه ۰/۲ درصد وزنی-حجمی نیترات پتاسیم) انتخاب شد (منصوری و امیدی، ۱۳۹۷). بنابراین ترکیب تیماری این مطالعه شامل پنج سطح شوری نمک طبیعی (شوری محلول هوگلند به عنوان شاهد معادل ۲، ۸، ۱۲، ۱۶ و ۲۰ دسی زیمنس در متر با استفاده از نمک طبیعی دریاچه قم) و دو تیمار برتر از مطالعه های اولیه بودند. نمک دریاچه قم حاوی ۲۱۸ گرم در لیتر کلر و ۱۲۸ گرم در لیتر سدیم است. ابتدا بذرها در محلول‌های A و B به مدت دو ساعت پرایم شده و سپس روی بستر کاغذ واتمن شماره ۱ در دمای ۱±۲۰ درجه سانتی‌گراد جوانه زدند (ISTA, 2013). سپس تعداد ۴۰ گلدان با محیط کشت هوگلند تهیه شده و در هر گلدان ده گیاهچه کینوا کاشته شد. پس از استقرار و تکمیل رشد گیاهان (مرحله شش برگی)، شوری محلول هر کدام از گلدان‌ها با اضافه کردن محلول بسیار شور (سنگ نمک طبیعی حل شده در آب مقطر) به سطوح مورد نظر رسانده شد. محلول هوگلند یک محلول غذایی هیدروپونیک و یکی از بهترین مواد مغذی برای رشد گیاهان است. محلول هوگلند تمام مواد مغذی ضروری برای رشد گیاه را فراهم می‌کند (جدول ۱) و برای رشد بسیاری از گونه‌های گیاهی مناسب است. پس از تهیه محلول‌های مورد نیاز، آن‌ها را در بطری‌های بسته و در مکانی تاریک و خنک با برچسب مخصوص نگهداری شدند (Hoagland and Arnnon, 1938). دمای محیط گلخانه ۲۵-۲۰ درجه سانتی‌گراد و نور لازم توسط ترکیبی از لامپ‌های فلورسنت و تنگستن تأمین شد. از ظروف پلاستیکی با حجم ۵۰۰ سی سی به عنوان محل رشد گیاه استفاده شد. از پمپ آکواریوم برای هوادهی محلول هیدروپونیک استفاده شد. برای آماده‌سازی ظروف به عنوان بستر، سوراخ‌هایی به قطر ۲ سانتی‌متر بر روی درب ظرف قرار داده شد، سپس ابرهای اسفنجی با همان قطر بر روی آن‌ها قرار گرفت. شکاف‌هایی در ابرها تعبیه شده و سپس نهال‌ها را از شکاف عبور داده شد تا ریشه‌ها در محلول غذایی غوطه‌ور شوند. در هر تکرار تیمار، تعداد ده نهال در هر ظرف قرار داده شد و به هر ظرف محلول غذایی کامل هوگلند که با توجه به

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

نسبت های جدول ۱ تهیه شده بود، اضافه شد. از آنجا که ممکن است محلول هوگلند پتانسیل اسمزی داشته باشد، این تغییرات در محاسبات شوری لحاظ شد. شوری محلول‌ها مرتبا و هر شش ساعت اندازه‌گیری شد. پس از گذشت چهار روز و رسیدن گیاهچه به مرحله هشت برگی اندازه‌گیری صفات مورد نظر انجام شد.

جدول ۱: ترکیب غذایی محلول هوگلند (Hoagland and Arnnon, 1938)

ترکیب شیمیایی	محلول استوک	محلول هوگلند
عناصر پرمصرف	(گرم بر لیتر)	(میلی‌گرم در لیتر)
$2M\ KNO_3$	۲۰۲	۲/۵
$1M\ Ca(NO3)_2•4H_2O$	۴۷۲	۲/۵
Iron (Sprint 138 iron chelate)	۱۵	۲/۵
$2M\ MgSO_4•7H_2O$	۴۳۹	۱
$1M\ NH_4NO_3$	۸۰	۱
عناصر کم مصرف		
H_3BO_3	۲/۸۶	۱
$MnCl_2•4H_2O$	۱/۸۱	۱
$ZnSO_4•7H_2O$	۰/۲۲	۱
$CuSO_4•5H_2O$	۰/۰۵۱	۱
$H_3MoO_4•H_2O$ or	۰/۰۹	۱
$Na_2MoO_4•2H_2O$	۰/۱۲	۱
$1M\ KH_2PO_4$ (pH to 6.0)	۱۳۶	۰/۵

برای اندازه‌گیری ماده خشک، گیاهچه‌ها به مدت ۴۸ ساعت در دمای ۷۵ درجه سانتی‌گراد در آون قرار داده و سپس وزن ماده خشک با ترازوی دقیق اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری محتوای پرولین، ۰/۵ گرم بافت برگ در ۱۰ میلی‌لیتر اسید سولفوسالسیلیک کاملاً ساییده شد. مخلوط بدست آمده در سانتریفیوژ به دو فاز جداگانه تقسیم شد. ۲ میلی‌لیتر از محلول رویی خارج شد و با ۲ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین و ۲ میلی‌لیتر اسید استیک در داخل یخ مخلوط شد. محلول حاصل به مدت یک ساعت در حمام بن ماری در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد انکوبه شد و سپس توسط حمام یخ واکنش آن متوقف گردید. پس از خنک شدن، ۴ میلی‌لیتر تولوئن به مخلوط اضافه شد و محلول حاصل به مدت ۳۰ ثانیه ورتکس شد. پس از چند دقیقه، در محلول دو فاز مجزا تشکیل شد. سپس، میزان جذب فاز رنگی در طول موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر خوانده شد. طبق منحنی استاندارد، غلظت پرولین بر حسب میلی‌گرم بر گرم بافت تازه محاسبه شد (Bates *et al*., 1973).

برای اندازه‌گیری قندهای محلول، ۰/۱ میلی‌لیتر عصاره الکلی (خیساندن ۰/۵ گرم پودر خشک برگ در ۵ میلی‌لیتر اتانول ۸۰ درصد به مدت ۴۸ ساعت) با ۳ میلی‌لیتر آنترون تازه (۱۵۰ میلی‌گرم آنترون بعلاوه ۱۰۰ میلی‌لیتر سولفوریک اسید ۷۲ درصد) مخلوط شدند. سپس محلول را در حمام آب جوش به مدت ۱۰ دقیقه قرار گرفت تا واکنش رنگی انجام

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

شود. پس از سانتریفیوژ، جذب آن با دستگاه اسپکتروفتومتر در ۶۲۵ نانومتر اندازه‌گیری شد. مقدار قندهای محلول بر اساس منحنی استاندارد محلول گلوکز در غلظت های مشخص شده بر حسب میلی‌گرم در گرم ماده خشک محاسبه شد (Eshligle, 1956). از روش هضم خشک برای اندازه‌گیری میزان سدیم و پتاسیم در اندام هوایی استفاده شد. به این ترتیب که ابتدا ماده خشک گیاهچه توزین و در بوته چینی قرار گرفت. سپس نمونه‌ها به مدت ۸ ساعت در کوره در دمای ۶۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند تا خاکستر سفید تولید شود. سپس ۱۰ میلی‌لیتر اسید کلریدریک ۱ نرمال روی خاکستر ریخته شد. با مشاهده بخار سفید، نمونه از کاغذ فیلتر عبور داده شد و حجم آن به ۱۰۰ میلی‌لیتر رسید. سپس، غلظت سدیم و پتاسیم با استفاده از یک فیلم فتومتر اندازه‌گیری شد (Chapman and Pratt, 1961). ابتدا ۰/۵ گرم نمونه برگ تازه با آب مقطر و ۵ میلی‌لیتر محلول استخراج، حاوی بافر فسفات پتاسیم ۰/۱ میلی‌مولار (اسیدیته برابر ۷/۵) و ۰/۵ میلی‌مولار EDTA، در محیط یخ کاملا مخلوط و سابیده شد. مخلوط بدست آمده در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد با سرعت ۱۵۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ شده و عصاره آنزیمی جدا شد. مقادیر ۱/۵ سی سی بافر فسفات ۱۰۰ میلی‌مولار (اسیدیته برابر ۷)، ۲۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی و ۵۰۰ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۷۵ میلی‌مولار و با هم مخلوط شده و میزان جذب نوری در طول موج ۲۴۰ نانومتر قرائت شد (Aebi, 1984).

تمام داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار SAS نسخه ۹/۲ مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفته و مقایسه میانگین توسط آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح احتمال ۵ درصد انجام شد.

نتایج و بحث

ماده خشک

اثر تیمار بر ماده خشک در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). بهترین ترکیب تیماری برای حصول بیش‌ترین مقدار ماده خشک تیمار پرایمینگ با محلول A بود (شکل ۱). اثرهای مثبت پرایمینگ نیترات پتاسیم بر وزن خشک گیاهچه گندم گزارش شده است (Babaee Ghaghelestani *et al*., 2015). مهدوی و صفری (۱۳۹۴) نیز اثر مثبت کیتوزان بر وزن خشک نهال نخود را گزارش کردند. محققان دیگر افزایش طول ساقه و وزن خشک را در گیاهان تیمار شده با کیتوزان مشاهده کردند (Cho *et al*., 2008). مکانیسم عملکرد کیتوزان بر رشد ناشناخته مانده است. کیتوزان ممکن است از طریق سنتز هورمون‌های گیاهی مانند جیبرلین و اکسین باعث رشد گیاه شود (Uthairatanakij *et al*., 2007). نتایج تجزیه واریانس داده‌های پژوهش حاضر نشان داد که اثر تنش شوری و برهمکنش آن با پرایمینگ اثر معنی‌داری بر تغییرات ماده خشک کینوا نداشته است. ارقام مختلف کینوا می‌توانند در غلظت‌های نمک معادل غلظت نمک آب دریا (۴۰ دسی زیمنس بر متر) به رشد خود ادامه دهند (Hariadi *et al*., 2011). مقاومت کینوا به تنش شوری

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

در مراحل اولیه زندگی مربوط به تجمع مواد اسمزی از طریق متابولیسم کربوهیدرات های تغییر یافته است (Rosa *et al*., 2009; Ruffino *et al*., 2010)، اما در مراحل بعدی رشد از طریق ایجاد یک سیستم ریشه‌ای عمیق و متراکم، کاهش سطح برگ، ریزش برگ، غدد وزیکولی خاص (مثانه‌های نمکی)، سلول‌های دیواره‌های کوچک و ضخیم سازگار با تلفات آب، بدون از دست دادن فشار تورگر حتی در تلفات شدید آب و بسته شدن روزنه، دفع می‌کند (Adolf *et al*., 2013). عدم تغییر یا کاهش ماده خشک بر اثر تنش شوری، می‌تواند به علت وجود پتاسیم در تیمار پرایمینگ باشد. این عنصر نقش مهمی در فعال سازی آنزیم‌ها، تنظیم روزنه‌ها و حفظ آماس سلولی دارد (Cherel, 2004). همچنین نقش مثبت و ثابت شده پتاسیم بر فتوسنتز و پایداری پروتئین‌ها می‌تواند در بروز نتیجه حاضر اثر بزرگی داشته باشد (نجف و میر معصومی، ۱۳۷۶).

جدول ۲: نتایج تجزیه واریانس صفات مورد مطالعه گیاهچه کینوا در واکنش به پرایمینگ با کیتوزان و نیترات پتاسیم در شرایط تنش شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات						
		ماده خشک	محتوای سدیم اندام هوایی	محتوای پتاسیم اندام هوایی	نسبت سدیم به پتاسیم	محتوای پرولین اندام هوایی	محتوای قند محلول اندام هوایی	محتوای کاتالاز اندام هوایی
تیمار (**T**)	۱	۰/۰۰۰۱**	۱/۷۳۱**	۰/۰۰۰۰۰۰۱^{ns}	۱/۷۲۲**	۲/۹۶۲**	۳۳۰۸۷۸۶۴/۷۵۶**	۳/۴۹۷**
شوری (**S**)	۴	۰/۰۰۰۰۰۲^{ns}	۰/۱۷۹*	۰/۰۶۱^{ns}	۲/۸۰۹**	۵/۳۷۴**	۳۳۲۰۰۷۲۳/۰۵۴**	۰/۹۸۹**
T×S	۴	۰/۰۰۰۰۰۲^{ns}	۰/۰۲۹^{ns}	۰/۵۵۸**	۰/۰۳۸^{ns}	۰/۱۹۹**	۱۸۱۱۲۲۲/۵۱۲**	۳/۰۵۲**
خطا	۳۰	۰/۰۰۰۰۰۵	۰/۰۵۶	۰/۰۵۷	۰/۴۸۹	۰/۰۴۴	۳۱۰۰۱۳/۸۱۴	۰/۰۸۴
ضریب تغیرات (٪)		۱۵/۵۱۱	۲۳/۱۹۱	۱۲/۷۴۵	۸/۷۷۹	۱۵/۸۹۳	۱۳/۵۸۴	۱۲/۲۴۷

^{ns}، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌داری در سطح احتمال ۵ و ۱ درصد.

جدول ۳: مقایسه میانگین اثر ساده و متقابل تیمار پرایمینگ و شوری بر برخی صفات مورد مطالعه گیاهچه کینوا

تیمار	سطح شوری (دسی زیمنس بر متر)	ماده خشک (میلی‌گرم)	محتوای سدیم اندام هوایی (درصد)	محتوای پتاسیم اندام هوایی (درصد)
تیمار **A** (محلول حاوی ۰/۰۱ درصد وزنی-حجمی نانوذرات کیتوزان به علاوه ۰/۵ درصد وزنی-حجمی نیترات پتاسیم)	۲	۱۵/۹۲^{dc}	۰/۶۵^{b}	۱/۵۱^{d}
	۸	۱۶/۵۱^{bc}	۰/۶۵^{b}	۱/۷۵^{bd}
	۱۲	۱۸/۵۳^{a}	۰/۸۱^{b}	۲/۰۰^{ac}
	۱۶	۱۸/۱۴^{ab}	۰/۹۹^{ab}	۲/۱۳^{ab}
	۲۰	۱۷/۰۲^{ac}	۰/۹۶^{ab}	۲/۰۰^{ac}
تیمار **B** (محلول حاوی ۰/۰۲ درصد وزنی-حجمی نانوذرات کیتوزان به اضافه ۰/۲ درصد وزنی-حجمی نیترات پتاسیم)	۲	۱۱/۸۳^{e}	۰/۹۸^{ab}	۲/۳۷^{a}
	۸	۱۲/۴۴^{e}	۱/۲۸^{a}	۱/۸۸^{bd}
	۱۲	۱۲/۵۳^{e}	۱/۲۱^{a}	۱/۶۳^{cd}
	۱۶	۱۱/۹۱^{e}	۱/۳۴^{a}	۱/۸۸^{bd}
	۲۰	۱۴/۵۴^{d}	۱/۳۴^{a}	۱/۶۳^{cd}

در هر ستون، میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک، اختلاف معنی‌داری در سطح پنج درصد ندارند.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

محتوای سدیم اندام هوایی

اثر پرایمینگ بر محتوای سدیم اندام هوایی در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود. تیمار A در مقایسه با تیمار B محتوای سدیم اندام هوایی را به میزان بیشتری کاهش داد (۳۴/۲ درصد). اثر شوری در سطح احتمال پنج درصد بر محتوای سدیم اندام هوایی معنی‌دار بود (جدول ۲). با افزایش غلظت نمک در محیط، میزان سدیم در اندام هوایی نیز افزایش یافت. با این حال، مقدار سدیم اندام هوایی در شوری‌های ۱۶ و ۲۰ دسی‌زیمنس بر متر تفاوت معنی‌داری نداشت (جدول ۳). نتایج بدست آمده با گزارش‌های تحقیقات قبلی مطابقت دارد (امام و همکاران، ۱۳۹۲؛ عباس‌زاده و رضایی سوخت آبندانی، ۱۳۹۱؛ Aghighi Shahverdi *et al*., 2019). برهم‌کنش تیمار و شوری بر روی این صفت اثر معنی‌داری نداشت (جدول ۲). با افزایش شوری خاک و آب، میزان جذب سدیم در گیاه افزایش می یابد (James *et al*., 2011). تجمع یون‌های غیر آلی در واکوئل‌ها بر روی ترکیبات آلی مصنوعی یک انتخاب مقرون به صرفه برای گیاهان در شرایط شور است که باعث کاهش پتانسیل آب سلول برای مصرف انرژی کمتر می‌شود (Munns and James, 2003). گزارش شده است که یون‌های سدیم مهمترین یون‌های معدنی موجود در واکوئل‌ها در شرایط نمکی هستند (Li *et al*., 2010). اما نتایج پژوهش حاضر نشان داد که استفاده از ترکیب تیماری A، که غلظت پتاسیم در آن بیش از دو برابر بیشتر از ترکیب تیماری دیگر بود، موجب جلوگیری از افزایش سدیم در پیکره گیاهچه کینوا شد. جلوگیری از جذب بیشتر سدیم در گیاهچه کینوا می‌تواند به علت وجود اثرات آنتاگونیستی بین سدیم و پتاسیم باشد (Box and Schachtman, 2011). این بدان معنی است که با افزایش غلظت پتاسیم در محیط از جذب سدیم جلوگیری می‌شود.

محتوای پتاسیم اندام هوایی

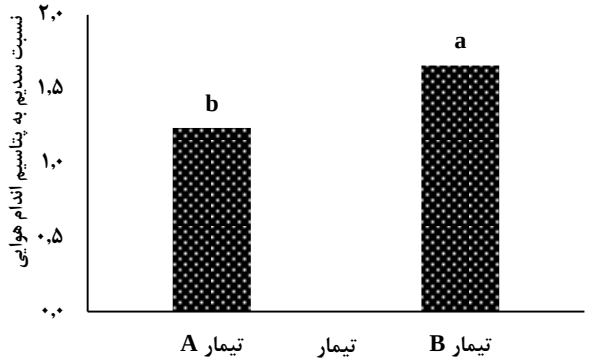
برهم‌کنش تنش شوری و پرایمینگ بر روی محتوای پتاسیم اندام هوایی، در سطح احتمال یک درصد، معنی‌دار بود (جدول ۲). در تیمار A، با افزایش سطح شوری تا ۱۶ دسی‌زیمنس بر متر، محتوای پتاسیم اندام هوایی افزایش یافت، اما با افزایش بیشتر شوری محتوای پتاسیم روند کاهشی یافت. در تیمار B، تا سطح شوری ۱۲ دسی زیمنس بر متر، محتوای پتاسیم اندام هوایی کاهش یافت اما با افزایش شوری روند صعودی یافت (جدول ۳). نتایج مطالعه طباطبایی و همکاران (۱۳۹۲) با هدف ارزیابی تحمل به شوری ارقام جو ، با نتایج بدست آمده از پژوهش حاضر مطابقت دارد. حفظ محتوای پتاسیم در بافت‌ها برای تنظیم اسمزی سلولی، نگهداری گردش سلول، باز و بسته شدن روزنه، فعالیت آنزیم‌ها، سنتز پروتئین، متابولیسم آنتی‌اکسیدان و فتوسنتز مهم است. تنش شوری باعث کاهش محتوای پتاسیم در اندام‌ها می‌شود. این به دلیل افزایش تجمع سدیم در بافت‌های گیاه یا افزایش نشت پتاسیم سلولی تحت تنش شوری است (Shabala *et al*., 2006).

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

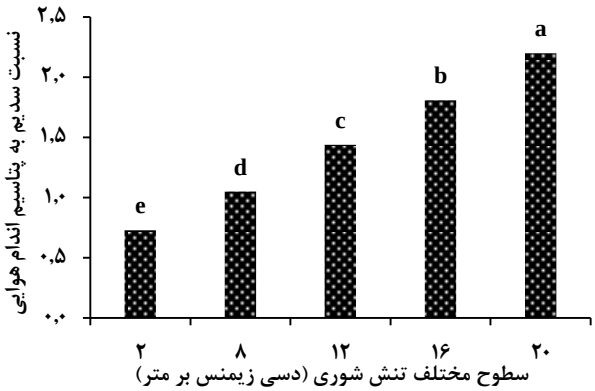
نسبت سدیم به پتاسیم اندام هوایی

نسبت سدیم به پتاسیم یکی از مهم‌ترین شاخص‌های تحمل به خشکی در گیاهان است. عمدتا، گیاهانی که مقاومت بیشتری در برابر شوری دارند، توانایی جلوگیری از جذب سدیم و افزایش جذب پتاسیم را برای کاهش پتانسیل اسمزی دارند. در این حالت، نسبت سدیم به پتاسیم کاهش می‌یابد (Yang *et al*., 1994). اثر تیمارهای پرایمینگ بر نسبت سدیم به پتاسیم در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود. با استفاده از تیمار A، نسبت سدیم به پتاسیم در مقایسه با تیمار دیگر کاهش یافت (شکل ۱)، که این می‌تواند به دلیل غلظت بالاتر نیترات پتاسیم در تیمار A باشد. اثر تنش شوری بر نسبت سدیم و پتاسیم در سطح احتمال ۱درصد معنی‌دار بود. نتایج این بخش با گزارش جمالی و همکاران (۱۳۹۳) مطابقت دارد. با افزایش غلظت شوری، نسبت سدیم به پتاسیم افزایش یافت (شکل ۲). این ممکن است به دلیل افزایش جذب یون سدیم و کاهش یون پتاسیم در سطوح شوری بالاتر باشد (Talwar *et al*., 2011). بنده‌حق و همکاران (۱۳۸۳) با بررسی مقاومت به شوری ارقام بهاره در مراحل رویشی و زایشی نشان داد که افزایش مشاهده شده در این نسبت با افزایش شوری به دلیل افزایش میزان جذب سدیم و مهار این یون توسط پتاسیم بوده است.



شکل ۱: اثر ساده ترکیبات تیماری پرایمینگ بر نسبت سدیم به پتاسیم اندام هوایی گیاهچه کینوا

(میانگین‌های حداقل با یک حرف مشابه بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری ندارند ($P\leq$ ۰/۰۵))



شکل ۲: اثر ساده تنش شوری بر نسبت سدیم به پتاسیم اندام هوایی گیاهچه کینوا

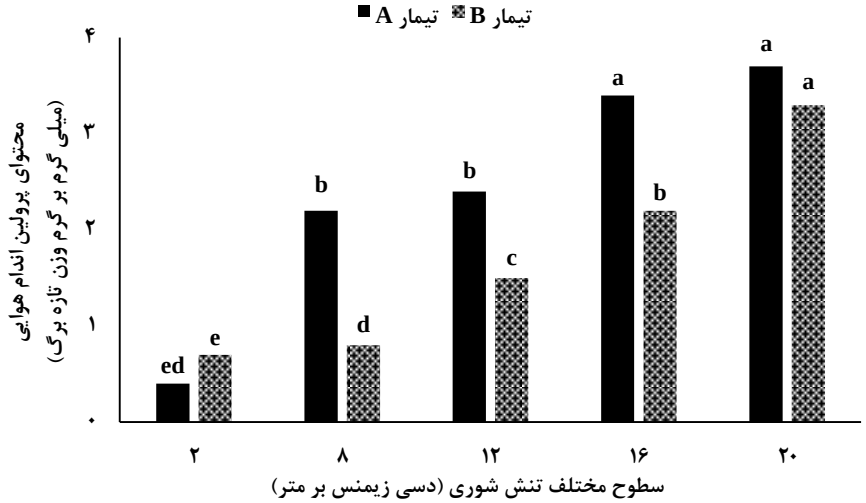
(میانگین‌های حداقل با یک حرف مشابه بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری ندارند ($P\leq$ ۰/۰۵))

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

محتوای پرولین

اثر پرایمینگ بر میزان پرولین اندام هوایی در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). بهترین تیمار برای حصول بیش‌ترین مقدار پرولین در اندام هوایی، تیمار A بود. این تیمار در مقایسه با ترکیب تیمار دیگر (B)، میزان پرولین را ۳۴ درصد افزایش داد (شکل ۳). اثر شوری بر میزان پرولین اندام هوایی در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). با افزایش سطح شوری، سطح پرولین اندام هوایی افزایش یافت (شکل ۳). نتایج بدست آمده با گزارش‌های پیشین مطابقت دارد (رضوی‌زاده و همکاران، ۱۳۹۲؛ Heidari and Sarani, 2011; Kahlaoui *et al*., 2018). برهم-کنش تیمار و شوری در سطح احتمال یک درصد نیز معنی‌دار بود (جدول ۲). بالاترین سطح پرولین در تیمار A و شوری ۲۰ دسی‌زیمنس بر متر به‌دست آمد. اطلاعات ارائه شده در جدول ۴ نشان می‌دهد که بین محتوای پرولین اندام هوایی و ماده خشک همبستگی مثبت و معناداری وجود دارد (**۰/۴۸). پرولین نقش مهمی در از بین بردن اثرهای مخرب تنش‌های محیطی، به ویژه شوری و تنظیم اسمزی دارد (Khan *et al*., 2007). با توجه به نقش پرولین در گیاه، افزایش محتوای پرولین در گیاه به دلیل افزایش سطح شوری کاملاً موجه است. افزایش پرولین در گیاه می‌تواند به علت تجزیه پروتئین‌ها به پرولین در اثر تنش شوری باشد (Sannada *et al*., 1995). پرولین همچنین انرژی مورد نیاز برای قرار دادن یون‌ها را در خلا فراهم می‌کند. در بسیاری از گیاهان شورپسند، پرولین یا گلایسین بتائین به مقدار کافی در برگ‌ها وجود دارد (بیش از ۲ میلی‌مول در یک بافت آبدار) که در ایجاد فشار اسمزی (بیشتر از ۰/۵ مگاپاسکال) در سلول نقش دارد (Flowers *et al*., 1977).



شکل ۳: برهم کنش پرایمینگ و تنش شوری بر محتوای پرولین اندام هوایی گیاهچه کینوا

(میانگین‌های حداقل با یک حرف مشابه بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری ندارند (P≤ ۰/۰۵))

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

جدول ۴: ضرایب همبستگی ساده بین صفات مختلف گیاهچه کینوا در واکنش به سطوح مختلف تیمار و شوری

	۱	۲	۳	۴	۵	۶	۷
۱- ماده خشک	۱						
۲- پرولین	۰/۴۸**	۱					
۳- قند محلول	۰/۵۹**	۰/۸۸**	۱				
۴- محتوای سدیم	-۰/۳۸*	۰/۱۰^{ns}	۰/۰۱^{ns}	۱			
۵- محتوای پتاسیم	۰/۰۲^{ns}	۰/۰۴^{ns}	۰/۱۶^{ns}	۰/۰۷^{ns}	۱		
۶- کاتالاز	-۰/۳۹*	-۰/۲۲^{ns}	-۰/۱۲^{ns}	۰/۲۹^{ns}	۰/۳۴*	۱	
۷- نسبت سدیم به پتاسیم	۰/۲۳*	-۰/۶۷**	-۰/۷^{ns}	۰/۹۴**	-۰/۹۵**	-۰/۱۵^{ns}	۱

^{ns}، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌داری در سطح احتمال ۵ و ۱ درصد.

قند محلول

اثر پرایمینگ بر میزان قند محلول اندام هوایی گیاهچه کینوا در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). تیمار A نتایج بهتری را نشان داد و محتوای قند محلول اندام هوایی را ۳۶/۷ درصد نسبت به تیمار B افزایش داد (شکل ۴). اثر شوری بر میزان قند محلول اندام هوایی در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). با افزایش تنش شوری، مقدار قند محلول اندام هوایی افزایش یافت. افزایش سطح شوری از ۲ دسی زیمنس بر متر (شاهد) به ۲۰ دسی زیمنس بر متر باعث افزایش قند محلول به میزان ۷۲/۳ درصد شد. این نتیجه با گزارش Heidari و Sarani (۲۰۱۱) مطابقت دارد. برهم‌کنش شوری و تیمارهای پرایمینگ در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار بود. برهم‌کنش تیمار و شوری باعث افزایش همزمان قند محلول در قسمت‌های هوایی شد (شکل ۴). بر اساس نتایج جدول ۴، بین محتوای قند محلول ساقه و پرولین (۰/۸۸**) و ماده خشک گیاهچه (۰/۵۹۷**) همبستگی مثبت و معناداری وجود داشت. عشقی‌زاده و همکاران (۱۳۹۰)، گزارش کردند که با افزایش تنش شوری در ارزن پادزهری، محتوای قند محلول اندام هوایی افزایش یافت که با نتایج مطالعه حاضر مطابقت دارد. با توجه به اثرهای اسمزی و یونی تنش شوری، گیاهان از سازوکاری مانند تعدیل تنش اسمزی، حفظ تعادل یون سلول و کاهش اثرهای سمیت یونی استفاده می‌کنند (Munns and Tester, 2008). تحت شرایط استرس، تجمع کربوهیدرات از طریق تنظیم اسمزی، حفظ شرایط اضطراری و همچنین ثبات غشاها و پروتئین‌ها، سلول‌های گیاه را از تنش محافظت می‌کند (Bohnert *et al*., 1995). کیتوزان با افزایش میزان پرولین و کربوهیدرات‌های محلول در برگ در کاهش اثرهای مخرب تنش شوری بر روی گیاه موثر باشد (مهدوی و صفری، ۱۳۹۴).

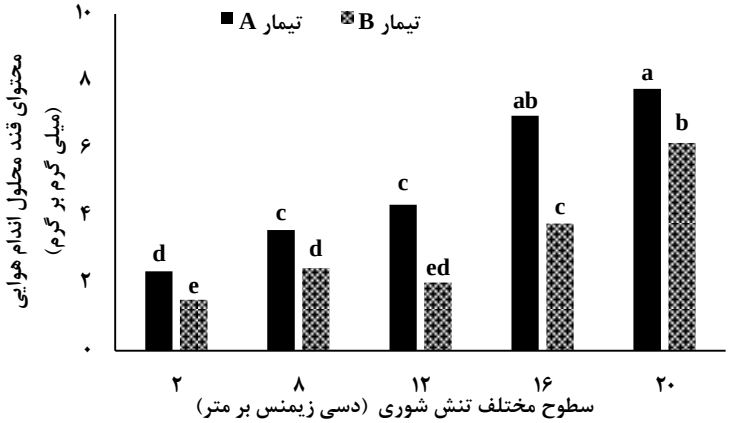
کاتالاز

بر اساس نتایج تجزیه واریانس، اثر پرایمینگ بر محتوای کاتالاز اندام هوایی در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود. همچنین، اثر شوری روی محتوای کاتالاز در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). با افزایش شوری، محتوای

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

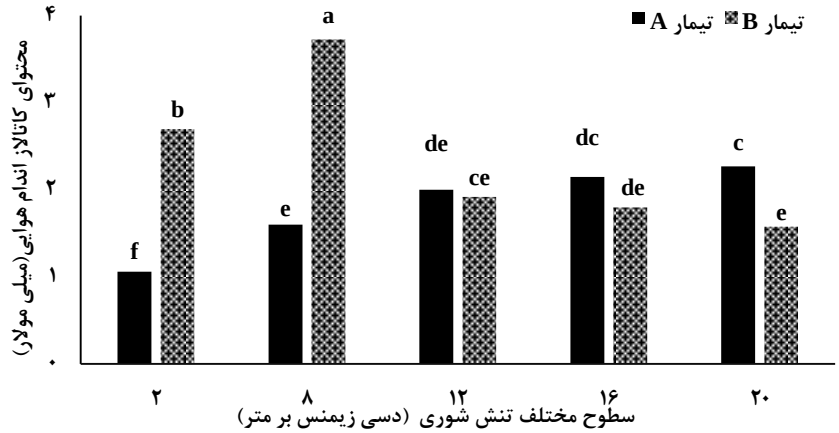
[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

کاتالاز اندام هوایی افزایش یافت. برهم کنش نیترات پتاسیم و شوری نیز در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود. در تیمار A با افزایش شوری، محتوای کاتالاز افزایش یافت. اما در تیمار B، تا حداکثر ۸ دسی زیمنس بر متر، محتوای کاتالاز به شدت افزایش یافت اما با اعمال شوری بیشتر روند کاهشی یافت (شکل ۵). نتایج ارائه شده در جدول ۴ نشان می‌دهد که بین محتوای کاتالاز اندام هوایی و محتوای پتاسیم اندام هوایی همبستگی مثبت و معناداری (۰/۳۴۴**) وجود دارد. تحت تنش‌های محیطی، گیاهان سنتز آنزیم های آنتی اکسیدانی مانند سوپراکسید دیسموتاز (SOD) را افزایش می‌دهند و از طریق سازوکار آنزیمی، گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) تولید شده در کلروپلاست‌ها و میتوکندری‌ها را جمع‌آوری و به پراکسید هیدروژن تبدیل می‌کنند (Tuna *et al*., 2008). سپس پراکسید هیدروژن توسط آنزیم‌هایی مانند آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز جمع می شود (Sairam and Tyagi, 2004). افزایش میزان فعالیت سوپراکسید دیسموتاز، آسکوربات پراکسیداز، کاتالاز و پراکسیداز در گیاهان توسط بسیاری از محققان نشان داده شده است (حسین‌زاده و همکاران، ۱۳۹۵؛ Sairam and Tyagi, 2004; Tuna *et al*., 2008).



شکل ۴: برهم‌کنش پرایمینگ و تنش شوری بر محتوای قند محلول اندام هوایی گیاهچه کینوا

(میانگین‌های حداقل با یک حرف مشابه بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری ندارند (P≤ ۰/۰۵))



شکل ۵: برهم کنش پرایمینگ و تنش شوری بر محتوای کاتالاز اندام هوایی گیاهچه کینوا

(میانگین‌های حداقل با یک حرف مشابه بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن تفاوت معنی‌داری ندارند (P≤ ۰/۰۵))

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

نتیجه‌گیری

استفاده همزمان از نانوذرات کیتوزان و نیترات پتاسیم اثرهای بهتری بر بسیاری از صفات بررسی شده در مطالعه اولیه داشت. استفاده از این تیمارها باعث افزایش محتوای پرولین، قند محلول و کاتالاز شده و اثرهای سوء شوری بر روی کینوا را کاهش داد. افزایش میزان پرولین و قندهای محلول به‌دلیل نقش بسیار مهمی که در حفظ فشار اسمزی ناشی از پدیده تنظیم اسمزی دارند، از مهمترین اثرهای استفاده از این ترکیبات است. ظرفیت جذب بالای سدیم در این گیاه آن را قادر می‌سازد تا در برابر تنش‌ها مقاومت کند و در مناطق شور و خشک زنده بماند. نتایج پژوهش حاضر نشان داد که افزایش شوری اثر معنی‌داری بر تغییرات ماده خشک گیاهچه نداشته و نتوانست آن را کاهش دهد. بروز این مساله می‌تواند به‌علت مقاومت بالای گیاه کینوا به شوری از طریق مکانیسم‌هایی باشد که قبلا به آن اشاره شد. استفاده از کیتوزان و نیترات پتاسیم با افزایش میزان فتوسنتر، وزن و طول گیاهچه می‌تواند هزینه‌های ناشی از تولید قند محلول، پرولین و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاه را جبران نموده و مانع از کاهش ماده خشک گیاه گردد (منصوری و امیدی، ۱۳۹۷). تیمار A در مطالعه حاضر باعث افزایش غلظت پتاسیم در گیاه تحت تنش شوری شد. این امر باعث حفظ نسبت سدیم به پتاسیم در گیاه می شود که به نوبه خود تعادل یونی را، که یکی از مهمترین راهکارهای تحمل تنش است، حفظ می‌کند. به‌طور کلی استفاده از ترکیب تیماری A (محلول حاوی ۰/۰۱ درصد وزنی-حجمی کیتوزان به علاوه ۰/۵ درصد وزنی- حجمی نیترات پتاسیم) نسبت به ترکیب دیگر اثرات مطلوب‌تری در شرایط تنش شوری نشان داد. استفاده از این ترکیب در جهت تعدیل اثرات منفی تنش شوری پیشنهاد می‌گردد.

منابع

امام، ی.، حسینی، ا.، رفیعی، ن. و پیراسته انوشه، ه. ۱۳۹۲. واکنش رشد اولیه و غلظت‌های یون‌های سدیم و پتاسیم در ده رقم جو (*Hordeum vulgare* L.) در شرایط تنش شوری. نشریه علمی پژوهشی فیزیولوژی گیاهان زراعی. دانشگاه آزاد اسلامی واحد اهواز. ۵(۱۹): ۱۵-۵.

بنده حق، ع.، کاظمی، ح.، ولی زاده، م. و جوانشیر، ع. ۱۳۸۳. مقاومت ارقام گندم بهاره نسبت به تنش شوری در مراحل رویشی و زایشی. نشریه علوم کشاورزی ایران. ۳۵(۱): ۷۱-۶۱.

جمالی، س.س.، برزوئی، ا. و پاکنژاد، ف. ۱۳۹۳. خصوصیات ریشه، نسبت سدیم به پتاسیم و عملکرد دانه هفت ژنوتیپ گندم در شرایط تنش شوری. مجله علوم و فنون کشت‌های گلخانه‌ایی. ۵(۲۰): ۱۷۵-۱۶۵.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

حسین‌زاده، ف.، انصاری، م.ح. و مصطوفی راد، م. ۱۳۹۵. بررسی امکان القای تحمل به شوری آفتابگردان با پیش تیمار بذرها توسط پریدوکسین و کینتین. نشریه علمی پژوهشی فیزیولوژی گیاهان زراعی. دانشگاه آزاد اسلامی واحد اهواز. ۸(۳۲): ۱۰۵-۹۱.

رضوی‌زاده، ر.، کاظم‌زاده، م. و انتشاری، ش. ۱۳۹۲. اثر پاکلوبوترازول بر برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی گیاهچه‌های کلزا (*Brassica napus* L.) در شرایط تنش شوری. نشریه علمی پژوهشی فیزیولوژی گیاهان زراعی. دانشگاه آزاد اسلامی واحد اهواز. ۵(۱۹): ۴۸-۳۵.

طباطبایی، س.ع.، کوچکی، ا.ر. و ملاصادقی، ج. ۱۳۹۲. ارزیابی تحمل به شوری ارقام جو در شرایط آزمایشگاه و مزرعه. نشریه علمی پژوهشی فیزیولوژی گیاهان زراعی. دانشگاه آزاد اسلامی واحد اهواز. ۵(۲۰): ۱۰۱-۸۷.

عباس‌زاده، ف. و رضایی سوخت آبندانی، ر. ۱۳۹۱. اثر سطوح مختلف تنش شوری بر غلظت کاتیون‌ها و آنیون‌ها در ژنوتیپ‌های مختلف کلزا. نشریه علمی پژوهشی فیزیولوژی گیاهان زراعی. دانشگاه آزاد اسلامی واحد اهواز. ۴(۱۶): ۹۵-۱۰۸.

عشقی‌زاده، ح.ر.، کافی، م. و نظامی، ا. ۱۳۹۰. تاثیر شوری کلرید سدیم بر الگو و سرعت توسعه ریشه گیاه ارزن پادزهری (*Panicum antidotale* Retz.). مجله علوم و فنون کشت های گلخانه ای. ۲(۵): ۲۷-۱۳.

کافی، م.، برزویی، ا.، صالحی، م.، کمندی، ع.، معصومی، ع. و نباتی، ج. ۱۳۹۷. فیزیولوژی تنش‌های محیطی در گیاهان. انتشارات جهاد دانشگاهی (فردوسی مشهد). ص ۵۰۲.

منصوری، ع. و امیدی، ح. ۱۳۹۷. اثر نانو ذرات کیتوزان و نیترات پتاسیم بر جوانه‌زنی و برخی ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیکی گیاهچه کینوا (*Chenopodium quinoa*). نشریه پژوهش های بذر ایران. ۱. ۱۵۹-۱۴۷.

مهدوی، ب. و صفری، ح. ۱۳۹۴. اثر کیتوزان بر رشد و برخی ویژگی‌های فیزیولوژیک نخود در شرایط تنش شوری. مجله فرآیند و کارکرد گیاهی. ۴(۱۲): ۱۲۷-۱۱۷.

نجف، ح. و میرمعصومی، م. ۱۳۷۶. بررسی عکس‌العمل‌های فیزیولوژیکی سویا در شرایط تنش شوری. مجله علوم و صنایع کشاورزی. ۱(۱۳): ۸۰-۷۵.

یوسفی تنها، ا.، فلاح، س. و تدین، ع. ۱۳۹۴. اثر پرایمینگ بذر بر برخی خصوصیات فیزیولوژیکی موثر بر جوانه زنی بذر نخود فرنگی (*Pisum sativum* L.) تحت تنش سرما. مجله فرآیند و کارکرد گیاهی. ۴(۱۳): ۱۵-۱.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

Adolf, V.I., Jacobsen, S.E. and S, S. 2013. Salt tolerance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Environmental and Experimental Botany. 92: 43–54.

Aebi, H. 1984. Catalase in vitro. Methods in Enzymology. 105: 121-126.

Aghighi Shahverdi, M.H., Omidi, H. and Tabatabaei, S.J. 2019. Stevia (*Stevia rebaudiana* Bertoni) responses to NaCl stress: Growth, photosynthetic pigments, diterpene glycosides, and ion content in root and shoot. Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences. 18: 355-360.

Ashraf, M. and Harris, P.J. 2004. Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. Plant Science. 166: 3-16.

Babaee Ghaghelestani, A., Fallahi, N., Asadi Gakie, M. and Hatami Ghare Ghoveini, N. 2015. Effect of priming on germination indices of wheat (*Triticum aestivum* L.) cv. Azar 2. Iranian Journal of Seed Research. 5(3): 85-91

Babel, S. and Kurniawan, T.A. 2003. Low-cost adsorbents for heavy metals uptake from contaminated water: a review. Journal of Hazardous Materials. 97(1-3): 219-243.

Bates, L.S., Waldren, R.P. and Teari, D. 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant Soil. 39: 205-207.

Bohnert, K.H., Nelson, D.E. and Jensen, R.G. 1995. Adaptations to environmental stresses. Plant Cell. 7: 1099-1111.

Box, S. and Schachtman, D.P. 2011. The effect of low concentrations of sodium on potassium uptake and growth of wheat. Australian Journal of Plant Physiology. 27: 175-182.

Chapman, H.D. and Pratt, P.F., 1961. Methods of analysis for Soil, Plant, and water. The University of California. Division of Agriculture Science, 309 pp.

Cherel, L. 2004. Regulation of K+ channel activities in plants: from physiological to molecular aspects. Journal of Experimental Botany. 55: 337-351.

Cho, M.H., No, H.K. and Prinyawiwatkul, W. 2008. Chitosan treatments affect growth and the selected quality of sunflower sprouts. Journal of Food Science. 73: 570-577.

Council, N.R. 1989. Lost crops of the Incas: little known plants of the Andes with promise for worldwide cultivation. Washington, DC: National Academy Press.

Demir Kaya, M., Okcu, G., Atak, M.A. and Kolsarici, O. 2006. Seed treatment to overcome salt drought stress during germination in sunflower. European Journal of Agronomy. 24: 291-295.

Devlieghere, F., Vermeulen, A. and Debevere, J. 2004. Chitosan, antimicrobial activity, interactions with food components, and applicability as a coating on fruit and vegetables. Food Microbiology. 21(6): 703-714.

Eshligle, H.Q. 1956. Die Verwertung organischer Säuren durch Chlorella im Licht. Planta. 47: 47-51.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

FAO, 2011. Quinoa; an ancient crop to contribute to world food security. Regional Office for Latin America and the Caribbean.

Farooq, M., Basra, S.M.A., Ahmad, N. and Hafeez, K. 2005. Thermal hardening: a new seed vigor enhancement tool in rice. Journal of Integrative Plant Biology. 47(2): 187-193.

Ferreira, D.S., Pallone, J.A.L. and Poppi, R.J. 2015. Direct analysis of the main chemical constituents in *Chenopodium quinoa* grain using Fourier transform near-infrared spectroscopy. Food Control. 48: 91-95.

Flowers, T.J., Troke, P.F. and Yeo, A.R. 1977. The mechanism of salt tolerance in halophytes. Annual Review of Plant Physiology. 28(1): 89-121.

Gangopadhyay, G., Das, S. and Mukherjee, K.K. 2003. Speciation in Chenopodium in West Bengal, India. Genet. Genetic Resources and Crop Evolution. 49 p.

Ghasemi pir Balooti, A., Gol parvar, M., Ryas dehkordi, V. and Navid, A. 2008. The effect of different treatments on dormancy and stimulate germination of five species of medicinal plants Chaharmahal-o-Bakhtiari Province. Journal of Constructional Steel Research. 74: 186-192.

Guan, Y.J., Hu, J., Wang, X.J. and Shao, C.X. 2009. Seed priming with chitosan improves maize germination and seedling growth in relation to physiological changes under low temperature stress. Journal of Zhejiang University Science A. 10: 427-433.

Hadwiger, L.A., Klosterman, S.J. and Choi, J.J. 2002. The mode of action of chitosan and its oligomers in inducing plant promoters and developing disease resistance in plants. Advances in Chitin Science(5): 452-457.

Hariadi, Y., Marandon, K., Tian, Y., Jacobsen, S.E. and Shabala, S. 2011. Ionic and osmotic relations in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) plants grown at various salinity levels. Journal of Experimental Botany. 62(1): 185-193.

Heidari, M. and Sarani, S. 2011. Growth, biochemical components, and ion content of Chamomile (*Matricaria chamomilla* L.) under salinity stress and iron deficiency. Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences. 11(1): 37-42.

Hoagland, R. and Arnnon, D. 1938. The water-culture method for growing plants without soil (Circular (California Agricultural Experiment Station), 347. ed.). College of Agriculture, Agricultural Experiment Station. Berkeley, Calif., the University of California.

ISTA. 2013. Germination Committee 2010-2013. Committee report.

Jacobsen, S.E. 2003. The Worldwide Potential for Quinoa (*Chenopodium quinoa*Willd.). Food Reviews International 19(1): 167-177.

Jacobsen, S.E., Liu, F. and Jensen, C.R. 2009. Does root-sourced ABA play a role for regulation of stomata under drought in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Scientia Horticulturae. 122(2): 281-287.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

James, R.A., Blake, C., Byrt, C.S. and Munns, R. 2011. Major genes for Na+exclusion, Nax1 and Nax2 (wheat HKT1;4 and HKT1;5), decrease Na+ accumulation in bread wheat leaves under saline and waterlogged conditions. Journal of Experimental Botany. 62: 2939-2947.

Kahlaouia, B., Hachichaa, M., Misleb, E., Fidalgoc, F. and Teixeirac, J. 2018. Physiological and biochemical responses to the exogenous application of proline of tomato plants irrigated with saline water. Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences. 17(1): 17-23.

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

Li, R., Shi, F. and Fukudab, K. 2010. Interactive effects of various salt and alkali stresses on growth, organic solutes, and cation accumulation in a halophyte Spartina alterniflora (Poaceae). Environmental and Experimental Botany. 68: 66-74.

Lilian, E.A.J. 2009. Chapter 1 Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Composition, Chemistry, Nutritional, and Functional Properties. Advances in Food and Nutrition Research. 58: 1-31.

Mahdavi, B., Sam, M.S., Aghaalikhani, M. and Sharifi, M. 2011. Effect of water stress and chitosan on Germination & proline of seedling in safflower (*Carthamus tinctorius* L.). Journal of Crop Improvement. 25: 728-741.

Marschner, P., 2012. Mineral Nutrition of Higher Plants, 3rd ed. Academic Press, London, UK.

Munns, R. and James, R.A. 2003. Screening methods for salinity tolerance: a case study with tetraploid wheat. Plant and Soil. 253: 201-218.

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

Khan, M.N., Siddiqui, M.H., Mohammad, F., Khan, M.M.A. and Naeem, M., 2007. Salinity induced changes in growth, enzyme activities, photosynthesis, proline accumulation, and yield in linseed genotypes. World Journal of Agriculture and Soil Science. 3(5): 685-695.

Nonogaki, H., Bassel, G.W. and Bewley, J.D. 2010. Germination- Still a mystery Plant Sci. . Plant Science. 179(6): 574-581.

Obara, K., Ishihara, M., Ishizuka, T., Fujita, M., Ozeki, Y., Maehara, T., Saito, Y., Yura, H., Matsui, T., Hattori, H. and Kikuchi, M. 2003. Photocrosslinkable chitosan hydrogel containing fibroblast growth factor-2 stimulates wound healing in healing impaired DB/DB mice. Biomaterial. 24: 3437– 3444.

Pirasteh-Anosheh, H., Rosta, M.J. and Emam, Y. 2015. Different methods of crop treatment with salicylic acid in salinity research. National Center of Salinity Research, Yazd: 1-20.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

Rosa, M., Hilal, M., González, J.A. and Prado, F.E. 2009. Low-temperature effect on enzyme activities involved in sucrose-starch partitioning in salt-stressed and salt-acclimated cotyledons of quinoa (C*henopodium quinoa* Willd.) seedlings. Plant Physiology and Biochemistry. 47: 300–307.

Ruffino, A.M.C., Rosa, M., Hilal, M., González, J.A. and Prado, F.E. 2010. The role of cotyledon metabolism in the establishment of quinoa (*Chenopodium quinoa*) seedlings growing under salinity. Plant Soil. 326: 213–224.

Sairam, R. and Tyagi, A. 2004. Physiology and molecoular biology of salinity stress tolerance in plants. Current science. 86(3): 407-421.

Sanada, Y., Ueda, H., Kuribayashi, K., Andoh, T., Hayashi, F., Tamai, N. and Wada, K., 1995. Novel light-dark change of proline levels in halophyte (*Mesembryanthemum crystallinum* L.) and glycophytes (*Hordeum vulaare* L. and *Triticum aestivum* L.) leaves and roots under salt stress. Plant and Cell Physiology. 36(6): 965-970.

Schwanz, P. and Polle, A. 2001. Differential stress responses of antioxidative systems to drought in pedunculate oak (*Quercus robur*) and maritime pine (*Pinus pinaster*) grown under high CO2 concentrations. Experimental Botany. 52: 133–143.

Shabala, S., Demidchik, V., Shabala, L., Cuin, T.A., Smith, S.J., Miller, A.J., Davies, J.M. and Newman, I.A., 2006. Extracellular Ca2+ ameliorates NaCl- induced K+ loss from Arabidopsis root and leaf cells by controlling plasma membrane K+- permeable channels. Plant Physiology. 141: 1653–1665.

Talwar, H.S., Kumari, A., Surwenshi, A. and Seetharama, N. 2011. Sodium: potassium ratio in foliage as an indicator of tolerance to chloride-dominant soil salinity in oat (*Avena sativa*). ndian Journal Agriculture Science. 81: 481-484

Tuna, A., Kaya, C., Dikilitas, M. and Higgas, D. 2008. The combined effects of gibberellic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. Environmental and experimental botany. 62: 1-9

Uthairatanakij, A., Teixeira da Silva, J.A. and Obsuwan, K. 2007. Chitosan for Improving Orchid Production and Quality. Orchid Science and Biotechnology. 1(1): 1-5

Yang, G.P., Maroof, M.A.S., Xu, C.G., Zhang, Q. and Biyashcv, R.M. 1994. Comparative analysis of microsatellite DNA polymorphism in landraces and cultivars of rice. Molecular Genetics and Genomics. 245: 187-194

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]

Effect of priming with chitosan nanoparticles and potassium nitrate on the biochemical content of Quinoa seedlings Giza cultivar under salinity tension conditions

A. Mansouri[1] and H. Omidi [2]*

1) PhD Student of Department of Agronomy, Shahed University, Tehran, Iran.

2) Associate Professor of Department of Agronomy, Shahed University, Tehran, Iran.

*** Corresponding author: Omidi@shahed.ac.ir**

This article is taken from a master's thesis.

Received date: 2020.12.23 **Accepted date: 2021.04.17**

Abstract

Salinity is one of the most important environmental tensions and causes a significant reduction in yield in plants. In order to investigate the effect of priming with chitosan and potassium nitrate nanoparticles and salinity tension on the biochemical compounds of quinoa (Giza cultivar 1) in Hoagland growth medium, a factorial experiment was conducted in a completely randomized design with four replications in the research greenhouse of Shahed University of Tehran. Priming treatment at two levels including treatment A (solution containing 0/01 percent by weight- volume of chitosan nanoparticles plus 0/5 percent by weight- volume of potassium nitrate) and treatment B (solution containing 0/02 percent by weight- volume of chitosan nanoparticles plus 0/2 percent by weight-volume of potassium nitrate) and salinity tension factor at five levels (Hoagland solution salinity was 2 desi Siemens per meter as control, 8, 12, 16 and 20 desi Siemens per meter). The results showed that the effect of salinity on all studied traits except seedling dry matter and potassium content was significant. Also, the effect of priming treatment on all studied traits except potassium content was positive and significant. Treatment (A) increased seedling dry matter compared to the other treatment by 26/7 percent. Application of treatment (A) compared to treatment (B) at salinity of 20 desi Siemens per meter increased proline (11.8 percent), soluble sugar (20.6 percent) and catalase enzyme content (30.4 percent) and decreased sodium (34.2 percent) and a decrease in the ratio of sodium to potassium (27.8 percent). In general, it can be stated that the use of a solution containing 0.01 percent by weight - volume of chitosan nanoparticles plus 0.5 percent by weight- volume of potassium nitrate in quinoa seed priming can improve the biochemical content of quinoa seedlings under salinity tension conditions.

Keywords: Proline, Salinity, Catalase, Chitosan and Potassium nitrate.

[Downloaded from cpj.ahvaz.iau.ir on 2026-06-03]

[DOR: 20.1001.1.2008403.1400.13.50.5.2]