اثر نوتری‌پرایمینگ بذر با سلنیم بر شاخص‌های جوانه‌زنی و فیزیولوژیکی بالنگوی شهری (*Lamellia ibrica* L.) تحت تنش شوری

سیداسماعیل موسوی[1]*، مهدی عقیقی شاهوردی[2]

[1]کارشناسی‌ارشد، گروه علوم و تکنولوژی بذر، دانشکده علوم کشاورزی، دانشگاه شاهد، تهران، ایران

[2]دکتری، گروه فیزیولوژی گیاهان زراعی، دانشکده علوم کشاورزی، دانشگاه شاهد، تهران، ایران

تاریخ دریافت: ۹۹/۰۲/۰۴ تاریخ پذیرش: ۹۹/۰۵/۱۴

چکیده

به‌منظور ارزیابی اثر پرایمینگ بذر با سلنیم بر شاخص‌های جوانه‌زنی و فیزیولوژیکی بالنگو تحت تنش خشکی، آزمایشی به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در سال ۹۶ در دانشگاه شاهد انجام شد. تیمارهای آزمایشی شامل پنج سطح شوری (صفر، ۲/۵، ۵، ۷/۵ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) و چهار سطح سلنیم (صفر، ۰/۲۵، ۰/۵ و ۱ درصد) بودند. نتایج نشان داد اثر سلنیم و شوری بر شاخص‌های جوانه‌زنی (درصد و سرعت جوانه‌زنی، ضریب جوانه‌زنی، واریانس جوانه‌زنی و یکنواختی جوانه‌زنی) و شاخص‌های فیزیولوژیکی گیاهچه (کلروفیل a، b و کلروفیل کل، کارتنوئید، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز) معنی‌دار بود. بیشترین درصد جوانه‌زنی در سطوح ۰/۲۵ و ۰/۵ درصد سلنیم و سطوح صفر و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر نمک حاصل شد. شوری رنگیزه‌های گیاهی (کلروفیل a، b و کلروفیل کل) را کاهش داد. میانگین‌های رنگیزه‌های گیاهی (کلروفیل‌های a، b،کلروفیل کل و کارتنوئید) در سطح ۰/۲۵ درصد سلنیم نسبت به سایر سطوح سلنیم در بالاترین سطح بود. در سلنیم سطح ۰/۲۵ درصد، بالاترین میزان فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز به‌دست آمد و همچنین با افزایش سطح شوری، فعالیت هر دو آنزیم یاد شده افزایش یافت. به‌طورکلی می‌توان نتیجه گرفت در این مطالعه، تیمار ۰/۲۵ درصد سلنیم در کاهش اثرات منفی شوری مؤثرترین تیمار بود.

واژه‌های کلیدی: پراکسیداز، سرعت جوانه‌زنی، کاتالاز، کلروفیل، نوتری‌پرایمینگ

مقدمه

تنش شوری یکی از مهم‌ترین عامل‌های محدودکننده محیطی هست که رشد و تولید در گیاهان را با محدودیت مواجه کرده و موجب آسیب جدی به گیاهان می‌شود. یکی از مراحل حساس رشدی گیاه، مرحله جوانه‌زنی می‌باشد. این مرحله در استقرار گیاهچه، بهبود رشد گیاه و تعیین تراکم نهایی در واحد سطح مزرعه‌ای نقش اصلی را ایفا می‌کند (Jabari et al., 2010). به‌طورکلی، واکنش گیاهان به تنش شوری از دو جنبه حائز اهمیت هست. یکی از آن‌ها این است که نمک موجود در خاک و محیط اطراف ریشه، با ایجاد پتانسیل اسمزی مانع جذب آب توسط گیاه می‌شود. دیگری این است که نمکی که وارد سلول‌های گیاه می‌شود، با ایجاد سمیت یونی غشای سلولی و آنزیم‌ها را تخریب می‌کند (Munns et al., 2006). یکی از فن‌های ساده‌ای که قدرت و استقرار گیاهچه‌ها و درنتیجه کارایی گیاه را بهبود

*نویسنده مسئول: esmaeil.m1370@gmail.com

می‌بخشد، پرایمینگ بذر هست که جوانه‌زنی بذر را در شرایط محیطی دارای تنش مانند تنش‌های خشکی و شوری افزایش می‌دهد (Sharma et al., 2004). نوتری‌پرایمینگ یکی از روش‌های نسبتاً جدید پرایمینگ بذر بوده که به‌تازگی موردتوجه بیشتری قرارگرفته است (Aghighi Shahverdi et al., 2017a). در این روش بذرها با استفاده از عناصر کم‌مصرف و پرمصرف تیمار می‌شوند (Mirshekari, 2012; Rehman et al., 2012). سلنیم یکی از عناصر کمیاب و مفید برای سلامتی انسان و حیوانات با خاصیت آنتی‌اکسیدانتی و ضدسرطانی است (Graham et al., 2007). اثرات سلنیم در غلظت‌های کم برای کاهش آسیب‌های ناشی از تنش‌های محیطی مانند خشکی و شوری به اثبات رسیده است (Hartikainen et al., 2000). هرچند استفاده از سلنیم در غلظت‌های بالا باعث ایجاد تنش اکسیداتیو و تخریب غشای سلولی و درنتیجه کاهش رشد می‌شود (Freeman et al., 2010). این ماده در غلظت‌های کم، مقاومت گیاه را در برابر تنش‌های اکسیداتیوی که در اثر اکسیژن فعال آزاد یا گونه‌های اکسیژن فعال ایجاد می‌شوند را افزایش می‌دهد. هنگامی‌که سلنیم در غلظت‌های مناسب به‌کاربرده شود، باعث افزایش در محتوای آنتی‌اکسیدانی گیاهان از طریق فعال کردن آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان مانند سوپراکسیددیسموتاز و کاتالاز می‌شود (Walaa et al., 2010; Yao et al., 2011). مطالعات نشان داده است که وجود سلنیم در محیط‌های رشدی می‌تواند گیاهان را در برابر تنش‌های غیرزنده مانند خشکی (Habib, 2013)، شوری (Hasanuzzaman et al., 2011) و فلزات سمی (Saidi et al., 2014) محافظت کند. محققان گزارش کرده‌اند که استفاده از سلنیم اثرات مخرب تنش را با افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی کاهش می‌دهد. بدون سلنیم، این آنزیم‌ها به‌طور مؤثری نمی‌توانند تشکیل و سیستم آنتی‌اکسیدانی را فعال کنند (Sajedi et al., 2008). کلینگ و همکاران (Keling et al., 2013) بیان داشته‌اند که تیمار بذر با سلنیم به‌طور مستقیم سنتز آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز و پراکسیداز) را در گیاهان تحت تأثیر قرار داده و باعث افزایش در تولید و عملکرد ماده خشک گیاهچه می‌شود. بالنگوی شهری با نام علمی *Lallemantia iberica* گیاهی یک‌ساله و علفی، با ارتفاع ۲۰ تا ۴۰ سانتی‌متر و متعلق به خانواده نعنائیان (*Lamiaceae*) بوده، برگ‌های آن متقابل و بیضی‌شکل با دمبرگی کوتاه و گل‌های آن آبی‌رنگ مایل به زرد می‌باشد (Emmad, 2008). بذر بالنگو حاوی ۶۱/۷۴ درصد کربوهیدرات، ۰/۸۷ درصد پروتئین، ۲۹/۶۶ درصد فیبر خام و ۸/۳۳ درصد خاکستر (Razavi and Moghaddam, 2011). به‌خاطر تولید مقدار زیادی موسیلاژ، بذرها می‌توانند به‌عنوان یک منبع هیدروکلوئیدی در فرمولاسیون غذایی به‌کار رود (Naghibi et al., 2005). این گیاه دارای ویژگی‌های دارویی و صنعتی است ، بنابراین گیاه چندمنظوره محسوب می‌شود (Abdollahi et al., 2013). با توجه به افزایش شرایط شوری در زمین‌های کشاورزی،استفاده از روش‌های مختلف برای کاهش اثرات منفی تنش ضروری به نظر می‌رسد. هدف این مطالعه ارزیابی اثر نوتری‌پرایمینگ با سلنیم بر شاخص‌های جوانه‌زنی و فیزیولوژیک بالنگوی شهری تحت تنش شوری بوده است.

مواد و روش‌ها

به‌منظور ارزیابی اثر پرایمینگ بذر بر شاخص‌های جوانه‌زنی و فیزیولوژیک بالنگو تحت تنش خشکی، آزمایشی به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در سال ۹۶ در آزمایشگاه علوم و تکنولوژی بذر دانشگاه شاهد انجام شد. تیمارهای آزمایشی شامل پنج سطح شوری (صفر، ۲/۵، ۵، ۷/۵ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) و چهار سطح سلنیم (صفر، ۰/۲۵، ۰/۵ و ۱ درصد) بودند. به‌منظور استفاده از سلنیم، از سدیم سلنیت (Na_2SeO) و برای شوری، از سدیم‌کلراید استفاده شد. قبل از شروع آزمایش، بذرهای بالنگو با استفاده از سدیم‌هیپوکلریت ۱۰ درصد به

مدت یک دقیقه ضدعفونی شده و سپس سه بار با آب مقطر شست‌وشو داده شدند. بذرها جهت پرایم شدن، در محلول‌های با غلظت‌های مختلف سلنیم به مدت هشت ساعت در دمای اتاق قرار داده شدند (Aghighi Shahverdi and Omidi, 2016). بذرها پس از تیمار به تعداد ۵۰ بذر در پتری‌دیش روی کاغذ صافی قرار داده شده، آنگاه سطوح مختلف تنش شوری با استفاده از کلریدسدیم اعمال گردید. سپس پتری‌دیش‌ها در داخل ژرمیناتور با دمای ۵±۲۵درجه سانتی‌گراد و رطوبت نسبی ۵± ۷۰ درصد قرارگرفته و در پایان هر ۲۴ ساعت تعداد بذرهای جوانه‌زده به مدت یک هفته شمارش شدند. پس از پایان شمارش تعداد بذرهای جوانه‌زده، از هر پتری‌دیش تعدادی گیاهچه جهت اندازه‌گیری شاخص‌های فیزیولوژیک انتخاب شدند.

درصد جوانه‌زنی با استفاده از رابطه ۱ محاسبه گردید (Omidi et al., 2013).

$$GP = (G/N) \times 100$$ رابطه ۱

در این رابطه GP درصد جوانه‌زنی، G تعداد بذر جوانه‌زده.

سرعت جوانه‌زنی با استفاده از رابطه ۲ محاسبه گردید (Bewley and Blak, 1998).

$$GR= \sum \frac{Ni}{Ti}$$ رابطه ۲

GR سرعت جوانه‌زنی، Ni سرعت جوانه‌زنی در روز i و Ti تعداد روزهای جوانه‌زنی.

میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی با استفاده از رابطه ۳ محاسبه گردید (Ellis and Roberts, 1981).

$$MGT= \sum (ni \times di)/ \sum ni$$ رابطه ۳

MGT میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی، ni تعداد بذرهای جوانه‌زده در هر شمارش، di تعداد روز تا شمارش.

واریانس جوانه‌زنی طبق رابطه ۴ محاسبه شد (Hoogenboom and Peterson, 1987).

$$V = \delta = \frac{\sum(di-d)ni}{\sum N}$$ رابطه ۴

V واریانس جوانه‌زنی، di تعداد روز بعد از کاشت، N تعداد بذر جوانه‌زده و d میانگین روزهای جوانه‌زنی

همگنی جوانه‌زنی طبق معادله ۵ محاسبه گردید (Hoogenboom and Peterson, 1987).

$$UG = \frac{1}{V} \times 10$$ رابطه ۵

UG همگنی جوانه‌زنی، V واریانس جوانه‌زنی

ضریب جوانه‌زنی بر اساس معادله ۶ محاسبه شد (Scott *et al*., 1984)

$$GC= \frac{1}{MGT} \times 100$$ رابطه ۶

GC ضریب جوانه‌زنی، MGT میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی

کلروفیل a، b، کلروفیل کل و کارتنوئید: اندازه‌گیری مقدار کلروفیل a، b، کلروفیل کل و همچنین کارتنوئید با استفاده از روش آرنون انجام شد (Arnon, 1967). طبق این روش، ۰/۲۵ گرم گیاهچه بالنگو (برداشت‌شده در انتهای آزمایش از رشد گیاهچه‌ای در داخل ظرف پتری‌دیش) در هاون چینی حاوی ۵ میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد سائیده شد. سپس با استفاده از سانتریفیوژ (۵۰۰۰ دور در ۵ دقیقه) (مدل Sigma 3-30K) جذب محلول رویی را در طول موج‌های

۴۷۰، ۶۶۳ و ۶۴۶ نانومتر با استفاده از دستگاه اسپکتروفوتومتر (مدل Lambda 25) قرائت شد. کلروفیل a، b، کلروفیل کل طبق روابط زیر محاسبه گردید (روابط ۶ تا ۹).

$$Chl\ a = (12.25\times A663 - 2.79\times A649) \quad \text{رابطه ۶}$$

$$Chl\ b = (21.21\ A646 - 5.1\ A663) \quad \text{رابطه ۷}$$

$$Chl\ Total = (7.15\times A663.2 + 18.71\times A646.8) \quad \text{رابطه ۸}$$

$$Cartenoeids = (1000\times A470 - 1.82\times Chl\ a - 85.02\times Chl\ b)/198 \quad \text{رابطه ۹}$$

سنجش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی: برای ارزیابی فعالیت آنزیم‌ها، نمونه‌ها در نیتروژن مایع منجمد و در دمای ۳۰- درجه سانتی‌گراد نگهداری شدند. یک گرم از بافت گیاهی تازه منجمد شده در ۵ میلی‌لیتر بافر پتاسیم فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH= ۷ که حاوی یک میلی‌مولار اتیلن ادیامینت-تراستیک‌اسید[1]، یک میلی‌مولار دیتیوترئیتول و دو درصد پلی‌وینیل‌پیرولیدون[2] ساییده و عصاره‌گیری شد. سپس عصاره حاصل در ۱۵۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ شد و محلول رویی برای سنجش فعالیت آنزیم‌ها مورد استفاده قرار گرفت.

اندازه‌گیری آنزیم کاتالاز به روش چانس و ماهلی (Chance and Maehly, 1955) و اندازه‌گیری میزان آنزیم پراکسیداز از روش مک‌آدام و همکاران (Mac-Adam et al., 1992) انجام شد.

تجزیه و تحلیل آماری

تجزیه داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار SAS نسخه ۹/۲ و مقایسه تیمارهای مورد ارزیابی با استفاده از آزمون LSD در سطح احتمال ۵ درصد انجام شد.

نتایج و بحث

درصد جوانه‌زنی: تجزیه واریانس نشان داد اثر سلنیم و شوری بر درصد جوانه‌زنی معنی‌دار بود (جدول۱). با افزایش سلنیم تا سطح ۰/۵ درصد، درصد جوانه‌زنی افزایش یافت. به‌طوری‌که بالاترین درصد جوانه‌زنی در سطوح ۰/۲۵ و ۰/۵ درصد به‌دست آمد (به ترتیب ۸۴ و ۸۵/۵ درصد) (جدول۲). با افزایش سطوح شوری، درصد جوانه‌زنی کاهش یافت. بالاترین درصد جوانه‌زنی در سطوح شوری صفر و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر حاصل شد (به‌ترتیب ۹۶/۰۴ و ۹۳/۵۴ درصد). کمترین درصد جوانه‌زنی در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) بود. اثر بازدارندگی سدیم‌کلرید روی جوانه‌زنی بذر می‌تواند به‌دلیل اثر مستقیم آن روی توسعه جنینی باشد. محققان دریافته‌اند که سطوح بالای سدیم‌کلرید در آب به‌شدت طویل شدن محور جنینی تحت تأثیر قرار داده و بازدارنده آن می‌باشد (Panuccio et al., 2014). تورهان و ایاز (Turhan and Ayaz, 2004) بیان داشتند افزایش سطح شوری با اثر بر روی تقسیم سلولی و سوخت‌وساز در گیاهان باعث کاهش جوانه‌زنی بذر می‌شود. به نظر می‌رسد در غلظت‌های کم و متوسط غلظت نمک، کاهش پتانسیل اسمزی عامل محدودکننده جوانه‌زنی هست. در غلظت‌های بالای نمک، سمیت یونی باعث کاهش درصد و سرعت جوانه‌زنی می‌شود. در سمیت یونی، به‌خاطر افزایش جذب یون‌ها مخصوصاً سدیم و کلرید، عدم

1. EDTA
2. PVP

تعادل عناصر (Al-Ansari, 2003)، همچنین تشکیل رادیکال‌های آزاد، (Timothy, 2001) منجر به آسیب و تخریب سلول‌های مریستمی که جوانه‌زنی و رشد کاهش می‌یابد. بااین‌حال سلنیم باعث افزایش فعالیت آنزیم آنتی‌اکسیدانی از آسیب‌دیدن جلوگیری می‌کند. دادنیا و همکاران (Dadnia et al., 2008) اظهار داشتند بدون سلنیم، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی نمی‌توانند به‌طور مؤثری تشکیل و سیستم آنتی‌اکسیدانی فعال شود.

سرعت جوانه: اثر سلنیم و شوری بر سرعت جوانه‌زنی معنی‌دار بود (جدول ۱). با افزایش سطوح سلنیم تا ۰/۵ درصد، سرعت جوانه‌زنی افزایش یافت. بالاترین سرعت جوانه‌زنی در سطوح ۰/۲۵، ۰/۵ و ۱ درصد سلنیم به‌دست آمد. با افزایش شوری سرعت جوانه‌زنی کاهش یافت. بالاترین سرعت جوانه‌زنی در سطوح صفر و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر شوری حاصل شد (جدول۲). اگر جذب آب مختل و یا کاهش یابد، فعالیت‌های داخل بذر کاهش‌یافته و مدت‌زمان خروج ریشه‌چه بذر افزایش و سرعت جوانه‌زنی کاهش می‌یابد. عقیقی شاهوردی و همکاران (Aghighi Shahverdi et al., 2017b) گزارش کردند که پیش‌تیمار بذر با سلنیم با کاهش اثر شوری، به‌طور معنی‌داری درصد و سرعت جوانه‌زنی را افزایش می‌دهد.

میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی: اثر سلنیم، شوری و اثر متقابل این دو عامل بر میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی معنی‌دار بود (جدول ۱). با افزایش شوری در همه تیمارهای سلنیم، میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی کاهش یافت. به‌طورکلی در همه تیمارهای سلنیم، بیشترین میانگین این شاخص در شاهد و کمترین میانگین در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) به‌دست آمد. در بین همه تیمارها، بیشترین (۴/۲۴ روز) و کمترین (۳/۱۱ روز) این شاخص به‌ترتیب در تیمار سلنیم ۰/۲۵ درصد و شوری سطح شاهد و سلنیم یک درصد در بالاترین سطح شوری به‌دست آمد (جدول۳). تحت شرایط تنش، جذب آب توسط بذر مختل و یا کاهش می‌یابد. در چنین مواردی، فعالیت‌های متابولیکی داخل بذر برای جوانه‌زنی کاهش می‌یابد. بنابراین، مدت‌زمان موردنیاز برای جوانه‌زنی افزایش می‌یابد (De and Kar, 1995).

ضریب جوانه‌زنی و واریانس جوانه‌زنی: اثر سلنیم، شوری و اثر متقابل این فاکتورها بر ضریب و واریانس جوانه‌زنی معنی‌دار بود (جدول۱). طبق نتایج مقایسه میانگین، در همه سطوح سلنیم، افزایش سطح شوری، میانگین ضریب جوانه‌زنی را افزایش داد. بالاترین ضریب جوانه‌زنی در سلنیم یک درصد و بالاترین سطح شوری به‌دست آمد. همچنین کمترین میانگین این شاخص نیز در سلنیم ۰/۲۵ درصد و شوری سطح شاهد حاصل شد (جدول ۳). با افزایش غلظت سلنیم تا ۰/۵ درصد، میانگین واریانس جوانه‌زنی افزایش یافت و با افزایش بیشتر سلنیم، واریانس جوانه‌زنی کاهش یافت. افزایش سطح شوری باعث افزایش واریانس جوانه‌زنی گردید. به‌گونه‌ای که بیشترین و کمترین واریانس جوانه‌زنی به‌ترتیب در سطح پایین شوری و سطح بالای شوری به‌دست آمد (جدول۲). هنگامی‌که جوانه‌زنی بذر در گستره وسیعی اتفاق بیفتد، واریانس جوانه‌زنی افزایش می‌یابد و هر عاملی که جوانه‌زنی را بهبود دهد، می‌تواند واریانس جوانه‌زنی را کاهش دهد.

همگنی جوانه‌زنی: اثر سلنیم، شوری و اثر متقابل سلنیم و شوری روی همگنی جوانه‌زنی معنی‌دار شد (جدول۱). در همه سطوح سلنیم، با افزایش سطوح شوری، میانگین‌های مربوط به همگنی جوانه‌زنی افزایش یافت. بالاترین یکنواختی در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) به‌دست آمد. بالاترین همگنی جوانه‌زنی (۶۶/۴۲) در تیمار عدم کاربرد سلنیم و بالاترین سطح شوری به‌دست آمد (جدول ۳).

جدول ۱: تجزیه واریانس اثر سلنیم بر شاخص‌های جوانه‌زنی و فیزیولوژیکی گیاهچه بالنگو تحت تنش شوری

		میانگین مربعات									
منابع تغییرات	درجه آزادی	فعالیت کاتالاز	فعالیت کاتالاز	کاروتنوئید	کلروفیل کل	کلروفیل b	کلروفیل a	همگنی جوانه‌زنی	واریانس جوانه‌زنی	ضریب جوانه‌زنی	میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی	سرعت جوانه‌زنی	درصد جوانه‌زنی
سلنیم	۳	۹۴۷/۱۵**	۴۷۷/۳۹**	۸/۷۱ns	۶۸/۹۴**	۳۴/۳۵*	۲۷/۳۸*	۱۹۵/۹۱**	۱**	۱۳/۷۰*	۰/۲۵*	۱۱/۳۸**	۱۰۰/۱۰*
شوری	۴	۱۱۳۸/۳۰**	۵۰۶/۷۱**	۸۲/۴۰**	۱۳۷/۰۸**	۹۷/۰۹**	۱۱۱/۵۲**	۸۰۳/۹۶**	۵/۸۴**	۵۲/۱۴**	۰/۹۳**	۹۸/۷۷**	۱۵۷/۵۱**
سلنیم×شوری	۱۲	۲۸/۱۹ns	۱۵/۳۲ns	۳۳/۲۱**	۱۰۸/۵۱**	۸۴/۳۷**	۷۳/۸۸**	۶۵/۳۵**	۰/۸۰**	۹/۳۵*	۰/۱۷*	۱/۹۷ns	۴۴/۲۸ns
خطا	۴۰	۱۹/۰۲	۱۷/۹۵	۶/۷۱	۵/۰۶	۴/۴۳	۳/۳۱	۲۱/۹۴	۰/۲۵	۴/۶۴	۰/۰۶	۱/۳۷	۲۴/۵۸
ضریب تغییرات (درصد)	–	۱۲/۸۱	۵/۴۸	۱۱/۸۱	۷/۳۷	۹/۱۹	۸/۸۸	۱۱/۳۱	۱۵/۴۹	۷/۸۶	۷/۰۳	۷/۴۹	۵/۹۸

ns، * و ** به ترتیب غیرمعنی‌دار، معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد

جدول ۲: تأثیر شوری و سلنیم بر شاخص‌های جوانه‌زنی و فعالیت آنزیم‌های گیاهچه بالنگو

سطوح شوری (دسی‌زیمنس بر متر)	درصد جوانه‌زنی (درصد)	سرعت جوانه‌زنی (بذر در روز)	واریانس جوانه‌زنی	فعالیت کاتالاز (واحد بر میلی‌گرم پروتئین در دقیقه)	فعالیت پراکسیداز (واحد بر میلی گرم پروتئین در دقیقه)
۰	۹۶/۰۴ a	۱۷/۷۸ a	۳/۰۲ a	۴۶/۴۳ e	۹۸/۵۱ c
۲/۵	۹۳/۵۴ a	۱۷/۸۳ a	۳ a	۵۲/۱۱ d	۱۱۱/۲۹ b
۵	۷۸/۹۵ b	۱۳/۹۲ b	۲/۴۳ b	۶۲/۳۸ c	۱۲۸/۷۹ a
۷/۵	۷۵/۴۱ b	۱۲/۶۳ c	۲/۱۹ c	۷۵/۹۲ b	۱۰۰/۰۹ bc
۱۰	۷۰ c	۱۱/۷۳ c	۱/۹۸ d	۱۰۰/۰۹ bc	۹۳/۵۷ c
سطوح سلنیم (درصد)					
۰	۷۹/۵۰ b	۱۳/۵۳ b	۲/۲۹ b	۳۸/۱۱ c	۷۵/۴۹ c
۰/۲۵	۸۴ a	۱۴/۹۹ a	۲/۶۳ a	۴۴/۷۲ a	۸۸/۱۹ a
۰/۵	۸۵/۵۰ a	۱۵/۵۴ a	۲/۶۳ a	۴۱/۱۲ b	۸۳/۰۴ b
۱	۸۲/۱۶ ab	۱۵/۰۶ a	۲/۵۴ a	۳۷/۳۸ c	۷۴/۸۸ c

میانگین‌های با حروف مشابه در هر ستون در سطح احتمال ۵ درصد با روش LSD تفاوت معنی‌دار ندارند.

کلروفیل a، b و کلروفیل کل: نتایج تجزیه واریانس نشان داد اثر سلنیم، شوری و اثر متقابل سلنیم و شوری بر محتوای کلروفیل a، b و کلروفیل کل معنی‌دار بود (جدول۱). اثر افزایش غلظت شوری در تمام سطوح سلنیم روی کلروفیل a، b و کلروفیل کل منفی بود. بالاترین میزان کلروفیل a، b و کلروفیل کل در بین همه سطوح سلنیم، در تیمار ۰/۲۵ درصد سلنیم با همه سطوح شوری بود (جدول۳). طبق نتایج آزمایش می‌توان بیان داشت که غلظت ۰/۲۵ درصد سلنیم در کاهش اثرات شوری مؤثرتر بود. نتایج نشان داد که تنش شوری باعث تخریب کلروپلاست، تغییر در تعداد و اندازه کلروپلاست و کاهش محتوای کلروفیل می‌شود. پاریدا و داس (Parida and Das, 2005) گزارش کردند که محتوای کلروفیل گیاهان تحت تنش شوری کاهش می‌یابد. نتیجه تحقیق عقیقی‌شاهوردی و همکاران (Aghighi Shahverdi et al., 2017a) روی استویا Stevia rebaudiana Bertoni نشان داد که کلروفیل a، b تحت شرایط تنش کاهش یافتند. افزایش سلنیم در غلظت مناسب می‌تواند تا حدودی تخریب کلروپلاست‌ها را کاهش داده و میزان کلروفیل را افزایش دهد (Filek et al., 2010). گزارش‌شده است که باوجود سلنیم، آهن در دسترس که می‌تواند برای گیاهان در حفاظت از محتوای کلروفیل مؤثر باشد، افزایش می‌یابد (Cao et al., 2011).

کاروتنوئید: اثر شوری و اثر متقابل شوری و سلنیم بر میزان کاروتنوئید معنی‌دار بود (جدول۱). با افزایش سطح شوری، از میزان کاروتنوئید کاسته شد. بالاترین میزان کاروتنوئید در تیمار ۰/۲۵ درصد سلنیم و همه سطوح شوری به‌دست آمد و می‌توان بیان داشت که غلظت ۰/۲۵ درصد سلنیم در کاهش اثرات شوری روی کاروتنوئید مؤثرترین تیمار بوده است (جدول۳). کاروتنوئید رنگیزه مهم و کلیدی سیستم آنتی‌اکسیدانی در گیاهان بوده که به تنش‌های اکسیداتیو ایجادشده توسط شوری خیلی حساس هستند (Havaux, 1998). گزارش‌های مختلف نشان داده‌اند در گیاه سویا میزان کلروفیل و کاروتنوئید تحت تنش شوری کاهش می‌یابد (Shetewi, 2007). حبیبی و همکاران (Habibi et al., 2016) گزارش کرده‌اند که اعمال غلظت بالای سلنیم در محیط ریشه منجر به کاهش غلظت رنگیزه‌های کاروتنوئید در برگ‌ها می‌شود.

فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز: اثر سلنیم و شوری بر فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز معنی‌دار بود (جدول ۱). افزایش سطح شوری موجب افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز شد و بالاترین میانگین مربوط به فعالیت کاتالاز در بالاترین سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) حاصل گردید. همچنین میزان فعالیت پراکسیداز با افزایش میزان شوری تا ۵ دسی‌زیمنس بر متر افزایش و سپس کاهش یافت. در بین غلظت‌های مختلف سلنیم، بیشترین میزان فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز در غلظت ۰/۲۵ درصد به دست آمد (جدول ۲). سطح بالای فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان به‌عنوان یکی از مکانیسم‌های تحمل شوری در گیاهان در نظر گرفته می‌شود (Ashraf, 2009). آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان غشاها را در برابر اثرات مخرب رادیکال‌های اکسیژن فعال که در اثر تنش‌های غیرزنده ایجاد می‌شود، محافظت و باعث پایداری و مقاومت به تنش‌هایی مانند شوری می‌شود (Mohamadkhani and Haider, 2007). نتایج نشان داده است که گیاهان تیمار شده با سلنیم می‌تواند مقاومت گیاهان را نسبت به تنش افزایش دهد و این افزایش مقاومت می‌تواند به‌خاطر افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی می‌شود (Maruyama and Kuwagata, 2008).

جدول ۳: مقایسه میانگین اثر برهم‌کنش سلنیم و شوری بر شاخص‌های جوانه‌زنی بالنگو

سطوح سلنیم (درصد)	سطوح شوری (دسی‌زیمنس بر متر)	کاروتنوئید (میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر)	کلروفیل کل (میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر)	کلروفیل b (میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر)	کلروفیل a (میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر)	همگنی جوانه‌زنی	ضریب جوانه‌زنی	میانگین مدت‌زمان جوانه‌زنی (روز)
۰	۰	۷/۶۰ ab	۲۳/۷۲ cd	۱۰/۶۰ bc	۱۳/۱۱ c	۳۴/۱۰ fgh	۲۲/۸۳ fg	۴/۳۸ ab
	۲/۵	۶/۸۹ cd	۲۰/۳۵ de	۸/۸۱ cde	۱۱/۵۴ de	۳۶/۶۹ e..h	۲۵/۴۴ efg	۳/۹۵ bc
	۵	۶/۲۸ cd	۱۶/۲۳ g	۶/۲۴ fg	۹/۹۸ fg	۴۳/۵۶ cde	۲۸/۵۴ a..e	۳/۵۲ c..g
	۷/۵	۵/۷۸ de	۱۴/۵۷ gh	۵/۷۹ gh	۸/۷۷ fgh	۵۴/۳۲ b	۳۰/۱۹ a..d	۳/۳۳d..g
	۱۰	۴/۷۱ f	۱۲/۸۱ i	۵/۱۱ h	۷/۶۹ h	۶۶/۴۲ a	۲۱/۲۳ ab	۳/۲۱ fg
۰/۲۵	۰	۸/۰۱ a	۲۸/۲۲ a	۱۲/۳۴ a	۱۵/۸۷ a	۳۱/۸۳ gh	۲۲/۵۹ g	۴/۴۲ a
	۲/۵	۷/۰۴ bcd	۲۷/۵۵ a	۱۲/۰۱ ab	۱۵/۵۴ a	۲۹/۸۸ h	۲۴/۸۸ efg	۴/۰۲ abc
	۵	۶/۴۸ cd	۲۴/۶۶ c	۱۰/۷۲ bc	۱۳/۹۴ bc	۴۲/۱۳ c..f	۲۶/۳۸ d..g	۳/۸۰ cd
	۷/۵	۵/۹۱ de	۲۰/۸۶ de	۹/۱۹ cd	۱۱/۶۷ cde	۴۳/۱۸ c..f	۲۷/۸۶ b..e	۳/۵۹ c..g
	۱۰	۴/۸۲ ef	۱۹/۴۰ ef	۸/۵۱ cde	۱۰/۸۹ ef	۴۹/۸۳ bc	۳۰/۷۱ abc	۳/۲۹ efg
۰/۵	۰	۷/۸۹ a	۲۶/۰۴ b	۱۱/۸۵ ab	۱۴/۱۹ b	۳۲/۸۴ gh	۲۵/۶۵ efg	۳/۹۰ c
	۲/۵	۶/۸۸ cd	۲۳/۴۴ cd	۱۰/۹۹ bc	۱۲/۴۴ cd	۳۴/۲۹ fgh	۲۷/۵۴ b..e	۳/۶۳ c..f
	۵	۶/۱۹ cde	۱۹/۶۴ ef	۷/۷۹ def	۱۱/۸۴ cde	۴۲/۳۰ c..f	۲۸/۰۶ b..e	۳/۵۷ c..g
	۷/۵	۵/۶۶ de	۱۶/۸۳ g	۷/۰۳ ef	۹/۷۹ fg	۴۰/۷۱ d..g	۲۵/۹۵ efg	۳/۸۵ c
	۱۰	۴/۴۴ f	۱۴/۹۹ gh	۶/۳۹ fg	۸/۵۹ fgh	۴۲/۹۶ c..f	۲۶/۷۰ c..f	۳/۷۵ cde
۱	۰	۷/۲۲ bc	۲۱/۱۴ cde	۶/۱۹ cd	۱۱/۹۴ cde	۳۴/۷۰ e..h	۲۷/۱۸ b..e	۳/۶۷ c..f
	۲/۵	۶/۵۴ cd	۱۸/۷۴ ef	۸/۶۹ cde	۱۰/۰۴ efg	۳۵/۱۵ e..h	۲۷/۷۹ b..e	۳/۶ c..g
	۵	۶/۰۸ de	۱۴/۷۰ gh	۶/۱۱ fg	۸/۵۹ fgh	۳۷/۴۶ e..h	۲۸/۳۰ a..e	۳/۵۵ c..g
	۷/۵	۵/۳۴ ef	۱۳/۵۶ hi	۵/۵۵ gh	۸/۰۱ gh	۴۸/۴۷ bcd	۲۷/۵۵ b..e	۳/۶۵ c..f
	۱۰	۴/۱۷ f	۱۲/۵۴ i	۵/۰۱ h	۷/۳۴ h	۴۹/۰۴ bcd	۳۲/۲۳ a	۳/۱۱ g

اعداد با حروف مشابه در هر ستون بر اساس آزمون LSD اختلاف معنی‌داری ندارند.

نتیجه‌گیری کلی

نتایج نشان داد که تنش شوری باعث کاهش درصد جوانه‌زنی و سرعت جوانه‌زنی و همچنین کاهش رنگیزه‌های گیاهی (مانند کلروفیل a، b و کاروتنوئید) و کاهش رشد می‌گردید. استفاده از سلنیم در این آزمایش در غلظت پایین (۰/۲۵ درصد) باعث کاهش اثرات منفی شوری شد. اگرچه مکانیسم‌های اثرات سلنیم بر روی رشد گیاه مشخص نیست اما آنتی‌اکسیدان زیادی توسط سلنیم می‌تواند تولید و در برابر تنش‌های اکسیداتیو که رادیکال‌های آزاد ایجاد می‌کنند ایفای نقش نموده و مقاومت گیاهان را در برابر تنش افزایش دهند.

Reference

Abdollahi, M., Maleki Farahani, S., Fotokian, M.H. and Hasanzad, A. 2013. Yield, yield components and water use efficiency under drought stress for irrigation management of *Lallemantia iberica* L. Irrigation and Water Management. 3: 103-120.

Aghighi Shahverdi, M. and Omidi, H. 2016. Determination of optimum concentration and time of Stevia (*Stevia rebaudiana* Bertoni) seed priming by selenium. 4(3): 39-51.

Aghighi Shahverdi, M., Omidi, H. and Tabatabaei, S.J. 2017a. Effect of nutri-priming on germination indices and physiological characteristics of stevia seedling under salinity stress. Journal of Seed Science. 39(4): 353-362.

Aghighi Shahverdi, M., Omidi, H. and Tabatabaei, S.J. 2017b. Determination of optimum duration and concentration of stevia (*Stevia rebaudiana* Bertoni) seed priming with boric acid (H_3BO_3). Turkish Journal of Agriculture Research. 4(1): 24-30.

Al-Ansari, F.M. 2003. Salinity tolerance during germination of two arid-land varieties of wheat. Seed Science and Technology. 31: 597-603.

Arnon, A.N. 1967. Method of extraction of chlorophyll in the plants. Agronomy Journal, 23: 112-121.

Ashraf, M. 2009. Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. Biotechnology Advances. 27: 84-93.

Bewley, J.D. and Blak, M. 1998. Seed: physiology of development and germination, second edition. Plenum press New York.

Cao, F., Cai, Y., Cheng, W.D., Zhang, G.P. and Wu, F.B. 2011. Modulation of exogenous glutathione in phytochelatins and photosynthetic performance against Cd stress in the two rice genotypes differing in Cd tolerance. Biology Trace Elemental Research. 143: 1159-1173.

Chance, B., Maehly, A.C. 1955. Assay of catalase and peroxidase. Methods in Enzymology. 2: 764-775.

Dadnia, M.R., Habib, D., Ardakani, M.R. and Nour Mohammadi, G.H. 2008. Antioxidative response of Sunflower (*Helianthus annus* L.) varieties under water deficit and selenium foliar application. Journal of Agronomy and Plant Breeding. 4: 67-78.

De, R., Kar, R.K. 1995. Seed germination and seedling growth of mung been (*Vigna radiate*) under water stress induced by PEG-6000. Seed Science and Technology. 23: 301-308.

Ellis, R.H. and Roberts, E.H. 1981. The quantification of aging and survival in orthodox seeds. Seed Science and Technology. 9: 373-409.

Emad, M. 2008. Identify plants and industrial forest and pasture, and the indications for their Publications Rural Development. 3-21.

Filek, M., Gzyl-Malcher, B., Zembala, M., Bednarska, E., Laggner, P. and Kriechbaum, M. 2010. Effect of selenium on characteristics of rape chloroplasts modified by cadmium. Plant Physiology. 167: 28-33.

Freeman, J.L., Tamaoki, M., Stushnoff, C., Quinn, C.F., Cappa, J.J., Devonshire, J., Fakra, S.C., Marcus, M.A., McGrath, S.P., Hoewyk, D.V. and Pilon-Smits, E.A.H. 2010. Molecular mechanisms of selenium tolerance and hyperaccumulation in *Stanleya pinnata*. Plant Physiology. 153: 1630-1652.

Graham, R.D., Welch, R.M., Saunders, D.A., Ortiz-Monasterio, I., Bouis, H.E., Bonierbale, M., Haan, S., Burgos, G., Thiele, G., Liria, R., Meisner, C.A., Beebe, S.E., Potts, M.J., Kadian, M., Hobbs, P.R., Gupta, R.K. and Twomlowm S. 2007. Nutritious subsistence food systems. Advances in Agronomy. 92: 1-74.

Habib, G. 2013. Effect of drought stress and selenium spraying on photosynthesis and antioxidant activity of spring barley. Acta Agriculture Slovenica. 101: 31-39.

Habibi, G., Ghorbanzadeh, P. and Abedini, M. 2016. The effect of selenium on some physiological characteristics of lemon balm (*Melissa officinalis* L.). Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants research. 32: 698-715.

Hartikainen, H., Xue, T. and Piironen, V. 2000. Selenium as an anti-oxidant and pro-oxidant in ryegrass. Plant Soil. 225: 193-200.

Hasanuzzaman, M., Hossain, M.A. and Fujita, M. 2011. Selenium-induced up-regulation of the antioxidant defense and methylglyoxal detoxification system reduces salinity-induced damage in rapeseed seedlings. Biological Trace Element Research. 143: 1704-1721.

Havaux, M. 1998. Cartenoids as membrane stabilizers in chloroplasts. Trends in Plant Science. 3: 147-151.

Hoogenboom, G. and Peterson, C.M. 1987. Shoot growth rate of soybean as affected by drought stress. Agronomy Journal. 79: 598-607.

Jabari, R., Amini Dehaghi, M., Ghanji- Arjenak, F. and Aghahi, K. 2010. How duration and methods of priming may affect the germination of cumin seeds (*Cuminum cyminum* L.). Journal of Agriculture. 4: 23-30.

Keling, H., Ling, Z., Jitao, W. and Yang, Y. 2013. Influence of selenium on growth, lipid peroxidation and antioxidative enzyme activity in melon (*Cucumis melo* L.) seedlings under salt stress. Acta Scoietatis Botanicotum Poloniae. 82(3): 193-197.

MacAdam, J.W., Nelson, R. and Sharp, E. 1992. Peroxidase activity in the leaf elongation zone of tall fescue. Plant Physiology. 99: 872-878.

Maruyama, A. and Kuwagata, T. 2008. Diurnal and seasonal variation in bulk stomatal conductance of the rice canopy and its dependence on developmental stage in high sodium rates. Agriculture for Meteoral. 148: 1161-1163.

Mirshekari, B. 2012. Seed priming with iron and boron enhances germination and yield of dill (*Anethum graveolens*). Turkish Journal of Agriculture and Forestry. 36: 27-33.

Mohammadkhani, N. and Heidari, R. 2007. Effects of drought stress on protective enzyme activities and lipid peroxidation in two maize cultivars. Pakistan Journal of Biological Science. 10: 3835-3840.

Munns, R., James, R.A. and Lauchli, A. 2006. Approach to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. Journal of Experiment Botany. 57: 1025-1043.

Naghibi, F., Mosaddegh, M., Mohammadi Motamed, S. and Gorbani, A. 2005. Labiate family in folk medicine in Iran: from etnobotany to pharmacology. Iranian Pharmaceutical Research. 2: 63-79.

Paniccio, M.R., Jacobsen, S.E., Akhtar, S.S. and Muscolo, A. 2014. Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa. AOB Plant. 6: 1-18.

Parida, A.K. and Das, A.B. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review, Ecotoxicology and Environmental Safety. 60: 324-349.

Razavi, S.M.A. and Moghaddam, T.M. 2011. Influence of different substitution levels of *Lallemantia royleana* seed gum on textural characteristics of selected hydrocolloids. Electronic Journal of Environment, Agricultural and Food Chemistry. 10(9): 2826-2837.

Rehman, A., Farooq, M., Cheema, Z.A. and Wahid, A. 2012. Role of boron in leaf elongation and tillering dynamics in fine grain aromatic rice. Journal of Plant Nutrition. 36: 42-54.

Saidi, I., Chtourou, Y. and Djebali, D. 2014. Selenium alleviates cadmium toxicity by preventing oxidative stress in sunflower (*Helianthus annuus*) seedlings. Journal of Plant Physiology. 171: 85-91.

Sajedi, N.A., Ardakani, M.R., Naderi, A., Madani, H. and Mashhadi Akbarbujar, M. 2008. Effect of nutrition elements application on agronomical characters of maize hybrid under water deficit stress at different growth stages. Agronomy and Plant Breeding. 4: 85-98.

Scotl, S.J., Jones, R.A. and Williams, W.A. 1984. Review of data analysis methods for seed germination. Crop Science. 24(6): 1192-1199.

Sharma, A.D., Thakur, M., Rana, M. and Singh, K. 2004. Effect of plant growth hormones and abiotic stresses on germination, growth and phosphates activities in *Sorghum bicolor* L. Moench seeds. African Journal of Biotechnology. 3: 308-312.

Sheteawi, S.A. 2007. Improving growth and yield of salt stressed soybean by exogenous application of jasmine acid and ascorbic. International Journal of Agriculture and Biology. 9: 473-478.

Timothy, P. 2001. Glutathion-related enzymes and selenium status: implications for oxidative stress. Biochemical Pharmacology. 62: 237-281.

Turhan, H. and Ayaz, C. 2004. Effect of salinity on seedling emergence and growth of sunflower (*Helianthus annuus* L.) cultivars. International Journal of Agriculture and Biology. 6: 149-152.

Walaa, A.E., Shatlah, M.A., Atteia, M.H. and Sror, H.M. 2010. Selenium induces antioxidant defensive enzymes and promotes tolerance against salinity stress in cucumber seedlings (*Cucumis sativus*). Arab University Journal of Agriculture Science. 18: 65-76.

Yao, X., Chu, J., He, X. and Ba, C.J. 2011. Protective role of selenium in wheat seedlings subjected to enhanced UV-B radiation. Russian Journal of Plant Physiology. 58: 283-289.