فرآیند و کارکرد گیاهی، جلد ۱۳، شماره ۶۲، مهر و آبان‌ماه ۱۴۰۳ صفحه: ۱۲۵-۱۴۳
https://doi.org/10.22034/13.62.125

مقاله پژوهشی

تأثیر سلنات سدیم بر رشد، خواص آنتی‌اکسیدانی و برخی خصوصیات فیزیولوژیک دو رقم گوجه‌فرنگی (*Solanum lycopersicum* L.) در شرایط کشت هیدروپونیک

حمیده زمانپور شاه منصوری[۱]، لیلا شبانی[۲،۱*]، محمدرضا سبزعلیان[۳]

[۱] گروه زیست‌شناسی، دانشکده علوم، دانشگاه شهرکرد، شهرکرد، ایران

[۲] پژوهشکده زیست‌فناوری دانشگاه شهرکرد، شهرکرد، ایران

[۳] گروه تولید و ژنتیک گیاهی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه صنعتی اصفهان، اصفهان، ایران

(تاریخ دریافت: ۱۴۰۲/۱۰/۰۱، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۲/۱۲/۰۷)

چکیده

در دو دهه اخیر، نقش سلنیوم (Se) به عنوان یک آنتی‌اکسیدان مورد توجه قرار گرفته است. سلنیوم در مقادیر کم، یک ریزمغذی ضروری است و فواید مهمی برای تغذیه حیوانات و انسان دارد، هدف از انجام این پژوهش بررسی تأثیر غلظت‌های مختلف سلنات سدیم بر رشد و برخی شاخص‌های فیزیولوژیک دو رقم گوجه‌فرنگی در شرایط کنترل شده بود. به این منظور گیاهان در محیط هیدروپونیک کشت داده شدند و تحت سه سطح سلنیوم (صفر، ۵ و ۱۰ میکرومولار) در سه تکرار تیمار شدند. سلنیوم به صورت سلنات سدیم (Na_2SeO_4) و با افزودن به محلول غذایی مورد استفاده قرار گرفت. نتایج نشان داد سلنیوم در غلظت ۵ میکرومولار باعث افزایش معنی‌داری بر شاخص‌های رشد از جمله وزن خشک اندام هوایی رقم لاله و ریوگرند (به‌ترتیب ۲۹/۵ و ۴۱/۳۴ درصد) و ریشه (در رقم لاله ۲۷/۵ و در رقم ریوگرند ۳۵ درصد)، کلروفیل *a* (در رقم لاله ۲۳/۵۲ و در رقم ریوگرند ۳۴/۳۴ درصد)، محتوای ترکیبات فنولیک (۸۰ µg/gFW در رقم لاله و ۶۷/۷ µg/gFW در رقم ریوگرند)، محتوای کربوهیدرات، محتوای گلوتاتیون (۸۴۹ µM/gFW در رقم لاله و ۱۱۰۳/۲۶ µM/gFW در رقم ریوگرند) و فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز (۴۳/۵۸ درصد در رقم لاله ۲۷/۲۷ درصد در رقم ریوگرند)، در مقایسه با گیاهان شاهد شد. درحالی‌که غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم موجب کاهش معنی‌دار این شاخص‌ها نسبت به شاهد شد. همچنین غلظت ۵ میکرومولار باعث کاهش میزان پراکسید هیدروژن (H_2O_2)، نشت الکترولیت غشاء و مالون دی‌آلدهید در هر دو رقم ریوگرند و لاله در مقایسه با شاهد شد ما به این نتیجه رسیدیم که غلظت ۵ میکرومولار سلنات سدیم با بالاترین فعالیت آنتی‌اکسیدانی (به صورت آنزیمی و غیرآنزیمی) و کمترین میزان آسیب به غشاء سلولی، شرایط رشد بهتری را برای دو رقم گوجه‌فرنگی فراهم کرد.

واژه‌های کلیدی: ترکیبات فنولیک، سلنیوم، گوجه‌فرنگی، فعالیت آنتی‌اکسیدانی

مقدمه

سلنیوم به عنوان یک عنصر کمیاب جزئی از آنزیم‌های گلوتاتیون پراکسیداز و سلنوپروتئین برای تغذیه حیوانات و انسان ضروری در نظر گرفته شده است. اما برخلاف سایر عناصر، سلنیوم با محدوده بسیار باریکی بین کمبود (<40 µg day^{-1}) و سمیت (>400 µg day^{-1}) شناخته شده است

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: shabani-l@sku.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

(Chauhan *et al.*, 2019). در مورد گیاهان، ضروری‌بودن آن هنوز قابل بحث است و تأیید نشده است، اما به عنوان یک عنصر مفید تلقی می‌شود. به ویژه، سلنیوم در کاهش پیامدهای منفی تنش‌های غیرزیستی نقش حیاتی دارد و می‌تواند رشد و نمو گیاه را در غلظت‌های نسبتاً پایین بهبود بخشد (Hasanuzzaman *et al.*, 2012).

نقش سودمند سلنیوم در غلظت‌های پایین به‌طور گسترده مورد مطالعه قرار گرفته است. نشان داده شده است که با افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان (Zhu *et al.*, 2017) و بهبود تحمل گیاه در برابر بسیاری از تنش‌های غیرزیستی مانند خشکسالی (Yildiztugay *et al.*, 2017)، شوری (Elkelish *et al.*, 2019)، سرما (Huang *et al.*, 2018)، فلزات سنگین (Mroczek-Zdyrska *et al.*, 2017) و اشعه ماورای بنفش (UV) (Mata-Ramirez *et al.*, 2019) تأثیر مثبتی بر رشد گیاه دارد. از سوی دیگر، می‌تواند عملکرد محصول و کیفیت غذا را بهبود بخشد. از این‌رو، سلنیوم اثرات قابل توجهی بر رشد و نمو گیاهان دارد (Hemmati *et al.*, 2019).

یکی از عملکردهای اصلی سلنیوم افزایش فعالیت گلوتاتیون پراکسیداز است زیرا سلنوسیستئین در محل کاتالیزوری این آنزیم وجود دارد. همچنین سلنیوم تأثیر مثبتی در ساختار DNA دارد و از تغییرات متیلاسیون در گونه‌های تحت شرایط تنش اجتناب می‌کند (Filek *et al.*, 2008).

مکانیسم حفاظتی سلنیوم شامل افزایش سنتز رنگدانه فتوسنتزی، سرعت فتوسنتز، تبادل گاز، تجمع مواد محافظت‌کننده اسمزی و متابولیت‌های ثانویه است. نقش مهم دیگر سلنیوم در تقویت سیستم دفاعی آنتی‌اکسیدانی است که باعث کاهش تجمع گونه‌های اکسیژن فعال (ROS) می‌شود. به عنوان مثال مقدار کم سلنیوم باعث بهبود فعالیت چندین آنزیم آنتی‌اکسیدان مانند کاتالاز (CAT)، گلوتاتیون پراکسیداز (GPX) و سوپراکسید دیسموتاز (SOD) در گوجه‌فرنگی (Castillo-Godina *et al.*, 2016)، آسکوربات پراکسیداز (APX)، گلوتاتیون ردوکتاز (GR)، مونودهیدروآسکوربات ردوکتاز (MDHAR) و دهیدروآسکوربات ردوکتاز (DHAR) در ذرت (Yildiztugay *et al.*, 2017) شده است. با این حال، سلنیوم در غلظت‌های بیش از حد منجر به سمیت در گیاهان می‌شود که باعث بروز کلروز و نکروز، اختلال در غشاء پلاسمای سلولی، پیری، کاهش عملکرد و کاهش بیوسنتز پروتئین می‌شود (Mroczek-Zdyrska *et al.*, 2017).

گوجه‌فرنگی (*Solanum lycopersicum* L.) از مهم‌ترین محصولات باغی با تولید جهانی ۳۸/۷ میلیون تن در سال ۲۰۲۱ است (WPTC, 2021). استراتژی‌های متعددی را می‌توان برای تقویت زیستی گیاهان مختلف از جمله گوجه‌فرنگی استفاده کرد (Schiavon *et al.*, 2020). مکمل سلنیوم (به صورت سلنات سدیم یا سلنیت سدیم) از طریق محلول‌پاشی و سیستم ریشه (هیدروپونیک، خاک، یا لقاح مصنوعی) رشد گیاه گوجه-فرنگی را تقویت کرده است (Schiavon *et al.*, 2013; Pezzarossa *et al.*, 2014; Puccinelli *et al.*, 2019; Keskinen *et al.*, 2013; Narvaez-Ortiz *et al.*, 2018). تیمارهای محلول‌پاشی سلنیوم منجر به افزایش قندهای محلول، اسیدهای آمینه و ترکیبات فعال زیستی مانند فلاونوئیدها، گلوتاتیون، ویتامین‌های C و E در گوجه‌فرنگی شده است (Zhu *et al.*, 2018). در گیاهان آرابیدوپسیس (*Arabidopsis thaliana*) که با سلنات یا سلنیت تیمار شده بودند، گونه‌های اکسیژن فعال تولید شد که باعث بیان ژن‌های مرتبط با سیگنال‌دهی کلسیم شد. تغییرات در غلظت کلسیم سیتوزولی، افزایش فعالیت NADPH اکسیداز را تعیین کرد که باعث تحریک تولید اتیلن، اسید جاسمونیک و اسید سالیسیلیک شد (Van Hoewyk *et al.*, 2008). بنابراین، علاوه بر تقویت زیستی، سلنیوم مقدار ترکیبات فعال زیستی و ارتقاءدهنده‌های سلامت خاصی را افزایش می‌دهد که ممکن است اثرات مثبتی بر فیزیولوژی و متابولیسم گیاه داشته باشد (Newman *et al.*, 2019; Schiavon *et al.*, 2013). در واقع، گیاهان مکمل‌شده با سلنیوم می‌توانند بهتر با تنش اکسیداتیو و همچنین تنش‌های غیرزنده (شوری، خشکی) و زیستی مقابله کنند (Schiavon *et al.*, 2020).

سمیت ناشی از غلظت‌های بالای سلنیوم از یک سو و ضرورت وجود آن در انسان از سوی دیگر نشان‌دهنده اهمیت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

شناخت علایم مسمومیت این عنصر در گیاه است. لذا طراحی انجام آزمایش باید به گونه‌ای باشد که سلنیوم بدون اثرات منفی بر گیاهان باعث تقویت زیستی گیاه شود. مقالات کمی اثرات افزودن سلنیوم در کشت هیدروپونیک را بر تغییرات متابولیکی و فیزیولوژیکی رخ داده در برگ‌های گوجه‌فرنگی بررسی کرده‌اند. بنابراین در این پژوهش طی یک بررسی مقدماتی تأثیر غلظت‌های مختلف سلنات سدیم و روش کاربرد آن در محلول غذایی کشت‌های هیدروپونیک بر شاخص‌های رشد، خواص آنتی‌اکسیدانی و فیزیولوژیک دو رقم گیاه گوجه‌فرنگی پرداخته شد.

مواد و روش‌ها

به منظور بررسی تأثیر غلظت‌های مختلف سلنیوم بر میزان رشد، فعالیت آنتی‌اکسیدانی و ترکیبات فنلی دو رقم گوجه‌فرنگی، آزمایشی با سه تیمار و سه تکرار بر دو رقم گوجه‌فرنگی در گلخانه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی دانشگاه شهرکرد و در محیط‌کشت هیدروپونیک انجام شد. این آزمایشی به صورت فاکتوریل، در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار و به منظور کنترل بهتر و دقیق‌تر و همچنین به دلیل اینکه کنترل دقیق در محیط خاک سخت است این آزمایش در محیط‌کشت هیدروپونیک انجام شد.

بذر دو رقم (laleh) و (Rio grand) گوجه‌فرنگی از شرکت آذر سبزینه خریداری شدند. بذرهای گوجه‌فرنگی برای جلوگیری از آلودگی قارچی توسط هیپوکلریت سدیم ۱ درصد به مدت ۱۵ دقیقه ضدعفونی و چندین بار با آب‌مقطر شستشو شدند (Tanveer *et al.*, 2020; Colak *et al.*, 2019). بذرها در بسترهای کشت که شامل مخلوطی از کوکوپیت و پرلیت بودند، تا هنگام جوانه‌زنی، با آب‌مقطر در سینی‌های پلاستیکی ریشه‌دار شدند. پس از رشد، گیاهچه‌ها به ظرف‌های مستقل هیدروپونیک منتقل شدند. گیاهچه‌ها با استفاده از یک اسفنج به عنوان نگهدارنده روی سوراخ‌های تعبیه‌شده قرار داده و به منظور هوادهی از پمپ هوا استفاده شد. پس از رسیدن نهال‌ها به مرحله ۳-۴ برگی، ظرف‌های هیدروپونیک به گروه‌های سه‌تایی برای هر رقم و هر تیمار حاوی سه نهال تقسیم شدند. در طول دوره رشد محلول‌های غذایی (۴/۱ هوگلند) هر دو هفته یک بار تعویض شد.

در این مطالعه از سلنات سدیم (Na_2SeO_4) به عنوان منبع سلنیوم استفاده شد. سه سطح سلنیوم (صفر، ۵ و۱۰ میکرومولار) مورد مطالعه قرار گرفت، سلنیوم به صورت افزودن به محلول غذایی مورد استفاده قرار گرفت (Narvaez-Ortiz *et al.*, 2018). تیمار شاهد، شامل گیاهانی بود که در محلول بدون سلنیوم رشد کردند. حدود سه هفته پس از اعمال تیمارها گیاهان در مرحله گیاهچه ۵-۴ برگی برداشت شدند، نمونه‌های برداشت‌شده به دو قسمت مجزا تبدیل شدند. یک بخش از نمونه‌ها جهت اندازه‌گیری برخی شاخص‌های بر پایه وزن خشک در داخل آون ۸۰ درجه سانتی‌گراد به مدت دو روز خشک و بخش دوم نمونه‌ها جهت اندازه‌گیری دیگر پارامترهای بیوشیمیایی بلافاصله پس از برداشت به فریزر با دمای منفی ۲۰ منتقل شدند.

اندازه‌گیری وزن تر و خشک ریشه و اندام هوایی: ابتدا نمونه‌ها با آب‌مقطر شسته شده و رطوبت اضافی آن با کاغذ صافی گرفته شد. ریشه‌ها از محل طوقه قطع و وزن تر ریشه و اندام هوایی برحسب گرم اندازه‌گیری شدند. جهت محاسبه وزن خشک هر یک از نمونه‌ها در پاکت‌های کاغذی قرار گرفتند و به مدت ۴۸ ساعت در آون ۶۵ درجه سانتی‌گراد خشک و سپس بر حسب گرم وزن شدند.

سنجش محتوای نسبی آب (RWC): از برگ‌هایی استفاده شد که از نظر اندازه یکنواخت بودند. برگ‌ها در پتری‌دیش‌هایی به قطر ۱۰ سانتی‌متر حاوی آب‌مقطر به مدت ۲۴ ساعت قرار داده شد، پس از گذشت این زمان برگ‌ها به مدت چند ثانیه در دستمال کاغذی قرار داده شدند تا آب ظاهری آن‌ها گرفته شود، سپس وزن اشباع آنها اندازه‌گیری شد. پس از اندازه‌گیری وزن اشباع برگ‌ها به مدت ۲۴ ساعت در آون با دمای ۷۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند و پس از گذشت این زمان وزن خشک آنها نیز اندازه‌گیری شد. برای محاسبه محتوای نسبی آب گیاه از رابطه زیر استفاده شد

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

(Barrs and Weatherly, 1962).

رابطه ۱

محتوای نسبی آب برگ= [(وزن خشک- وزن تر) / (وزن خشک- وزن اشباع)] × ۱۰۰

سنجش محتوای کلروفیل و کاروتنوئید: برای اندازه‌گیری کلروفیل *a* و *b* از روش Arnon (۱۹۴۹) و سنجش کاروتنوئید با روش Lichtenthaler (۱۹۸۷) انجام شد. ابتدا ۰/۰۵ گرم از بافت تازه برگ را در هاون با استفاده از حلال استون ۸۰ درصد سائیده سپس حجم عصاره به ۵ میلی‌لیتر رسانده شد. سپس عصاره حاصل به مدت سه دقیقه در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفوژ شد و جذب عصاره‌ها در طول‌موج‌های ۶۶۳، ۶۴۵ و ۴۷۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتوفتومتر خوانده شد. میزان کلروفیل *a*، *b*، کلروفیل کل و کاروتنوئید از روابط زیر بر حسب میلی‌گرم در هر گرم وزن تر بافت گیاهی (V: حجم نهایی عصاره برحسب میلی‌لیتر، D: جذب نوری، W: وزن بافت برحسب گرم) محاسبه شد.

رابطه ۲:

$$\text{Chlorophyll } a = \frac{[(12.7\times D663)-(2.69\times D645)]\times V}{1000\times W}$$

رابطه ۳:

$$\text{Chlorophyll } b = \frac{[(22.9\times D645)-(4.93\times D663)]\times V}{1000\times W}$$

رابطه ۴:

$$\text{Total Chlorophyll} = \frac{[(20.2\times D645)+(8.02\times D663)]\times V}{1000\times W}$$

رابطه ۵:

$$\text{Carotenoids} = \frac{[(100\times D470)-(1.82\times chl\,a)-(85.02\times chl\,b)]}{198}$$

اندازه‌گیری درصد نشت یونی به عنوان شاخص پایداری غشا: مقدار ۰/۱ گرم برگ تازه وزن شد. پس از آن نمونه‌ها داخل فالکون‌های شیشه‌ای حاوی ۱۵ میلی‌لیتر آب‌مقطر به مدت دو ساعت در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. بعد از آن هدایت الکتریکی اولیه (EC_1) با دستگاه هدایت‌سنج (CLEAN CON500) اندازه‌گیری شد. سپس همان نمونه‌ها در حمام آب جوش با دمای ۹۵ درجه سانتی‌گراد به مدت ۱۵ دقیقه قرار داده شد و پس از سردشدن در دمای اتاق هدایت الکتریکی ثانویه (EC_2) اندازه‌گیری شد. درصد نشت یونی با کمک رابطه زیر محاسبه شد (Sairam and Srivastava, 2001).

رابطه ۶:

درصد نشت یونی = $(EC_1/EC_2) \times 100$

سنجش مالون دی‌آلدئید (MDA) در برگ: سنجش شاخص MDA با کمک روش Ertan و همکاران (۲۰۰۲) انجام شد. به این منظور ۰/۰۵ گرم از بافت تازه برگ در ۱ میلی‌لیتر اتانول ۸۰ درصد سائیده و ۵۰۰ میکرولیتر از نمونه آماده‌شده با ۱ میلی‌لیتر از بافر واکنش ترکیب شد. برای تهیه بافر واکنش مقدار ۳/۷۵ گرم از نمک TCA (تری‌کلرو استیک اسید) و ۰/۰۹ گرم از TBA (۲- تیوباربیتوریک اسید) در ۲/۵ میلی‌لیتر از HCl ۰/۲۵ نرمال حل شد و حجم نهایی آن با استفاده از آب‌مقطر به ۵۰ میلی‌لیتر رسانده و محلول حاصل به مدت ۳۰ ثانیه ورتکس شد. پس از پنج دقیقه در دمای اتاق، به مدت پنج دقیقه با دور g ۱۰۰۰۰ سانتریفیوژ شد. محلول رویی نمونه‌ها به تیوب جدید منتقل و ۱۰ میکرولیتر BHT (هیدروکسی بوتیل تولوئن) به آن اضافه شد. سپس به مدت ۱۵ دقیقه در بن‌ماری با دمای ۹۳ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند. پس از قرارگرفتن نمونه‌ها به مدت پنج دقیقه بر روی یخ جذب در ۵۳۲ نانومتر خوانده شد.

سنجش محتوای پراکسید هیدروژن: محتوای پراکسید هیدروژن به روش اسپکتروفتومتری با استفاده از روش Alexieva و همکاران (۲۰۰۱) محاسبه شد. برای عصاره‌گیری ۰/۱ گرم بافت تازه برگ در هاون سردشده با ۱/۵ میلی‌لیتر TCA (تری کلرواستیک اسید) ۰/۱ درصد سائیده شد. عصاره تهیه‌شده به مدت ۱۵ دقیقه با سرعت ۱۲۰۰۰g در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شد. ۵۰۰ میکرولیتر از استانداردها (رقت‌های مختلف H_2O_2) یا عصاره‌ها با ۵۰۰ میکرولیتر بافر فسفات (pH=7) و ۱ میلی‌لیتر محلول KI (۱ مولار) ترکیب شد و جذب نمونه‌ها در ۳۹۰ نانومتر خوانده شد.

سنجش گلوتاتیون کل: محتوای گلوتاتیون در نمونه‌های برگ با استفاده از کیت تجاری (KIAZIST، همدان، ایران) تعیین شد. ۲۰۰ میلی‌گرم از بافت تازه برگ در ۲۰۰ میکرولیتر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

بافر lysis در هاون سردشده روی یخ سائیده و سپس به مدت ۱۵ دقیقه در سانتریفیوژ با دور ۱۲۰۰۰ rpm در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شد. مایع رویی در تیوب‌های جدید ریخته شد. برای تهیه محلول Thiol Reagent مقدار ۲۰۰ میکرولیتر از Solubilizer به ویال Thiol Reagent اضافه و به‌خوبی مخلوط شد. برای تهیه محلول کاری Thiol برای هر تست ۲ میکرولیتر Thiol Reagent به ۱۹۸ میکرولیتر Thiol Buffer اضافه شد. به هر چاهک ۱۰ میکرولیتر از نمونه اضافه و سپس ۲۰۰ میکرولیتر از محلول کاری Thiol به چاهک اضافه کرده و پلیت به خوبی هم زده شد. درب پلیت را گذاشته و پس از قرارگرفتن ۱۵ دقیقه در دمای اتاق، جذب همه چاهک‌ها در طول‌موج ۴۰۵ نانومتر خوانش شد. از بافر lysis به‌عنوان بلانک استفاده شد.

سنجش آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز: فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز در نمونه‌های برگ با استفاده از کیت تجاری (KIAZIST، همدان، ایران) تعیین شد. فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز طبق دستورالعمل شرکت سازنده اندازه‌گیری شد. ۲۰ میلی‌گرم از بافت گیاه در بافر PBS لیز شد و سپس در ۱۲۰۰۰ rpm به مدت ۱۵ دقیقه در ۴ درجه سانتریفیوژ و سوپرناتانت به تیوب جدید منتقل شد. پس از آماده‌سازی نمونه‌ها موارد زیر آماده شد. یک میلی‌لیتر از Dilution Buffer 10X با ۹ میلی‌لیتر از آب دیونیزه ترکیب و محلول Dilution Buffer 1X آماده شد. ۲ میلی‌لیتر از محلول GPx Buffer 10X با ۱۸ میلی‌لیتر از آب دیونیزه ترکیب و محلول GPx Buffer 1X آماده شد. به ویال CO- Substrate مقدار ۳۰۰ میکرولیتراز محلول GPx Buffer 1X اضافه و به‌خوبی هم زده شد (محلولCo-Substrate). به ویال Enzyme یک میلی‌لیتر از Dilution Buffer 1X اضافه و Enzyme Working آماده شد. یک میکرولیتر از Substrate H_2O_2 با ۲۰ میلی‌لیتر از آب دیونیزه مخلوط شد (محلول H_2O_2 Working). ۳۷ میکرولیتر از محلول GPx Buffer 1X، ۱۰ میکرولیتر از Enzyme Working Solution و ۳ میکرولیتر از Co-Substrate باهم مخلوط و محلول Reaction Mix تهیه شد. به هر تیوب ۵۰ میکرولیتر از نمونه و ۵۰ میکرولیتر از Reaction Mix اضافه شد. سپس به خوبی تکان داده شدند تا با هم مخلوط شوند. پس از ۱۵ دقیقه قرارگرفتن در دمای اتاق، به هر تیوب ۱۰ میکرولیتر H_2O_2 Working اضافه و به خوبی همزده شد تا با هم مخلوط شوند و واکنش آغاز شود. سپس بلافاصله جذب نمونه‌ها به مدت کلی پنج دقیقه و هر یک دقیقه در طول‌موج ۳۴۰ نانومتر خوانده شد.

سنجش ترکیبات فنولیک: اندازه‌گیری میزان ترکیبات فنولیک کل به روش Singleton و Rossi (۱۹۶۵) انجام شد. در ابتدا ۰/۱ گرم از برگ خشک گیاه در هاون با ۱/۵ میلی‌لیتر متانول ۸۰ درصد سائیده شد. عصاره حاصل به مدت ۱۵ دقیقه در دور (rpm) ۱۳۰۰۰ سانتریفیوژ شد. محلول رویی برای سنجش میزان ترکیبات فنولیک مورد استفاده قرار گرفت. جذب نوری واکنش شامل ۳۰ میکرولیتر عصاره، ۱۲۰ میکرولیتر کربنات سدیم و ۱۵۰ میکرولیتر معرف فولین سیوکالتو، در طول‌موج ۷۶۵ نانومتر خوانده شد.

سنجش میزان کربوهیدرات‌های محلول در برگ: اندازه‌گیری کربوهیدرات‌های محلول با روش Porter و Villar (۱۹۹۷) انجام شد. ابتدا ۰/۱ گرم از نمونه‌های تازه برگ در ۵ میلی‌لیتر اتانول ۸۰٪ در یک هاون به‌خوبی هموژن شدند. عصاره به‌دست آمده در حمام آب گرم با دمای ۳۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۳۰ دقیقه قرار گرفت. سپس عصاره‌های حاصل در دور ۴۵۰۰ rpm به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفوژ شدند. رسوب حاصل در ۲/۵ میلی‌لیتر اتانول ۸۰٪ حل و در حمام آب گرم با دمای ۳۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۳۰ دقیقه قرار گرفت. پس از سانتریفیوژ عصاره حاصل در دور ۴۵۰۰ rpm به مدت ۱۰ دقیقه، مایع رویی به یک لوله فالکون جدید منتقل شد. برای حذف کلروفیل و چربی، ۵ میلی‌لیتر کلروفرم و ۲/۵ میلی‌لیتر آب‌مقطر به مایع رویی افزوده شد. پس از سانتریفیوژ عصاره حاصل در دور ۴۵۰۰ rpm به مدت ۱۰ دقیقه، بخش اتانولی- آبی برای تعیین میزان کربوهیدرات محلول برداشته شد. ۲۰۰ میکرولیتر از هر نمونه در لوله آزمایش ریخته شد و

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

به هر کدام ۵ میلی‌لیتر معرف آنترون اضافه شد. پس از مخلوط‌شدن، نمونه‌ها به مدت ۷/۵ دقیقه در حمام آب گرم با دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند و مقدار جذب نمونه‌ها پس از سردشدن در روی یخ در طول‌موج ۶۲۵ نانومتر خوانده شدند.

تعیین ظرفیت آنتی‌اکسیدان کل (ظرفیت پاکروبی DPPH): ارزیابی ظرفیت مهار رادیکال DPPH (۱،۱–دی فنیل–۲پیکریل هیدرازیل) با تهیه ۵۰۰ میکرولیتر عصاره اتانولی برگ‌ها (۰/۱ گرم) در یک لوله انجام شد. سپس ۵۰۰ میکرولیتر محلول DPPH به عصاره اضافه شد. محلول کاملاً مخلوط شد و پس از ۳۰ دقیقه در دمای اتاق جذب نمونه اتانول شاهد (بلانک)، نمونه آب شاهد و نمونه‌های به دست آمده از عصاره‌های گیاهی در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر خوانده و ظرفیت پاکروبی رادیکال‌های آزاد نمونه‌ها به صورت زیر محاسبه شد (Kulisic *et al.*, 2004):

رابطه ۷:

فعالیت پاکروبی رادیکال (درصد) = [(جذب نمونه– جذب شاهد) / جذب شاهد] × ۱۰۰

این آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سه تکرار اجرا شد. داده‌های بدست آمده با استفاده از نرم‌افزار SAS مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفت و نمودارها توسط نرم‌افزار Excel رسم شد. مقایسه میانگین داده‌ها توسط آزمون LSD در سطح ۰/۰۵ انجام شد.

نتایج

نتایج آزمایش نشان داد در شرایط کنترل اختلاف معنی‌داری در وزن تر و خشک اندام هوایی میان ارقام لاله و ریوگرند دیده نشد. غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم در هر دو رقم باعث افزایش معنی‌دار در وزن خشک اندام هوایی به‌ترتیب ۲۹/۵ و ۴۱/۳۴ درصدی نسبت به شاهد شد و تفاوت معنی‌داری در این غلظت در شاخص‌های وزن خشک اندام هوایی هر دو رقم مشاهده نشد. غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم باعث کاهش معنی‌داری در وزن خشک اندام هوایی (۳۹ درصد در رقم لاله و ۲۴ درصد در رقم ریوگرند) نسبت به شاهد شد. برای کلیه شاخص‌های رشد اختلاف معنی‌داری در غلظت‌های ۵ و ۱۰ میکرومولار سلنیوم در هر دو رقم مشاهده نشد (شکل 1A).

نتایج آزمایش نشان داد در شرایط کنترل اختلاف معنی‌داری در وزن تر اندام هوایی میان ارقام لاله و ریوگرند دیده نشد. غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم در هر دو رقم باعث افزایش معنی‌دار در وزن تر اندام هوایی به‌ترتیب ۳۳/۸۷ و ۵۴/۰۸ درصدی نسبت به شاهد شد. غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم باعث کاهش معنی‌داری در وزن خشک اندام هوایی (۱۹/۹۷ درصد در رقم لاله و ۱۷/۱۱ درصد در رقم ریوگرند) نسبت به شاهد شد (شکل 1B).

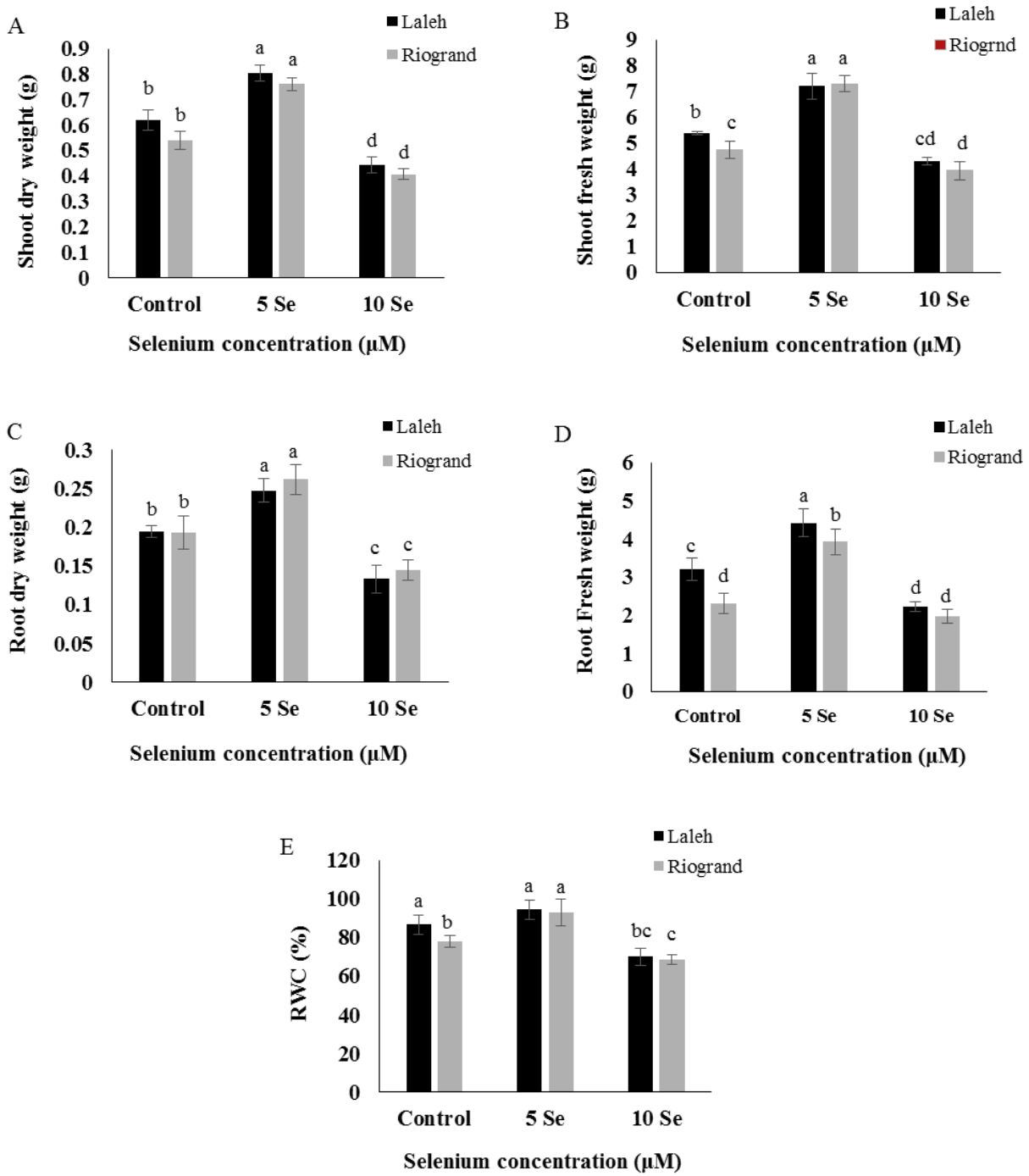
در شرایط کنترل اختلاف معنی‌داری در وزن تر و وزن خشک ریشه بین دو رقم لاله و ریوگرند دیده نشد. غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم در هر دو رقم لاله و ریو گرند باعث افزایش معنی‌دار در وزن خشک به‌ترتیب ۲۷/۵ در رقم لاله و ۳۵ درصد در رقم ریوگرند نسبت به شاهد) و وزن تر (۳۸ درصد در رقم لاله و ۶۹ درصد در رقم ریو گرند) ریشه شد. غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم باعث کاهش وزن خشک (۳۱/۳ درصد در رقم لاله و ۲۵ درصد در رقم ریوگرند) و وزن تر (۳۰ درصد در رقم لاله) ریشه شد. برای کلیه شاخص‌های رشد اختلاف معنی‌داری در غلظت‌های ۵ و ۱۰ میکرومولار سلنیوم در هر دو رقم ریوگرند و لاله مشاهده نشد (شکل D و 1C).

محتوای نسبی آب برگ در شرایط کنترل اختلاف معنی‌داری بین دو رقم ریوگرند و لاله نشان داد. کاربرد غلظت‌های ۵ میکرومولار سلنیوم تأثیر معنی‌داری بر محتوای نسبی آب برگ در رقم لاله نداشت. درحالی‌که غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم در رقم ریوگرند موجب افزایش معنی‌دار (۱۸/۹۳ درصد) در محتوای نسبی آب برگ شد. در غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم کاهش معنی‌دار (۱۹/۲۳ درصد در رقم لاله و ۱۱/۹۴ درصد در رقم ریوگرند) در محتوای نسبی آب برگ دو رقم مشاهده شد (شکل 1E).

در شرایط کنترل در شاخص‌های فتوسنتزی بین دو رقم

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

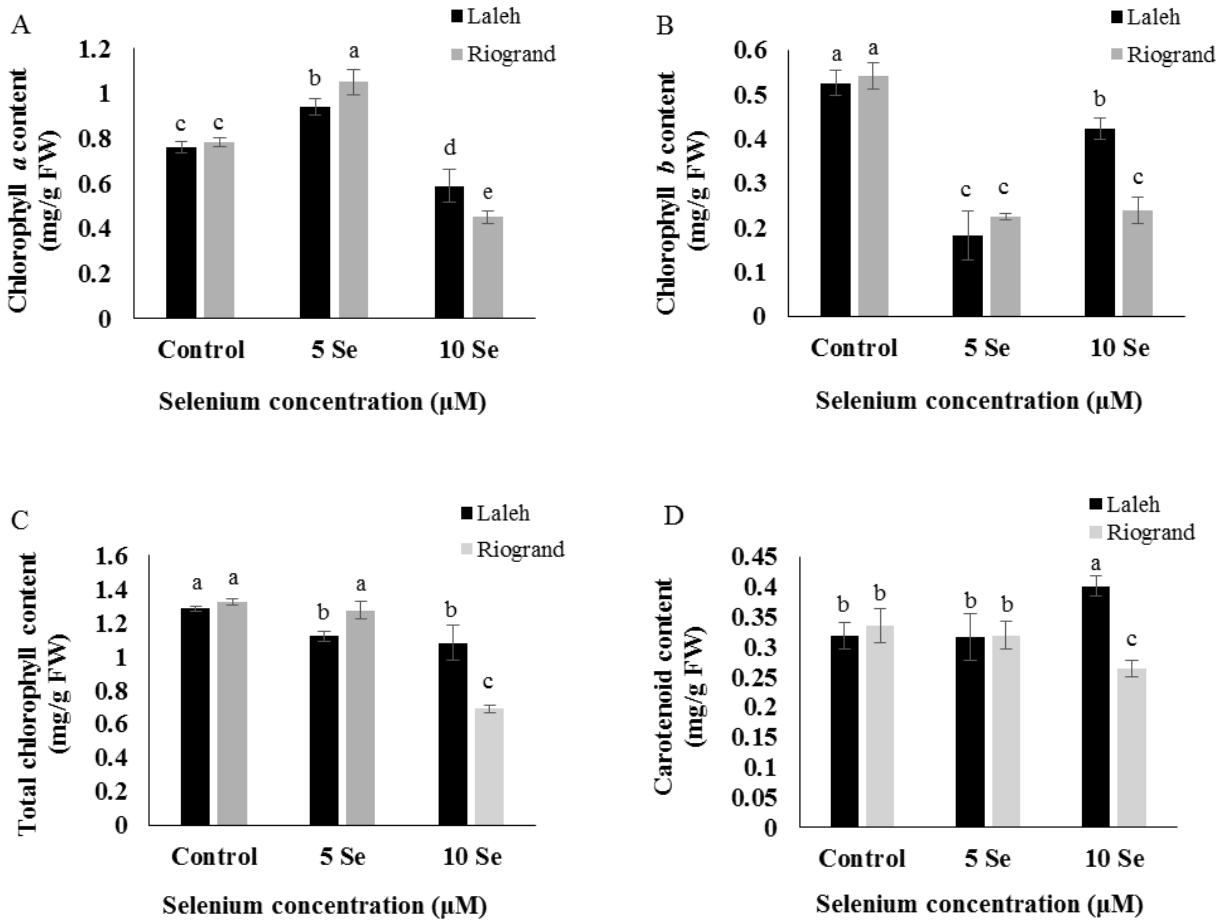
[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]



شکل ۱- تأثیر غلظت‌های مختلف سلنیوم بر وزن خشک اندام هوایی (A)، وزن تر اندام هوایی (B)، وزن خشک ریشه (C)، وزن تر ریشه (D) و محتوای نسبی آب برگ (E) دو رقم لاله و ریوگرند گوجه‌فرنگی. میانگین‌های دارای حروف مشترک براساس آزمون LSD در سطح ۵ درصد تفاوت معنی‌داری با یکدیگر ندارند.

اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد، بجز غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم باعث افزایش معنی‌دار در شاخص‌های کلروفیل *a* (۲۳/۵۲ درصد در رقم لاله و ۳۴/۳۴ درصد در رقم ریوگرند) و کاهش معنی‌دار بر کلروفیل *b* (۶۵ درصد در رقم لاله و ۵۸ درصد در رقم ریوگرند) در هر دو رقم شد. غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم باعث کاهش معنی‌داری در شاخص‌های

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]



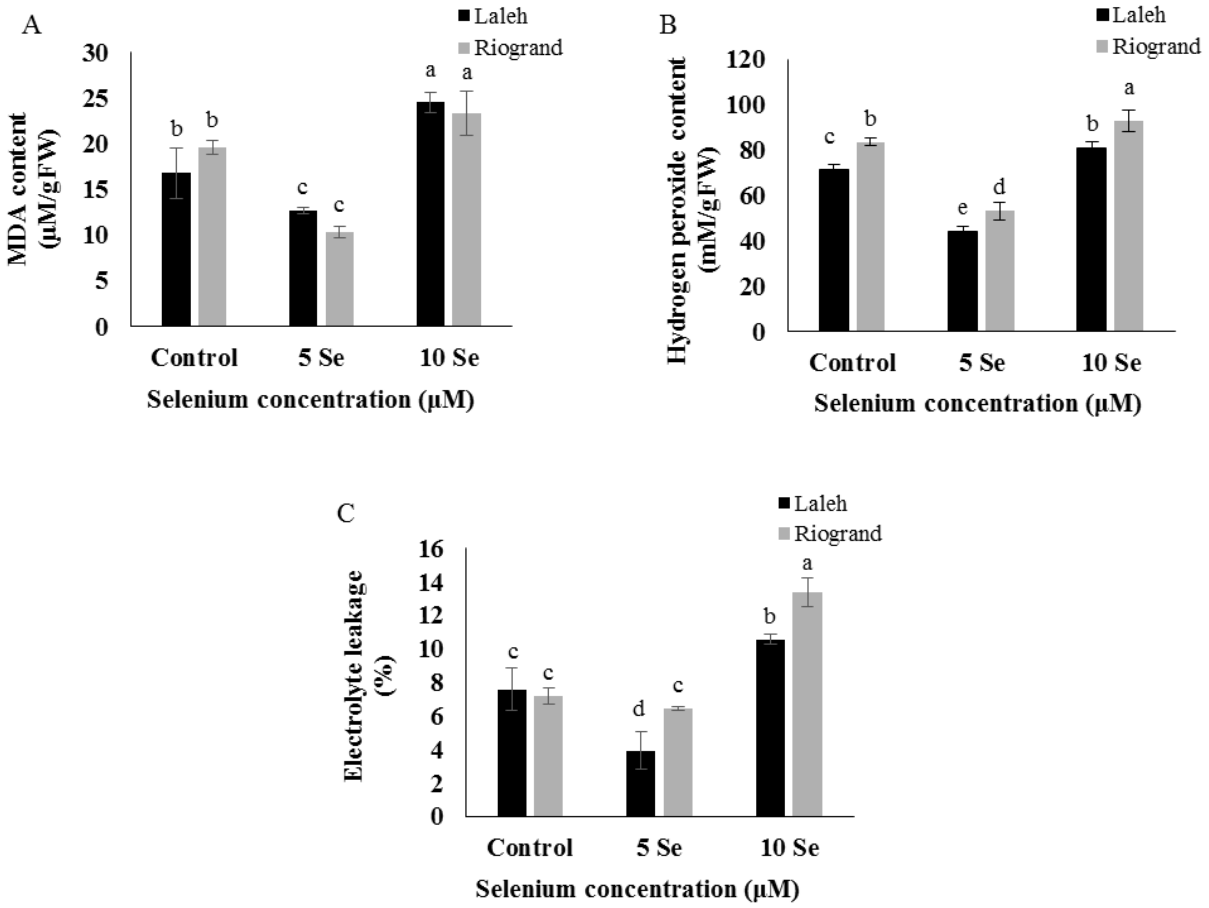
شکل ۲- تأثیر سطوح مختلف سلنیوم بر شاخص محتوای کلروفیل *a* (A)، کلروفیل *b* (B)، کلروفیل کل (C) و کاروتنوئید (D) برگ دو رقم لاله و ریوگرند گوجه‌فرنگی. میانگین‌های دارای حروف مشترک براساس آزمون LSD در سطح ۵ درصد تفاوت معنی‌داری با یکدیگر ندارند.

کلروفیل *a*، *b* و کلروفیل کل در هر دو رقم نسبت به شاهد شد (شکل ۲).

در شرایط کنترل اختلاف معنی‌داری بین دو رقم در شاخص‌های مالون دی‌آلدئید و نشت یونی دیده نشد. کاربرد غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم باعث کاهش معنی‌دار در شاخص‌های مالون دی‌آلدئید (۴۶/۱۵ درصد در رقم لاله و ۱۸/۸۵ درصد در رقم ریوگرند)، پراکسید هیدروژن (۳۷ درصد در رقم لاله و ۳۶ درصد در رقم ریوگرند) و نشت یونی (۴۸ درصد در رقم لاله) شد. غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم موجب افزایش معنی‌داری در شاخص‌های مالون دی‌آلدئید (۴۶/۱۵ درصد در رقم لاله و ۱۸/۸۵ درصد در رقم ریوگرند)، پراکسید هیدروژن (۱۳/۷۲ درصد در رقم لاله و ۱۱/۲۱ درصد در رقم ریوگرند) و نشت یونی (۳۸/۸۱ درصد در رقم لاله و ۸۵/۹۹ درصد در رقم ریوگرند) در هر دو رقم شد. بین دو رقم اختلاف معنی‌دار در هر دو غلظت ۵ و ۱۰ میکرومولار در شاخص‌های نشت الکترولیت و پراکسید هیدروژن مشاهده شد (شکل ۳A، B، C).

بین دو رقم در شرایط کنترل اختلاف معنی‌دار در محتوای ترکیبات کربوهیدرات، گلوتاتیون، ظرفیت آنتی‌اکسیدانی و فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز گیاه مشاهده شد (شکل ۴B، C، D، E). غلظت ۵ و ۱۰ میکرومولار سلنیوم موجب افزایش معنی‌دار در محتوای کربوهیدرات، گلوتاتیون، ظرفیت آنتی‌اکسیدانی و فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز گیاه شد به‌طوری‌که بیشترین مقدار کربوهیدرات (۵۹/۱۹ درصد در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]



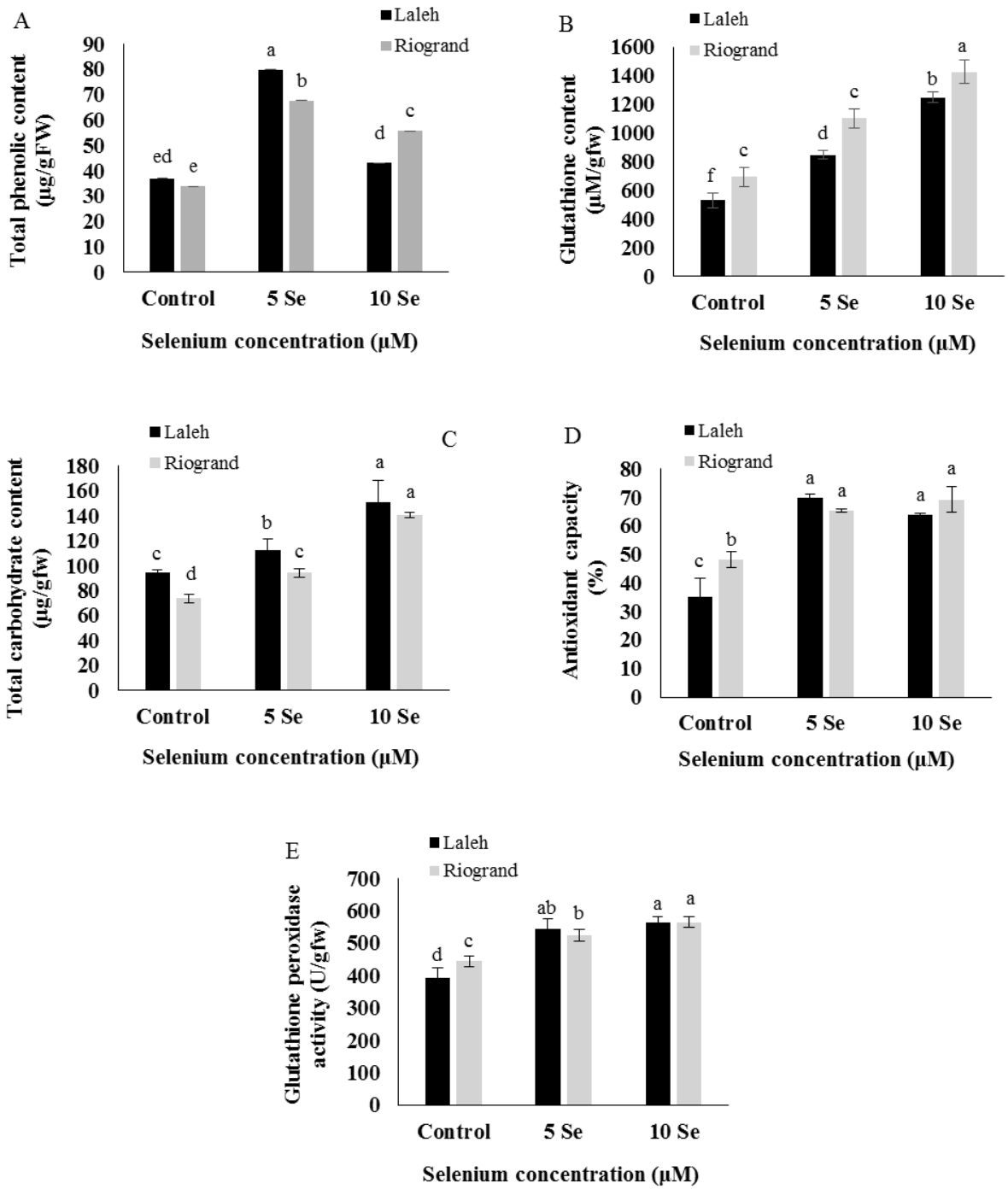
شکل ۳- تأثیر سطوح مختلف سلنیوم بر محتوای مالون دی‌آلدهید (A)، میزان پراکسید هیدروژن (B) و نشت الکترولیت (C) برگ دو رقم لاله و ریوگرند گوجه‌فرنگی. میانگین‌های دارای حروف مشترک براساس آزمون LSD در سطح ۵ درصد تفاوت معنی‌داری با یکدیگر ندارند.

رقم لاله ۹۰/۳۵ درصد در رقم ریوگرند)، گلوتاتیون (افزایش ۲ برابری در هر دو رقم)، ظرفیت آنتی‌اکسیدانی گیاه (۸۲/۲۵ درصد در رقم لاله ۴۳/۸۸ درصد در رقم ریوگرند)، و فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز (۴۳/۵۸ درصد در رقم لاله ۲۷/۲۷ درصد در رقم ریوگرند)، در غلظت ۱۰ میکرومولار مشاهده شد. بین غلظت‌های ۵ و ۱۰ میکرومولار سلنیوم در ظرفیت آنتی‌کسیدانی در هر دو رقم و فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز در رقم لاله اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد. غلظت ۵ و ۱۰ میکرومولار سلنیوم باعث افزایش معنی‌داری در محتوای ترکیبات فنولیک (افزایش دو برابری در هر دو رقم در غلظت ۵ میکرومولار) شد. بین دو رقم در هر دو غلظت ۵ و ۱۰ میکرومولار اختلاف معنی‌دار بود. به‌طوری‌که بیشترین محتوای کربوهیدرات و گلوتاتیون در غلظت ۱۰ میکرومولار سلنیوم و بیشترین محتوای ترکیبات فنلی در غلظت ۵ میکرومولار مشاهده شد.

بحث

نتایج نشان می‌دهد که کاربرد سلنیوم در غلظت ۵ میکرومولار در دو رقم لاله و ریوگرند گوجه‌فرنگی باعث افزایش معنی‌داری در وزن خشک اندام هوایی و ریشه شد، اما در غلظت ۱۰ میکرومولار موجب کاهش وزن خشک اندام هوایی و ریشه شد (شکل ۱). در مطالعات قبلی همچنین اثر دو گانه سلنیوم بر رشد گیاه نشان داده شده است، به‌طوری‌که سلنیوم در غلظت پایین، رشد گیاه را بهبود می‌بخشد اما غلظت بالاتر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]



شکل ۴- تأثیر سطوح مختلف سلنیوم بر محتوای ترکیبات فنولیک کل (A)، گلوتاتیون (B)، محتوای کربوهیدرات کل (C)، ظرفیت آنتی‌اکسیدانی (D) و فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز (E) برگ دو رقم لاله و ریوگرند گوجه‌فرنگی. میانگین‌های دارای حروف مشترک براساس آزمون LSD در سطح ۵ درصد تفاوت معنی‌داری با یکدیگر ندارند.

آن باعث کاهش رشد می‌شود (Naseem *et al.*, 2021). اثرات سمی کاربرد غلظت بالای سلنیوم مانند کاهش رشد گیاه و زیست‌توده خشک نیز در گوجه‌فرنگی گزارش شده است (Dhillon and Dhillon, 2009). در مطالعه Jiang و همکاران (۲۰۱۷) همچنین همین روند را در گیاهان ذرت یافتند که در آن استفاده از دوز بالای سلنیوم به‌طور قابل‌توجهی رشد ریشه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

و ساقه گیاه را کاهش داده بود. گزارش شده است که کاهش در پارامترهای رشد گیاه ممکن است به دلیل کاهش فعالیت فتوسنتزی و محتوای کلروفیل باشد (Patterson *et al.*, 2017).

غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم در رقم ریوگرند موجب افزایش معنی‌داری در محتوای نسبی آب برگ شد (شکل ۱). کارایی مصرف آب یک صفت مطلوب برای گیاه است. گیاهانی که کارایی مصرف آب بیشتری دارند، به ازای مصرف آب کمتر تولید بیشتری دارند. در این پژوهش شاخص محتوای نسبی آب برگ در گوجه‌فرنگی با اعمال سلنیوم در سطح پایین افزایش یافت درحالی‌که در غلظت بالای سلنیوم کاهش یافت. کارایی مصرف آب رقم لاله بیشتر از رقم ریوگرند بود که می‌تواند به دلیل تفاوت در سطح دیواره سلولی، غشای سلولی و اندامک‌ها باشد (Castillo-Godina *et al.*, 2016). Shekari و همکاران (۲۰۱۶) نشان دادند که کاربرد غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم در شرایط کشت هیدروپونیک گیاه فلفل (*Capsicum anuum*) منجر به افزایش محتوای نسبی آب (RWC) تا ۱۳ درصد در مقایسه با شاهد شد. همچنین آنها گزارش کردند که سلنیوم رشد و جذب آب را در ریشه افزایش داده است. Han-Wens و همکاران (۲۰۱۰)، طی یک بررسی بیان داشتند که سلنیوم در غلظت‌های پایین، تقسیم سلولی را در سلول‌های نوک ریشه بهبود بخشیده و متعاقب آن باعث افزایش رشد و توسعه سیستم ریشه گیاه می‌شود. بنابراین همین امر می‌تواند موجب جذب بیشتر آب توسط گیاهان تحت تیمار با این عنصر شده و در نهایت با افزایش در میزان آب بافت‌های گیاهی، شاخص محتوای آب برگ را افزایش دهد.

غلظت‌های مختلف سلنیوم بر روابط فتوسنتزی گوجه‌فرنگی نیز تأثیر می‌گذارد. این پارامتر نقش مهمی در رشد گیاه و اختلال در مکانیسم‌های رشد دارد. نتایج نشان داد که غلظت ۵ میکرومولار سلنیوم باعث افزایش معنی‌داری در شاخص‌های کلروفیل *a* در هر دو رقم شد (شکل ۲). رنگدانه‌های فتوسنتزی کلروفیل در گیاهان بسیار مهم هستند زیرا پتانسیل فتوسنتزی خود را با گرفتن انرژی نور خورشید کنترل می‌کنند و مهم‌ترین رنگدانه‌های فتوسنتزی هستند. بنابراین، محتوای کلروفیل یک شاخص کلیدی برای ظرفیت فتوسنتزی گیاهان است (Shah *et al.*, 2017). غلظت پایین سلنیوم ممکن است به محافظت از آنزیم‌های سنتزکننده کلروفیل کمک کند، که سپس محتوای کلروفیل را بهبود می‌بخشد، اما غلظت‌های بالاتر سلنیوم می‌تواند اثرات تنش‌زایی داشته و منجر به از دست‌دادن محتوای کلروفیل شود (Chen *et al.*, 2005). Abbas (۲۰۱۲) گزارش داد که سلنیوم باعث افزایش محتوای کلروفیل *a* و *b* در گیاه سورگوم شد و پیشنهاد شده است که تغییر سطح این رنگدانه‌های فتوسنتزی تحت تیمار یون‌های سلنیوم مرتبط به کاهش اکسیداسیون برگ‌ها باشد. منابع مختلفی افزایش محتوای کلروفیل برگ را تحت تأثیر سلنیوم تأیید کرده‌اند که با نتایج مطالعه حاضر مطابقت دارد. Mozafariyan و همکاران (۲۰۱۷) گزارش کردند که محتوای کلروفیل برگ‌های گوجه‌فرنگی که به صورت هیدروپونیک کشت شده و با محلول ۷ و ۱۷ میکرومولار سلنیوم تغذیه شدند، افزایش یافت. با این وجود گزارش‌های متناقضی در خصوص تأثیر سلنیوم بر رنگیزه‌های فتوسنتزی وجود دارد. غلظت‌های مختلف سلنیوم رنگیزه‌های فتوسنتزی همچون کلروفیل، کاروتنوئید و گزانتوفیل‌ها و نیز نرخ تشکیل کلروفیل را در قهوه (Mazzafera, 1998) و لوبیا (Malik *et al.*, 2011) کاهش داده است. از طرفی افزایش غلظت سلنیوم در گوجه‌فرنگی موجب افزایش کلروفیل شده است (Mozafariyan *et al.*, 2017). Saffaryazdi و همکاران (۲۰۱۲) در آزمایشی گزارش کردند که میزان کلروفیل اسفناج در غلظت‌های کم سلنیوم افزایش می‌یابد. افزایش کلروفیل *a* و *b* اسفناج تحت تأثیر سلنیوم ممکن است به دلیل محافظت آنزیم‌های کلروپلاست توسط سلنیوم و در نتیجه افزایش بیوسنتز رنگیزه‌های فتوسنتزی باشد. از طرف دیگر می‌توان آن را به تأثیر سلنیوم بر افزایش جذب منیزیم و آهن توسط گیاه نسبت داد.

یکی از واکنش‌هایی که در حضور انواع گونه‌های فعال اکسیژن سرعت بیشتری پیدا می‌کند پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی است که باعث تولید آلدهیدهایی مثل مالون دی‌آلدهید

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

می‌شود (Qiujie *et al.*, 1996)، که ناشی از اثر بر پیوندهای دوگانه اسیدهای چرب غیراشباع است و واکنش‌های زنجیره‌ای پراکسیداسیون را تحریک کرده و منجر به تخریب اسیدهای چرب می‌شوند و در نهایت منجر به تغییر ساختار و عمل غشا و شکل‌گیری تولیدات سنتزی مانند آلدهیدها می‌شود (Bandyopadhyay *et al.*, 1999). هر گونه تغییر در لیپیدها در نفوذپذیری و تمامیت غشا اثر می‌گذارد (Ashraf and Harris, 2004). تعیین نشت الکترولیت و محاسبه شاخص پایداری غشا یکی از پرکاربردترین شاخص‌هایی است که برای تخمین میزان اثر عوامل محیطی بر گیاه مورد استفاده قرار می‌گیرد. این شاخص براساس میزان هدایت الکتریکی حاصل از نشت یون‌ها از سلول‌های برگ به درون آب دیونیزه‌شده اندازه‌گیری می‌شود (Chang *et al.*, 2002). نتایج نشان داد کاربرد سلنیوم در غلظت ۵ میکرومولار در رقم لاله موجب کاهش معنی‌داری در شاخص‌های مالون دی‌آلدئید، پراکسید هیدروژن و نشت یونی شد. اگر چه در رقم ریوگرند غلظت ۵ میکرومولار موجب کاهش معنی‌داری در شاخص‌های مالون دی‌آلدئید و پراکسید هیدروژن شد (شکل ۳). به نظر می‌رسد غلظت‌های پایین سلنیوم به دلیل خاصیت آنتی‌اکسیدانی باعث کاهش نشت یونی می‌شود، اما در غلظت‌های بالا به عنوان اکسیدانت عمل کرده و افزایش نشت یونی را به دنبال دارد که می‌تواند به دلیل حساسیت لیپیدهای غشا به گونه‌های واکنشگر اکسیژن باشد که باعث ترشح الکترولیت‌ها به بیرون سلول می‌شود (Hartikainen *et al.*, 2000). در مطالعات پیش از این نیز نقش محافظتی سلنیوم در جلوگیری از پراکسیداسیون غشا در گیاهان علف چمن، سویا، خیار و گندم گزارش شده است (Hartikainen *et al.*, 2000; Xue *et al.*, 2001; Hawrylak-Nowak, 2009; Yao *et al.*, 2010; Djanaguiraman *et al.*, 2005).

شواهد فراوانی وجود دارد که نشان می‌دهد غلظت‌های پایین سلنیوم باعث بهبود ظرفیت آنتی‌اکسیدانی گیاه یا با عمل مستقیم به عنوان آنتی‌اکسیدان یا با افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان می‌شود. سلنیوم به عنوان یک فعال‌کننده مهم آنزیم فنیل‌آلانین آمونیالیاز (PAL) در گیاهان در نظر گرفته می‌شود (Astaneh *et al.*, 2018). فنیل‌آلانین آمونیالیاز آنزیم کلیدی سنتز فنیل پروپانوئیدها در گیاهان است که به عنوان بازدارنده تشکیل اکسیژن منفرد، جاذب رادیکال‌های آزاد و عوامل کاهش‌دهنده در برابر تنش غیرزیستی (Sirin and Aslım, 2019) و زیستی (Cumplido-Najera *et al.*, 2019) عمل می‌کند. فنل‌ها آنتی‌اکسیدان‌هایی هستند که باعث ایجاد یک سری متابولیت‌های ثانویه می‌شوند که از طریق مسیرهای اسید شیکیمیک یا اسید مالونیک سنتز می‌شوند و می‌توانند عملکردهای سیگنال‌دهی سلولی را تحت شرایط تنش غیرزیستی اعمال کنند (Prochazkova *et al.*, 2011). فلاونوئیدها همچنین می‌توانند به‌عنوان آنتی‌اکسیدان‌هایی عمل کنند که با حذف H_2O_2 و اکسیژن منفرد تولیدشده در شرایط تنش زیستی یا غیرزیستی از گیاهان در برابر تنش اکسیداتیو محافظت می‌کنند (Hernandez *et al.*, 2009). بنابراین افزایش این نوع ترکیبات می‌تواند به کاهش تنش اکسیداتیو در گیاه کمک کند. همانطور که در چندین مطالعه گزارش شده است، استفاده از سلنیوم می‌تواند به تولید ترکیبات آنتی‌اکسیدانی در گیاهان کمک کند (Ruotolo *et al.*, 2018) و نتایج این تحقیق نشان داد که سلنیوم در غلظت ۵ میکرومولار باعث افزایش ترکیبات فنولیک در هر دو رقم شد. نتایج مشابهی برای ریحان (Nuutila *et al.*, 2003)، کلم پیچ (Lyons *et al.*, 2009; Saffaryazdi *et al.*, 2012)، هویج (Teiz and Zeiger, 2004)، کاهو (Sae-Lee *et al.*, 2012; Liu *et al.*, 2017) و پیاز (Ramos *et al.*, 2011) گزارش شده است.

سلنیوم به خودی خود توانایی افزایش تولید ترکیبات آنتی‌اکسیدانی در گیاهان را دارد و باعث افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی گیاه می‌شود (Djanaguiraman *et al.*, 2005)، زیرا یک کوفاکتور در آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی مانند گلوتاتیون پراکسیدازها است (Wadhwani *et al.*, 2017). Hartikainen و همکاران (۲۰۰۰) نیز در مطالعه‌ای نشان دادند، فعالیت آنتی‌اکسیدان سلولی با افزایش در فعالیت آنزیم گلوتاتیون پراکسیداز در ارتباط است که با افزایش غلظت سلنیوم، افزایش می‌یابد. همچنین Cartes و همکاران (۲۰۰۵) نیز در مطالعه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

دیگری بر روی گیاه چچم (*Lolium perenne*) نشان دادند که سلنیوم به عنوان یک القاکننده فعالیت گلوتاتیون پراکسیداز عمل می‌کند. نتایج مشابهی در گیاه زلف پیر (*Senecio scadens*) توسط Paciolla و همکاران (۲۰۱۱) گزارش شد، که با نتایج این تحقیق مطابقت دارد، که می‌تواند نشان‌دهنده نقش القاکنندگی سلنیوم و تحریک سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه باشد. ترکیبات سلنیوم می‌توانند تولید و خاموش‌کردن ROS را به‌طور مستقیم یا غیرمستقیم از طریق تنظیم سطح یا فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها کنترل کنند (Kaur *et al.*, 2014). تشکیل ROS به شدت به پروتئین‌ها و DNA آسیب می‌زند و می‌تواند با عملکرد طبیعی سلولی در گیاهان تداخل داشته باشد و منجر به مرگ سلولی شود. برخی از مطالعات قبلی توصیف کردند که کاربرد خارجی سلنیوم در سطوح پایین می‌تواند فعالیت آنتی‌اکسیدانی و تحمل گیاهان را بهبود بخشد (Jiang *et al.*, 2015). نتایج مشابه برخی از تحقیقات دیگر نیز نشان می‌دهند که دوزهای کم سلنیوم می‌تواند فعالیت آنتی‌اکسیدانی را افزایش دهد درحالی‌که غلظت‌های بالاتر سلنیوم باعث کاهش فعالیت آنتی‌اکسیدانی می‌شود (Naseem *et al.*, 2020; Rios *et al.*, 2009).

گلوتاتیون عملکردهای مهمی در رشد گیاهان دارد که توسط سایر تیول‌ها یا آنتی‌اکسیدان‌ها قابل انجام نیستند و می‌تواند از طریق تبادل تیول- دی‌سولفید با پروتئین‌های مختلف تعامل داشته باشد. برخی از عملکردها عبارتند از مسیرهای بیوسنتزی، سم‌زدایی، بیوشیمی آنتی‌اکسیدانی و هموستازی ردوکس. گلوتاتیون از اسیدهای آمینه سیستئین در بخش‌های مختلف سلولی سنتز می‌شود و از طریق آپوپلاست یا سیمپلاست حرکت می‌کند (Noctor *et al.*, 2102). این ماده به عنوان یک ترکیب کاهنده گونه‌های فعال اکسیژن و کاهنده‌های سلولی عمل می‌کند و همچنین عملکردهای سیگنالینگ را انجام می‌دهد. در چرخه آسکوربات-گلوتاتیون، از آن برای کاهش دهیدروآسکوربات، آنزیمی و غیرآنزیمی استفاده می‌شود، و همچنین به گلوتاتیون اکسیدشده (GSSG) اکسید می‌شود. برای بازسازی، توسط آنزیم گلوتاتیون ردوکتاز و نیکوتین آمید-آدنین- دی‌نوکلئوتید- فسفات (NADPH) به عنوان قدرت کاهنده کاتالیز می‌شود (Ahmad *et al.*, 2010). نتایج این تحقیق نشان داد که هر دو غلظت سلنیوم باعث افزایش گلوتاتیون در برگ‌های هر دو رقم گوجه‌فرنگی شد که می‌تواند به دلیل افزایش جذب گوگرد و فعالیت آنزیمی بیشتر گلوتاتیون ردوکتاز باشد (Noctor *et al.*, 2012; Mirza and fujita, 2011). Reis و همکاران (۲۰۱۸)گزارش دادند تیمار سلنیوم موجب افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدانی در کلم بروکلی شد.

مقایسه نتایج میانگین داده‌ها نشان داد محتوای کربوهیدرات بخش هوایی دو رقم با افزایش غلظت سلنیوم افزایش معنی‌داری داشت که ممکن است به علت تأثیر سلنیوم بر فتوسنتز گیاه باشد (Zhang *et al.*, 2013). افزایش کربوهیدرات در تیمار سلنیوم، نشان‌دهنده افزایش فتوسنتز، کاهش انتقال کربوهیدرات به ریشه و یا کاهش تجزیه نشاسته باشد (Mazzafera, 1998). به نظر می‌رسد که سلنیوم با افزایش رنگیزه‌های فتوسنتزی و کاهش تنش اکسیداتیو، موجب افزایش میزان کربوهیدرات‌های موجود در گیاهان می‌شود. قندهای محلول علاوه بر حفظ تعادل اسمزی، انرژی مورد نیاز گیاه را نیز در شرایط تنش تأمین می‌کنند و باعث حفظ بقای گیاه در شرایط مختلف می‌شود (Dubey and Singh, 1999). نتایج مشابه در افزایش محتوای کربوهیدرات در گیاهان پریوش (Arvy and Thiersault, 1995) و قهوه (Mazzafera, 1998) تحت تیمار سلنیوم به دست آمده است که با نتایج این تحقیق همسو می‌باشد.

نتیجه‌گیری

به‌طورکلی نتایج حاصل از این پژوهش نشان داد که سلنیوم گرچه برای گیاهان ضروری نیست اما می‌تواند در غلظت‌های پایین و خصوصاً در غلظت ۵ میکرومولار باعث بهبود شاخص‌های رشدی و فیزیولوژی در گیاه گوجه‌فرنگی شود. همچنین انتخاب رقم مناسب با عملکرد و کیفیت بالاتر در کشت گلخانه‌ای گوجه‌فرنگی به منظور

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

بهره‌وری اقتصادی این محصول اهمیت بسیار بالایی دارد. نتایج این پژوهش نشان داد سلنیوم با بهبود صفات فیزیولوژیکی از جمله شاخص‌های رشد، محتوای ترکیبات فنولیک و حفظ یکپارچگی غشاء می‌تواند منجر به افزایش بهره‌وری گیاه گوجه‌فرنگی شود. همچنین مقایسه و بررسی ویژگی‌های رشدی و ویژگی‌های فیزیولوژیکی دو رقم لاله و ریوگرند و گوجه‌فرنگی در شرایط یکسان محیطی و کشت نشان داد، رقم لاله نتیجه بهتری نسبت به رقم ریوگرند نشان داد. لذا این رقم جهت کشت در گلخانه توصیه می‌شود. البته این نتیجه نیازمند تکرار در سطح وسیع‌تر جهت تأیید است. همچنین به دلیل اثرات مفید سلنیوم بر سلامت انسان بررسی تأثیر حضور این عنصر در محیط‌کشت گیاه بر میزان جذب و محتوای آن در بافت‌های خوراکی گیاهان مختلف و همچنین کاربرد گیاهان تیمارشده با سلنیوم در پیشگیری و درمان بیماری سرطان و اثرات آن در حوزه پزشکی توسط محققین این حوزه نیز پیشنهاد می‌گردد.

منابع

Abbas, S. M. (2012). Effects of low temperature and selenium application on growth and the physiological changes in sorghum seedlings. *Journal of Stress Physiology and Biochemistry*, *8*, 268-286.

Ahmad, P., Jaleel, C. A., Salem, M. A., Nabi, G., & Sharma, S. (2010). Roles of enzymatic and nonenzymatic antioxidants in plants during abiotic stress. *Critical Reviews in Biotechnology*, *30*, 161-175. https://doi.org/10.3109/07388550903524243

Alexieva, V., Sergiev, I., Mapelli, S., & Karanov, E. (2001). The effect of drought and ultraviolet radiation on growth and stress markers in pea and wheat. *Plant Cell and Environment*, *24*, 1337-1344.

Arnon, D. (1949). Copper enezyms in isolated chloroplast. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology*, *24*, 1-15. https://doi.10.1104/pp.24.1.1

Arvy, M. P. A. & Thiersault, P. (1995). Relationship between selenium, micronutrients, carbohydrates and alkaloid accumulation in *Catharanthus roseus* cells. *Journal of Plant Nutrition*, *18*, 1535-1346. https://doi.org/10.1080/01904169509365002.

Astaneh, R. K., Bolandnazar, S., Nahandi, F. Z., & Oustan, S. (2018). Effect of selenium application on phenylalanine ammonia-lyase (PAL) activity, phenol leakage and total phenolic content in garlic (*Allium sativum* L.) under NaCl stress. *Information Processing in Agriculture*, *5*, 339-344. https://doi.org/10.1016/j.inpa.2018.04.004

Ashraf, M. & Harris, P. J. C. (2004). Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Science*, *166*, 3-16. https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2003.10.024

Bandyopadhyay, U., Das, D., & Banerjee, R. K. (1999). Reactive oxygen species: Oxidative damage and pathogenesis. *Current Science*, *77*, 658-666. https://doi:10.1016/j.plantsci.2003.10.024

Barrs, H. & Weatherley, P. (1962). A re-examination of the relative turgidity technique for estimating water deficits in leaves. *Australian Journal of Biological Sciences*, *15*(3), 413-428. doi:10.1071/BI9620413

Cartes, P., Gianfreda, L., & Mora, M. L. (2005). Uptake of selenium and its antioxidant activity in ryegrass when applied as selenate and selenite forms. *Plant and Soil*, *276*, 359-367. https://doi.org/10.1007/s11104-005-5691-9

Castillo-Godina, R. G., Foroughbakhch-Pournavab, R., & Benavides-Mendoza, A. (2016). Effect of selenium on elemental concentration and antioxidant enzymatic activity of tomato plants. *Journal of Agricultural Science and Technology*, *18*(1), 233-244.

Chang, Y. L., Kim, D. O., Lee, K. W., Lee, H. J., & Lee, C. Y. (2002). Vitamin C equivalent anti-oxidant capacity (VCEAC) of phenolic phytochemicals. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *50*(13), 3713-3717. https://doi.org/10.1021/jf020071c

Chauhan, R., Awasthi, S., Srivastava, S., Dwivedi, S., Pilon-Smits, E. A., Dhankher, O. P., & Tripathi, R. D. (2019). Understanding selenium metabolism in plants and its role as a beneficial element. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, *49*, 1937-1958.

Chen, T. F., Zheng, W. J., Luo, Y., Yang, F., Bai, Y., & Tu, F. (2005). Effects of selenium stress on photosynthetic pigment contents and growth of *Chlorella vulgaris*. *Journal of Plant Physiology and Molecular Biology*, *31*, 369-373.

Colak, N., Torun, H., Gruz, J., Strnad, M., & Ayaz, F. A. (2019). Exogenous N-acetylcysteine alleviates heavy metal stress by promoting phenolic acids to support antioxidant defense systems in wheat roots. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *181*, 49–59. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.05.052

Cumplido-Najera, C. F., Gonzalez-Morales, S., Ortega-Ortiz, H., Cadenas-Pliego, G., Benavides-Mendoza, A., & Juarez-Maldonado, A. (2019). The application of copper nanoparticles and potassium silicate stimulate the tolerance

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

to *Clavibacter michiganensis* in tomato plants. *Scientia Horticulturae*. (Amsterdam), *245*, 82-89. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.10.007

Djanaguiraman, M., Durga Devi, D., Shanker, A. K., Sheeba, J. A., & Bangarusamy, U. (2005). Selenium – an antioxidative protectant in soybean during senescence. *Plant and Soil*, *272*, 77-86. https://doi.org/10.1007/s11104-004-4039-1

Dhillon, K. S. & Dhillon, S. K. (2009). Accumulation and distribution of selenium in some vegetable crops grown in selenate-Se treated clay loam soil. *Frontiers of Agriculture in China*, *3*(4), 366-373. https://doi.org/10.1007/s11703-009-0070-6

Dubey, R. S. & Singh, A. K. (1999). Salinity induces accumulation of soluble sugars and alter the activity of sugar metabolizing enzymes in rice plant. *Biologia Plantarum*, *53*, 1147-1153. https://doi.org/10.1023/A:1002160618700

Elkelish, A. A., Soliman, M. H., Alhaithloul, H. A., & El-Esawi, M. A. (2019). Selenium protects wheat seedlings against salt stress-mediated oxidative damage by up-regulating antioxidants and osmolytes metabolism. *Plant Physiology and Biochemistry*, *137*, 144-153. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2019.02.004Get rights and content

Ertan, T., Soran, A., Kocer, B., & Cengiz, O. (2002). Oxidative stress in hemorrhagic shock: Prospective clinical study. *Nagoya Medical Journal*, *45*(2), 43-54.

Filek, M., Keskinen, R., Hartikainen, H., Szarejko, I., Janiak, A., & Miszalski, Z. (2008). The protective role of selenium in rape seedlings subjected to cadmium stress. *Journal of Plant Physiology*, *165*, 833-844. doi: 10.1016/j.jplph.2007.06.006

Han-Wens, S., Jing, H., Shu-Xuan, L., & WeiJun, K. (2010). Protective role of selenium on garlic growth under cadmium stress. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. *41*, 11951204. https://doi.org/10.1080/00103621003721395

Hasanuzzaman, M., Hossain, M. A., & Fujita, M. (2012). Exogenous selenium pretreatment protects rapeseed seedlings from cadmium-induced oxidative stress by upregulating antioxidant defense and methylglyoxal detoxification systems. *Biological Trace Element Research*, *149*, 248-261. doi: 10.1007/s12011-012-9419-4

Hawrylak -Nowak, B. (2009). Benefical effect of exogenous selenium on cucumber seedlings subjected to salt stress. *Biological Trace Elemement Research*, *132*, 259-269. https://doi.org/10.1007/s12011-009-8402-1

Hemmati, M., Delkhosh, B., Shirani Rad, A. H., & Nor-Mohammadi, G. (2019). Effect of the application of foliar selenium on canola cultivars as influenced by different irrigation regimes. *Journal of Agricultural Sciences*, *25*(3), 309-318. https://doi.org/10.15832/ankutbd.424899

Hernandez, I., Alegre, L., Van Breusegem, F., Munne-Bosch, S. (2009). How relevant are flavonoids as antioxidants in plants? *Trends in Plant Sciences*, *14*, 125-132 https://doi.org/10.1016/j.tplants.2008.12.003

Hartikainen, H., Xue, T., & Piironen, V. (2000). Selenium an oxidant and pro -oxidant in ryegrass. *Plant and Soil*, *225*, 193-200.

Hu, T., Li, H., Li, J., Zhao, G., Wu, W., Liu, L., Wang, Q., & Guo, Y. (2018). Absorption and bio-transformation of selenium nanoparticles by wheat seedlings (*Triticuma estivum* L.). *Frontiers in Plant Science*, 9. https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00597.

Huang, C., Qin, N., Sun, L., Yu, M., Hu, W., & Qi, Z. (2018). Selenium improves physiological parameters and alleviates oxidative stress in strawberry seedlings under low-temperature stress. *International Journal of Molecular Sciences*, *19*, 1913. https://doi.org/10.3390/ijms19071913

Jiang, C., Chaolong, Z., & Dianjun, L. (2017). Effect of exogenous selenium supply on photosynthesis, Na^+ accumulation and antioxidative capacity of maize (*Zea mays* L.) under salinity stress. *Scientific Reports*, *7*, 42039. https://doi.org/10.1038/srep42039

Jiang, C., Zu, C., Shen, J., Li, T., & Tian, L. (2015). Effects of selenium on the growth and photosynthetic characteristics of flue-cured tobacco (*Nicotiana tabacum* L.). *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, *84*(1), 71-77.

Kaur, N., Sharma, S., Kaur, S., & Nayya, H. (2014). Selenium in agriculture: A nutrient or contaminant for crops? *Archives of Agronomy and Soil Science*, *60*, 1593-1624. https://doi.org/10.1080/03650340.2014.918258

Keskinen, R., Yli-Halla, M., & Hartikainen, H. (2013). Retention and uptake by plants of added selenium in peat soils. Commun. *Soil Science and Plant Analysis*, *44*, 3465-3482. https://doi.org/10.1080/00103624.2013.847955

Kulisic, T., Radonic, A., Katalinic, V., & Milos, M. (2004). Use of different methods for testing antioxidative activity of oregano essential oil. *Food Chemistry*, *85*(4), 633-640. doi:10.1016/j.foodchem.2003.07.024

Lichtenthaler, H. K. (1987). Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*, *148*, 350-382.

Liu, D., Li, H., Wang, Y., Ying, Z., Bian, Z., Zhu, W., Liu, W., Yang, L., & Jiang, D. (2017). How exogenous selenium affects anthocyanin accumulation and biosynthesis-related gene expression in Purple lettuce. *Polish Journal of Environmental Studies*, *26*, 717-722. https://doi.org/10.15244/pjoes/66707

Lyons, G. H., Genc, Y., Soole, K., Stangoulis, F., Liu, F., & Graham, R. D. (2009). Selenium increases seed production in Brassica. *Plant and Soil*, *318*(1-2), 80-73.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

Malik, J. A., Kumar, S., Thakur, P., Sharma, S., Kaur, N., Kaur, R., Pathania, D., Bhandhari, K., Kaushal, N., Singh, K., Srivastava, A., & Nayyar, H. (2011). Promotion of growth in mungbean (*Phaseolus aureus* Roxb.) by selenium is associated with stimulation of carbohydrate metabolism. *Biological Trace Element Research*, *143*, 530-539. https://doi.org/10.1007/s12011-010-8872-1

Mata-Ramirez, D., Serna-Saldivar, S. O., & Antunes-Ricardo, M. (2019). Enhancement of anti-inflammatory and antioxidant metabolites in soybean (*Glycine max*) calluses subjected to selenium or UV-light stresses. *Scientia Horticulturae*, 257. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108669

Mirza, H. & Fujita, M. (2011). Selenium pretreatment upregulates the antioxidant defense and methylglyoxal detoxification system and confers enhanced tolerance to drought stress in rapeseed seedlings. *Biological Trace Element Research*, *143*, 1758-1776. https://doi.org/10.1007/s12011-011-8998-9

Mazzafera, P. (1998). Growth and biochemical alterations in coffee due to selenite toxicity. *Plant and Soil*, *201*, 189-196. https://doi.org/10.1023/A:1004328717851

Mozafariyan, M., Kamelmanesh, M. M., & Hawrylak-Nowak, B. (2017). Ameliorative effect of selenium on tomato plants grown under salinity stress. *Archives of Agronomy and Soil Science*, *62*(10), 1368-1380. https://doi.org/10.1080/03650340.2016.1149816

Mroczek-Zdyrska, M., Strubinska, J., & Hanaka, A. (2017). Selenium improves physiological parameters and alleviates oxidative stress in shoots of lead-exposed *Vicia faba* L. minor plants grown under phosphorus-deficient conditions. *Journal of Plant Growth Regulation*, *36*, 186-199. https://doi.org/10.1007/s00344-016-9629-7

Naseem, M., Anwar-ul-Haq, M., Akhtar, J., & Jaskani, M. J. (2020). Effect of exogenous application of salicylic acid and sodium nitroprusside on maize under selenium stress. *Pakistan Journal of Agricultural Science*, *57*, 150-158. DOI: 10.21162/PAKJAS/20.8562

Naseem, M., Anwar-ul-Haq, M., Wang, X., Farooq, N., Awais, M., Sattar, H., Malik, H. A., Mustafa, A., Ahmad, J., & El-Esawi, M. A. (2021). Influence of selenium on growth, physiology, and antioxidant responses in maize varies in a dose-dependent manner. *Journal of Food Quality*, *2021*(4), 1-9. https://doi.org/10.1155/2021/6642018

Narvaez-Ortiz, W., Becvort-Azcurra, A., Fuentes-Lara, L., Benavides-Mendoza, A., Valenzuela-Garcia, J., & Gonzalez, F. J. (2018). Mineral composition and antioxidant status of tomato with application of selenium. *Agronomy*, *8*, 185. https://doi.org/10.3390/agronomy8090185

Newman, R., Waterland, N., Moon, Y., & Tou, J. (2019). Selenium biofortification of agricultural crops and effects on plant nutrients and bioactive compounds important for human health and disease prevention-A review. *Plant Foods for Human Nutrition*, 74. https://doi.org/10.1007/s11130-019-00769-z

Noctor, G., Mhamdi, A., Chaouch, S., Han, Y., Neukermans, J., Marquez-Garcia, B., Queval, G., & Foyer, C. (2012). Glutathione in plants: An integrated overview. *Plant, Cell & Environment*, *35*, 454-484. https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2011.02400.x

Nuutila, A. M., Puupponen-Pimia, R., & Aarni, M. (2003). Comparison of antioxidant activities of onion and garlic extracts by inhibition of lipid peroxidation and radical scavenging activity. *Food Chemistry*, *81*, 485-493. https://doi.org/10.1016/S0308-8146(02)00476-4

Paciolla C., De Leonardis, S., & Dipierro, S. (2011). Effects of selenite and selenate on the antioxidant systems in *Senecio scandens* L. *Plant Biosystems*, *145*, 253-259. https://doi.org/10.1080/11263504.2010.509942

Patterson, M. M., Paige, G. B., & Reddy, K. J. (2017). Selenium in surface and irrigation water in the Kendrick irrigation district, Wyoming. *Environmental Monitioring and Assessment*, *171*, 267-280. https://doi.org/10.1007/s10661-009-1277-y

Pezzarossa, B., Rosellini, I., Borghesi, E., Tonutti, P., & Malorgio, F. (2014). Effects of Se-enrichment on yield, fruit composition and ripening of tomato (*Solanum lycopersicum*) plants grown in hydroponics. *Scientia Horticulturae*, *165*, 106-110. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.10.029

Prochazkova, D., Bousova, I., & Wilhelmova, N. (2011). Antioxidant and prooxidant properties of flavonoids. *Fitoterapia*, *82*, 513-523. https://doi.org/10.1016/j.fitote.2011.01.018

Porter, H. & Villar, R. (1997). The Fate of Acquired Carbon in Plants: Chemical Composition and Construction Costs. Plant Resource Allocation. Academic Press, San Diego.

Puccinelli, M., Malorgio, F., Terry, L. A., Tosetti, R., Rosellini, I., & Pezzarossa, B. (2019). Effect of selenium enrichment on metabolism of tomato (*Solanum lycopersicum*) fruit during postharvest ripening. *Journal Science Food Agricultural*, *99*, 2463-2472. https://doi.org/10.1002/jsfa.9455

Qiujie, D., Bin, Y. S., Xiao, Z., & Wang, Z. (1996). Flooding –induce membrane damage, lipid oxidation and activated oxygen generation in corn leaves. *Plant and Soil*, *179*, 261-268. https://doi.org/10.1007/BF00009336

Ramos, S. J., Yuan, Y., Faquin, V., Guilherme, L. R. G., & Li, L. (2011). Evaluation of genotypic variation of broccoli (*Brassica oleracea* var. italic) in response to selenium treatment. *Journal Agricultural and Food Chemistry*, *59*, 3657-3665. https://doi.org/10.1021/jf104731f

Reis, H. P. G., Barcelos, J. P. Q., Furlani, Junior, E., Santos, E. F., Silva, V. M., Moraes, M. F., Putti, F. F., & Reis, A. R. (2018). Agronomic biofortification of upland rice with selenium and nitrogen and its relation to grain quality.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

Journal of Cereal Science, *79*, 508-515. https://doi.org/10.1016/j.jcs.2018.01.004

Rios, J. J., Blasco, B., Cervilla, L. M., Rosales, M. A., Sanchez-Rodriguez, E., Romero, L., & Ruiz, J. M. (2009). Production and detoxification of H_2O_2 in lettuce plants exposed to selenium. *Annals of Applied Biology*, *154*, 107-116. https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2008.00276.x

Ruotolo, R., Maestri, E., Pagano, L., Marmiroli, M., White, J. C., & Marmiroli, N. (2018). Plant response to metal-containing engineered nanomaterials: An omics-based perspective. *Environment of Science Technology*, *52*, 2451-2467. https://doi.org/10.1021/acs.est.7b04121

Sae-Lee, N., Kerdchoechuen, O., & Laohakunjit, N. (2012). Chemical qualities and phenolic compounds of Assam tea after soil drench application of selenium and aluminium. *Plant and Soil*, *356*, 381-393. https://doi.org/10.1007/s11104-012-1139-1

Saffaryazdi, A., Lahoti, M., & ganjali, A. (2012). Effect of different concentrations of selenium on plant physiological characteristics of spinach *Spinacia oleraceae*. *International Journal of Horticultural Science and Technology*, *26*, 292-300. https://doi.org/10.15835/nsb448029

Sairam, R. K. & Srivastava, G. C. (2001). Water stress tolerance of wheat *Triticum aestivum* L.: Variation in hydrogen peroxide accumulation and antioxidant activity in tolerant and susceptible genotype. *Journal Agronomy and Crop Science*, *186*, 63-70. https://doi.org/10.1046/j.1439-037x.2001.00461.x

Schiavon, M., Dall'Acqua, S., Mietto, A., Pilon-Smits, E. A. H., Sambo, P., Masi, A., & Malagoli, M. (2013). Selenium fertilization alters the chemical composition and antioxidant constituents of tomato (*Solanum lycopersicon* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *61*, 10542-10554. https://doi.org/10.1021/jf4031822

Schiavon, M., Nardi, S., Vecchia, F., & Ertani, A. (2020). Selenium biofortification in the 21 century: Status and challenges for healthy human nutrition. *Plant and Soil*, *453*, 245-270.

Shah, S. H., Houborg, R., & Mccabe, M. F. (2017). Response of chlorophyll, carotenoid and SPAD-502 measurement to salinity and nutrient stress in wheat (*Triticum aestivum* L.). *Agronomy*, *7*, 61. https://doi.org/10.3390/agronomy7030061

Shekari, L., Kamelmanesh, M. M., Mozafarian, M., & Sadeghi, F. (2016). Beneficial effects of selenium on some morphological and physiological trait of hot pepper (*Capsicum anuum*). *Journal of Horticultural Science*, doi:10.22067/JHORTS4.V29I4.32110

Singleton, V. L. & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, *16*(3), 144-158. DOI**:** 10.5344/ajev.1965.16.3.144

Sirin, S. & Aslım, B. (2019). Determination of antioxidant capacity, phenolic acid composition and antiproliferative effect associated with phenylalanine ammonia lyase (PAL) activity in some plants naturally growing under salt stress. *Medicinal Chemistry Research*, *28*, 229-238. https://doi.org/10.1007/s00044-018-2278-6

Tanveer, K., Gilani, S., Hussain, Z., Ishaq, R., Adeel, M., & Ilyas, N. (2020). Effect of salt stress on tomato plant and the role of calcium. *Journal of Plant Nutrition*, *43*(1), 28-35. https://doi.org/10.1080/01904167.2019.1659324

Teiz, L. & Zeiger, E. (2004). Plant Physiology. 3rd Ed. Sinhauer Associates Inc. USA.

Van Hoewyk, D., Takahashi, H., Inoue, E., Hess, A., Tamaoki, M., & Pilon-Smits, E. A. (2008). Transcriptome analyses give insights into selenium-stress responses and selenium tolerance mechanisms in Arabidopsis. *Physiologia Plantarum*, *132*, 236-253. https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2007.01002.x

Wadhwani, S. A., Gorain, M., Banerjee, P., Shedbalkar, U. U., Singh, R., Kundu, G. C., & Chopade, B. A. (2017). Green synthesis of selenium nanoparticles using Acinetobacter sp. SW30: Optimization, characterization and its anticancer activity in breast cancer cells. *International Journal of Nanomedicine*, *12*, 6841-6855. https://doi.org/10.2147/IJN.S139212

WPTC. (2021). Tomato News. Available online: https://www.tomatonews.com/en

Xue, T. L., Hartikainen, H., & Piironen, V. (2001). Antioxidative and growth -promoting, effect of selenium on senescing lettuce. *Plant and Soil*, *237*, 55-61. https://doi.org/10.1023/A:1013369804867

Yao, X. Q., Chu, J. Z., & Ba, C. J. (2010). Antioxidant responses of wheat seedlings exogenous selenium supply under enhanced ultraviolet -B. *Biological Trace Element Research*, *136*, 96-105. https://doi.org/10.1007/s12011-009-8520-9

Yildiztugay, E., Ozfidan-Konakci, C., Kucukoduk, M., & Tekis, S. A. (2017). The impact of selenium application on enzymatic and non-enzymatic antioxidant systems in *Zea mays* roots treated with combined osmotic and heat stress. *Archives of Agronomy and Soil Science*, *63*(2), 261-275. https://doi.org/10.1080/03650340.2016.1201810

Zhang, L., Hu, B., Li, W., Che, R., Deng, K., Li, H., Yu, F., Ling, H., Li, Y., & Chu, C. (2013). OsPT2, a phosphate transporter, is involved in the active uptake of selenite in rice. *New Phytologist Journals*, *201*, 1183-1191. https://doi.org/10.1111/nph.12596

Zhu, Z., Chen, Y., Shi, G., & Zhang, X. (2017). Selenium delays tomato fruit ripening by inhibiting ethylene biosynthesis and enhancing the antioxidant defense system. *Food Chemistry*, *219*, 179-184. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.09.138

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

Zhu, Z., Chen, Y., Zhang, X., & Li, M. (2016). Effect of foliar treatment of sodium selenate on postharvest decay and quality of tomato fruits. *Scientia Horticulturae*, *198*, 304-310. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.12.002

Zhu, Z., Zhang, Y., Liu, J., Chen, Y., & Zhang, X. (2018). Exploring the effects of selenium treatment on the nutritional quality of tomato fruit. *Food Chemistry*, *252*, 9-15. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.064

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]

The effect of sodium selenate on the growth, antioxidant properties and some physiological characteristics of two cultivars of tomato in hydroponic culture

Hamideh Zamanpour Shahmansouri [1], Leila Shabani[1, 2, *], Mohammad Reza Sabzalian[3]

[1] Department of Biology, Faculty of Sciences, Shahrekord University, Shahrekord, Iran
[2] Research Institute of Biotechnology, Shahrekord University, Shahrekord, Iran
[3] Department of Agronomy and Plant Breeding, College of Agriculture, Isfahan University of Technology, Isfahan 84156-83111, Iran
(Received: 2023/12/22, Accepted: 2024/02/26)

Abstract

In the last two decades, the role of selenium (Se) as an antioxidant has generated a wide interest in it. In trace amounts, Se is an essential micronutrient and has important benefits for animal and human nutrition, although it has not been confirmed to be an essential micronutrient in higher plants. This study evaluated the effects of the application of different concentrations of sodium selenate (0, 5 and 10 µM) in hydroponic culture on the growth and some physiological parameters of two cultivars of tomato. The results showed that selenium at a concentration of 5 caused a significant increase in the growth indicators, including the dry weight of the shoot of the lale and Riogrand cultivars (29.5% and 41.34%, respectively) and the root (in the lale cultivar, 27.5 and 35% in the Riogrand cultivar), chlorophyll *a* (23.52% in the lale cultivar and 34.34% in the Riogrand cultivar), content of phenolic compounds (2 times in both cultivars), carbohydrate content, glutathione content (2 times in both cultivars), and the activity of glutathione peroxidase enzyme (43.58% in the lale cultivar and 27.27% in the Riogrand cultivar) in comparison to the control plants. However, the concentration of 10 µM selenium caused a significant decrease in these indicators compared to the control. Also, the concentration of 5 decreased µM the amount of hydrogen peroxide (H_2O_2), electrolyte leakage and malondialdehyde in both Riogrand and lale cultivars in comparison to the control. We concluded that 5 µM of sodium selenate provides a better growth condition for the two cultivars of tomato by having the highest antioxidant activity (both enzymatic and non-enzymatic) and the least amount of damage to the cell membranes.

Keywords: Antioxidant activity, Phenolic compounds, Selenium, Tomato

Corresponding author, Email: shabani-l@sku.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOI: DOI: 10.22034/13.62.125]