دانشگاه آزاد اسلامی واحد ارسنجان

مجله علمی پژوهشی اکوفیزیولوژی گیاهی
سال هفتم، شماره بیست و دوم، ۱۳۹۴

تأثیر نانونقره بر شاخص‌های رشدی و فیزیولوژیکی گیاهچه‌های کلزا (*Brassica napus*) در شرایط کشت درون شیشه

رویا رضوی‌زاده[۱]، زهرا طباطبایی پزوه[۲]، فاطمه رستمی[۳]

تاریخ دریافت: ۹۳/۸/۲۶ تاریخ پذیرش: ۹۳/۱۰/۹

چکیده

اتیلن در طول کشت بافت گیاهی در شرایط داخل شیشه تولید شده و تجمع پیدا می‌کند. این امر باعث تأثیر منفی بر رشد گیاهان می‌شود. یون نقره به عنوان یک بازدارنده فعالیت اتیلن در شرایط درون شیشه شناخته شده است. در این مطالعه اثر نانو ذرات نقره (غلظت‌های ۰، ۰/۵، ۱، ۱/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر) در محیط کشت درون شیشه بر گیاه کلزا بررسی شد. پس از ۲۸ روز، اثر تیمار نانو ذرات نقره بر روی رشد، میزان رنگیزه‌های گیاهی و پرولین در ریشه و اندام هوایی مطالعه شد. درصد جوانه‌زنی بذور در غلظت ۲ میلی‌گرم در لیتر نانو نقره در مقایسه با شاهد به میزان ٤٠ درصد کاهش یافت. نانو نقره اثر معنی‌داری بر طول ریشه نداشت در حالی که ارتفاع اندام هوایی را در همه غلظت‌ها در مقایسه با شاهد کاهش داد. افزایش وزن اندام هوایی، وزن ریشه و میزان کاروتنوئید در تیمار ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره به ترتیب برابر با ٤٧، ۷۳ و ۷٦ درصد مشاهده شد. تیمار گیاهان با نانو نقره رنگیزه آنتوسیانین و برخی عناصر موجود در اندام هوایی را در تیمارهای ۱ و ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر به طور چشمگیری کاهش داد. محتوای پرولین اندام هوایی در کلیه تیمارهای نانو نقره کاهش یافت در صورتی که در ریشه تفاوت معنی‌داری نشان داده نشد. به نظر می‌رسد در این مطالعه، نانو نقره در غلظت ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر به دلیل اثرات مثبت آن بر کاهش تنش اکسیداتیو و افزایش وزن اندام هوایی گیاهچه، بهترین تیمار به عنوان مهارکننده اتیلنی برای گیاه کلزا باشد.

واژه‌های کلیدی: اتیلن، کلزا، کشت درون شیشه، نانونقره

رضوی‌زاده، ر.، ز. طباطبایی پزوه و ف. رستمی. ۱۳۹٤. تأثیر نانونقره بر شاخص‌های رشدی و فیزیولوژیکی گیاهچه‌های کلزا (*Brassica napus*) در شرایط کشت درون شیشه. مجله اکوفیزیولوژی گیاهی. ۲۲: ۲۳٦-۲۲۱.

۱- گروه زیست شناسی، دانشگاه پیام نور، تهران، ایران- مسئول مکاتبات. پست الکترونیک: Razavi.roya@gmail.com

۲- گروه کشاورزی، دانشگاه پیام نور، اصفهان، ایران

۳- گروه زیست شناسی، دانشگاه تربیت مدرس، تهران، ایران

مقدمه

کلزا (*Brassica napus* L.)، متعلق به خانواده چلیپائیان (Brassicaceae)، از گیاهان زراعی مهم در مدیترانه و برخی مناطق خاورمیانه است (بایبوردی، ۲۰۱۰) که به عنوان یک گیاه دانه روغنی با ارزش در سراسر جهان کشت می‌شود. درصد بالای پروتئین و اسیدهای چرب غیر اشباع مانند اولئیک اسید، همچنین میزان کم اسیدهای چرب اشباع موجود در بذرهای این گیاه ارزش غذایی و اقتصادی آن را افزایش داده است (نصر و همکاران، ۲۰۰۶).

بررسی‌های صورت گرفته نشان‌دهنده تولید و تجمع اتیلن در طول کشت بافت گیاهی در شرایط کشت در شیشه (سرکار و همکاران، ۲۰۰۲) و نیز اثرات منفی آن در پاسخ‌های ریخت‌زایی[1] گیاهان در این شرایط می‌باشد (کومار و همکاران، ۲۰۰۷). بیوسنتز و تجمع بیش از حد اتیلن در ظروف دربسته کشت بافت گیاهی اغلب اثرات زیان‌بار و ناهنجاری‌های زیستی متفاوتی مانند ایجاد ریشه‌های مویین فرعی (نابجا) بر روی ساقه‌ها، ضعیف شدن ساقه، کاهش سطح برگ، افزایش طول میان گره‌ها، کاهش وزن خشک و اثراتی چون شیشه‌ای شدن و وارفتگی گیاه را در کشت‌های طولانی مدت به دنبال خواهد داشت (رستمی، ۱۳۸۷). در حضور اتیلن، ETR1که یک پروتئین کیناز متعلق به خانواده RAF و تنظیم‌کننده پاسخ اتیلنی است، غیر فعال است و غیر فعال بودن آن منجر به فعالیت EIN2 که یک تنظیم‌کننده مثبت پاسخ اتیلنی است می‌گردد و در نتیجه، ارسال سیگنال درک اتیلن به هسته انجام و با روشن شدن ژن‌های دخیل در پاسخ اتیلن، این پاسخ‌ها آغاز می‌گردند (واندنبوچه و همکاران، ۲۰۰۶). یون‌های مس در ETR1 با دو باقیمانده آمینواسیدی Cys65 و His69 به صورت کئوردینانسی متصل می‌گردند (رودریگوز و همکاران، ۱۹۹۹). یون‌های نقره، یکی از مهارکننده‌های فعالیت اتیلن می‌باشند که می‌توانند جایگزین مس در ETR1 شوند، به طوری که استفاده از یون‌های نقره به عنوان مهارکننده فعالیت اتیلن از دهه ۸۰ میلادی گزارش شده است (بیر، ۱۹۷۹). بیر (۱۹۷۹) گزارش کرد که Ag^{+} به صورت ترکیب $AgNO_3$ به طور مؤثر قدرت مهار فعالیت اتیلن را دارد و این خاصیت نقره منجر به پیشی گرفتن آن نسبت به CO_2 (آنتاگونیست اتیلن که تا آن زمان شناخته شده بود) و تبدیل شدن آن به ابزاری جدید برای مطالعه بهتر و بیشتر اتیلن و عملکردهای آن در گیاهان گردید (بیر، ۱۹۷۶).

مواد در محدوده یک تا ۱۰۰ نانومتر رفتار فیزیکی بسیار متفاوتی با اتم‌ها و مواد توده‌ای از خود نشان می‌دهند. فناوری نانو، در زمینه‌های مختلف علوم کاربرد روز افزونی پیدا کرده است (حیدری، ۱۳۸۶). با توجه به این مسئله کاربرد نانونقره در این تحقیق برای بررسی اثرات مثبت این عنصر در محیط کشت درون شیشه انجام گرفت.

با توجه به اثرات زیان‌بار تجمع اتیلن در محیط کشت و ضرورت بررسی نتایج کاربرد بازدارنده‌های اتیلن از جمله نانونقره بر رشد و عناصر موجود در گیاه و عوامل مؤثر در برابر تنش و مقاومت گیاه، در این تحقیق با کاربرد نانونقره به عنوان بازدارنده ادراک اتیلن، صفات مورفولوژیک شامل درصد جوانه‌زنی، وزن و طول ریشه و اندام هوایی و رنگیزه‌های گیاهی کلروفیل، کاروتنوئید، آنتوسیانین، فلاونوئید، میزان پرولین اندام هوایی و ریشه و سنجش میزان عناصر سدیم، پتاسیم، کلسیم و کلر اندام هوایی در گیاه کلزا بررسی شد.

1- Morphogenesis

مواد و روش‌ها

در این تحقیق از بذر گیاه کلزا (*Brassica napus* L.) رقم اکاپی تهیه شده از مرکز تحقیقات کشاورزی و منابع طبیعی اصفهان استفاده شد. نانونقره مورد استفاده از شرکت نانو پاسارگاد خریداری شد که بصورت محلول کلوییدی و قطر ذرات نانو نقره اندازه‌گیری شده به روش DLS[1] حدود ۵۰ نانومتر و به صورت PVP-AgNPs بود. تعداد ۱۰ عدد بذر استریل در محیط‌های کشت موراشینگ و اسکوگ (MS) قرار داده شد. شیشه‌های کشت حاوی بذر در اتاق رشد با شرایط کنترل شده در شدت نور ۱۵۰۰-۱۲۰۰ لوکس و فتوپریود ۱۶ ساعت نور و ۸ ساعت تاریکی و دمای حدود ۲۵ درجه سانتی‌گراد به مدت ٤ هفته قرار گرفتند. گیاهچه‌های کلزای رشد یافته در محیط کشت پس از دو هفته به محیط کشت جدید بدون تیمار نانو نقره واکشت شد تا اثرات منفی اتیلن افزایش یابد. پس از دو هفته از جوانه‌های جانبی گیاهچه‌های رشد یافته بر روی محیط موراشیگ و اسکوگ (MS)، جهت تکثیر بر روی محیط کشت حاوی مقادیر ۰، ۰/۵، ۱، ۱/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره استفاده گردید. شیشه‌های حاوی گیاهچه‌های مزبور در اتاق کشت قرار گرفتند و پس از گذشت ٤ هفته از اعمال تیمارها، گیاهچه‌های کلزا برای بررسی و انجام تجزیه و تحلیل‌های آماری برداشت شدند.

محاسبه درصد جوانه‌زنی: بذرهای کلزای جوانه زده در محیط‌های کشت MS حاوی ۰، ۰/۵، ۱، ۱/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره، ۵ و ۱۰ روز پس از کشت، شمارش و درصد جوانه‌زنی آن‌ها در محیط شاهد و تیمارهای مذکور محاسبه شد.

اندازه‌گیری فاکتورهای رشد گیاه: طول ریشه و اندام هوایی گیاهچه‌های کلزای رشد یافته در محیط‌های کشت MS (شاهد) و MS حاوی ۰/۵، ۱، ۱/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره (براساس واحد سانتی‌متر) محاسبه شد. وزن تر ریشه و اندام هوایی بر حسب گرم محاسبه شد. نمونه‌ها به مدت ٤٨ ساعت در آون با دمای ۷۰ درجه سانتی‌گراد خشک شده و وزن خشک آن‌ها محاسبه گردید.

سنجش رنگیزه‌های گیاهی: استخراج و سنجش کلروفیل و کاروتنوئید بر اساس روش لیختن‌تالر (۱۹۸۷) انجام شد. استخراج توسط استون ۸۰ درصد انجام گرفت. شدت جذب آن در طول موج‌های ٦٦٣/٢ و ٦٤٦/٨ برای کلروفیل a و bو کلروفیل کل عصاره و در طول موج ٤٧٠ نانومتر برای کاروتنوئید با استفاده از دستگاه اسپکتروفوتومتر مدل SHIMADZU UV/mini 1240 خوانده شد. نتایج حاصل از اندازه‌گیری مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی بر حسب میلی‌گرم در گرم وزن تر محاسبه و ارائه گردیدند.

استخراج آنتوسیانین‌ها براساس روش واگنر (۱۹۸۷) با کمی تغییر انجام شد (رضوی‌زاده و رستمی، ۲۰۱۲). استخراج توسط اتانول ۱ درصد اسیدی (با نسبت حجمی ۱/۹۹ به ترتیب از اتانول/ اسید کلریدریک) انجام گرفت و جذب هر نمونه در طول موج ۵۵۰ نانومتر خوانده شد و نتایج بر حسب میکرومول بر گرم وزن تر محاسبه گردید.

استخراج فلاونوئیدها با استفاده از اتانول ۱ درصد اسیدی (با نسبت حجمی ۱/۹۹ به ترتیب از اتانول/ اسید استیک گلاسیال) انجام شد و در نهایت جذب هر نمونه در طول موج‌های ۲۷۰، ۳۰۰ و ۳۳۰ نانومتر خوانده شد (کریزک و همکاران، ۱۹۹۸).

سنجش میزان پرولین گیاه: پرولین به روش استخراج سرد توسط اتانول ۷۰ درصد انجام شد. به منظور سنجش میزان پرولین، در لوله‌های آزمایش به

[1] Dynamic light scattering

طور جداگانه، ۱ میلی‌لیتر از مخلوط واکنش (۱ درصد از ماده نین هیدرین، ٦۰ درصد اسید استیک و ۲۰ درصد اتانول) با ۱۰۰ میکرولیتر از هر یک از غلظت‌های استاندارد مخلوط و سپس ٤۰۰ میکرولیتر از محلول اتانول ٤۰ درصد به حجم آن اضافه شد و حجم آن به ۱۵۰۰ میکرولیتر رسانده شد. در ادامه به مدت ۲۰ دقیقه در ۹۵ درجه سانتی گراد درحمام آب گرم حرارت داده شدند. سپس نمونه ها در ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه و به مدت ۱ دقیقه سانتریفیوژ شده و برای سنجش میزان پرولین در طول موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر UV-Visible مدل JENWAY 6305 استفاده شدند. میزان پرولین در عصاره‌های گیاهی نیز به همین صورت اندازه‌گیری شد با این تفاوت که ۵۰۰ میکرولیتر از هر عصاره پرولین گیاهی به جای ۱۰۰ میکرولیتر از هر یک از غلظت‌های استاندارد استفاده شد (کاریلو و همکاران، ۲۰۰۸).

سنجش عناصر سدیم، پتاسیم، کلسیم و کلر: سنجش عناصر بر اساس روش رایج در موسسه تحقیقات خاک و آب (امامی، ۱۳۷۵) انجام گرفت. مقدار مشخصی از بافت خشک ریشه و اندام هوایی گیاهان به صورت پودر درآورده شد و در اسید نیتریک حل گردید. اسید نیتریک موجود در محلول‌ها تبخیر شد و رسوبات باقیمانده توسط آب دیونیزه حل شده و میزان یون‌های سدیم و پتاسیم و کلسیم و کلر موجود در آن‌ها توسط دستگاه آنالایزر مدل AUDICOM خوانده شد.

تجزیه‌های آماری

فاکتورهای اندازه‌گیری شده در این تحقیق بر اساس یک طرح آماری کاملاً تصادفی با حداقل سه تکرار برای هر آنالیز صورت گرفت، داده‌های حاصل با نرم افزار SPSSو تست دانکن آنالیز و نمودارهای مربوط توسط نرم افزار Excle۲۰۰۷ رسم گردید. میانگین تیمارهای مختلف در سطح احتمال پنج درصد مقایسه گردید.

نتایج و بحث

اثر نانونقره بر درصد جوانه‌زنی بذور

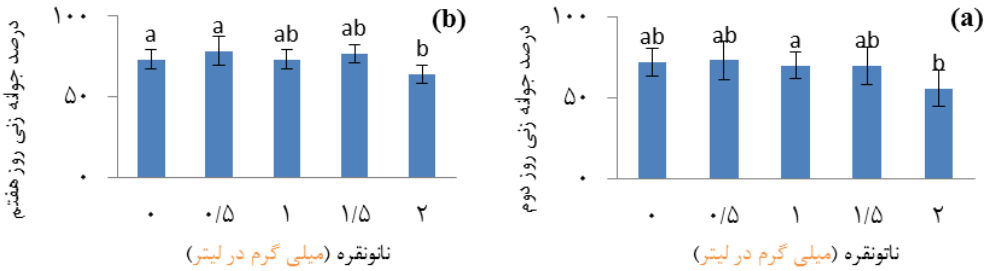
جوانه زنی و استقرار مناسب گیاهچه اصولاً به عنوان یک عامل تعیین‌کننده در میزان عملکرد به حساب می‌آید (اشرف و وحید، ۱۹۹۰).

جدول ۱- جدول تجزیه واریانس (میانگین مربعات) اثر نانونقره بر جوانه‌زنی کلزا

منابع تغییرات	درجه آزادی	جوانه‌زنی روز دوم	جوانه‌زنی روز هفتم
تیمار	٤	۱۰۰۰*	٦۱٦/٦٦۷*
خطا	۲۰	۲۱۳۳/۳۳۳	۸۰۳/۳۳۳
ضریب تغییرات		۱۵/۳	۸/٦۰

ns و *به ترتیب عدم تأثیر معنی‌دار و تأثیر معنی دار در سطح ۵ درصد می‌باشد.

بر اساس نتایج تجزیه واریانس (جدول ۱) جوانه-زنی کلزا تحت تیمار نانونقره، در روزهای دوم و هفتم تغییر معنی‌داری در سطح ۵ درصد نسبت به شاهد نشان می‌دهد درصد جوانه‌زنی در تیمار ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره نسبت به شاهد کاهش معنی‌داری نشان داد (شکل ۱). درصد جوانه‌زنی در تیمارهای ۰/۵، ۱ و ۱/۵ تفاوت معنی‌داری نسبت به شاهد نشان نداد.



شکل ۱- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر درصد جوانه زنی بذور کلزا. در روز دوم (a) و روز هفتم (b) بعد از کشت. مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد (P≤0.05)

مشابه نتایج تحقیق حاضر در پژوهش دیگری بذور آرابیدوپسیس در معرض ۳ میلی‌گرم در لیتر نانونقره (با ابعاد ۱۰ نانومتر) پس از یک و دو هفته کاهش ۵۷/۳ و ٤٦/۱ درصد جوانه‌زنی نسبت به شاهد نشان دادند (کیان و همکاران، ۲۰۱۳). طبق نظر این محققین نانونقره نه‌تنها باعث افزایش جذب نقره در گیاه می‌شود بلکه باعث کاهش یون‌های فلزی مفید مثل پتاسیم و آهن و روی نیز می‌شود که از عوامل مؤثر در جوانه‌زنی می‌باشند.

شاخص‌های رشد رویشی گیاه

نتایج حاصل از تأثیر تیمارهای مختلف نانونقره بر شاخص های وزن تر، خشک و طول اندام هوایی و ریشه کلزا تحت تیمار نانونقره در جدول تجزیه واریانس ۲ نشان داده شده است.

جدول ۲- جدول تجزیه واریانس (میانگین مربعات) اثر نانونقره بر وزن تر، خشک و طول اندام هوایی و ریشه کلزا.

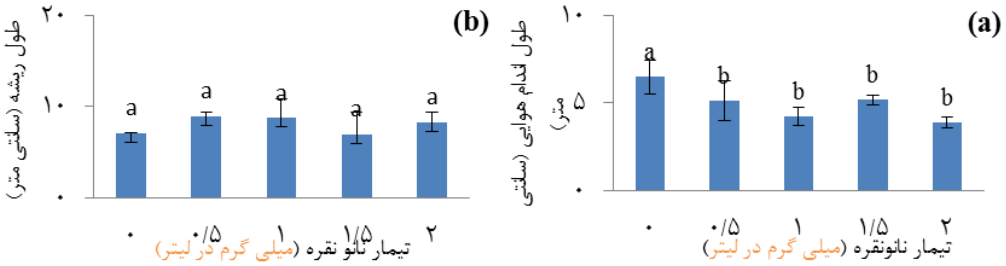
منابع تغییرات	درجه آزادی	وزن تر اندام هوایی	وزن خشک اندام هوایی	وزن تر ریشه	وزن خشک ریشه	طول اندام هوایی	طول ریشه
تیمار	٤	۰/۰۱۲*	۳۲۰۰۵/۳۸٤*	۰/۰۰۰*	۱۰۰۰٦/۷۷۸*	۱۲/٤۱۲*	۲۲/٦٤٥ns
خطا	۱۰	۰/۰۰۸	۹۰۰٦/۷۱۰	۰/۰۰۰	۱۰۰٦/۷۹٤	۵/۳۲۹	٤٦/۵۳۰
ضریب تغییرات		۱۸/۱٦	۸/۲۵	۱٦/۲۱	۲۳/۳٤	۱۲/٦۵	۱۷/٤٦

ns و *به ترتیب عدم تأثیر معنی‌دار و تأثیر معنی دار در سطح ۵ درصد می‌باشد

بر اساس این جدول، وزن تر و خشک ریشه و اندام هوایی و همچنین طول اندام هوایی نسبت به شاهد تغییر معنی‌داری در سطح ۵ درصد نشان داد. در این تحقیق طول اندام هوایی گیاهان در معرض تیمارهای نانونقره روند کاهشی نسبت به شاهد نشان داد (شکل 2a).

بیوسنتز و تجمع بیش از حد اتیلن در ظروف در بسته کشت بافت گیاهی اغلب اثرات زیان‌بار و ناهنجاری‌های زیستی متفاوتی مانند افزایش طول میان‌گره‌ها را به دنبال خواهد داشت (احسانپور و جونز، ۲۰۱۱). با توجه به این مطلب می‌توان چنین استنباط کرد که بازدارندگی دریافت اتیلن در گیاه

توسط نانونقره، می‌تواند اثر مثبتی در جلوگیری از افزایش میان‌گره‌ها و متعاقباً طول اندام هوایی در کشت درون شیشه کلزا باشد؛ بنابراین می‌توان کم شدن طول ساقه را یک تغییر مثبت توسط تیمار نانونقره در پژوهش حاضر قلمداد نمود. مشابه این نتایج در تحقیق دیگری کاربرد نانونقره (با ابعاد ۰/٦ تا ۲ نانومتر) به میزان ۱۰ میلی‌گرم در لیتر بر روی چمن لولیوم (*Lolium perenne*) و کتان (*Linum usitatissimum*) در محیط کشت مایع باعث کاهش طول اندام هوایی شد. در تحقیق حاضر در تیمارهای مختلف نانونقره تفاوت معنی‌داری در میزان طول ریشه نسبت به شاهد دیده نشد. (شکل ۲b). در پژوهش دیگری کاهش طول ریشه در تیمارهای ۱/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره در محیط کشت درون شیشه سیب‌زمینی مشاهده شد (نجاتی، ۱۳۹۰). سمیت نانونقره در تیمارهای بالاتر در محیط کشت، دلیل این کاهش بیان شده است. با توجه به عدم کاهش طول ریشه در تیمارهای تحقیق حاضر، می‌توان چنین استنباط کرد که احتمالا این تیمارها اثر سمیت خاصی بر ریشه‌دهی و رشد ریشه‌ها در گیاه کلزا رقم اکاپی و در شرایط کشت درون شیشه‌ای نداشتند.

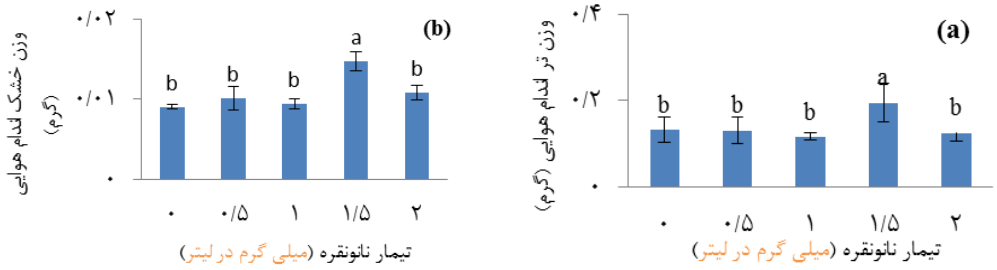


شکل ۲- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره برطول اندام هوایی (a) و ریشه(b) . مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد ($P\leq0.05$).

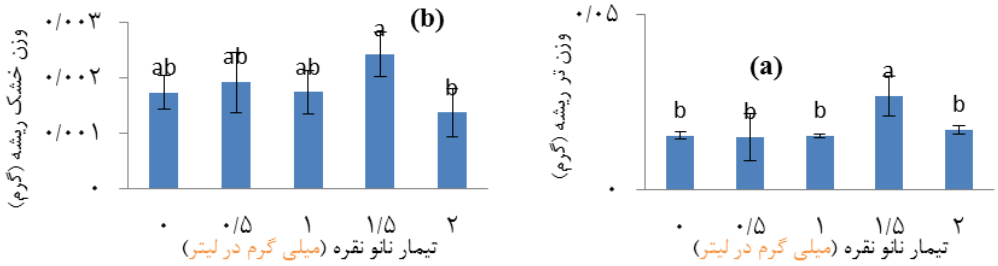
در تحقیق حاضر در تیمار ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره افزایش وزن تر و خشک گیاه در اندام هوایی دیده شد که می‌تواند به دلیل اثر نانونقره به عنوان بازدارنده فعالیت اتیلن در گیاهچه‌های کلزا در این تیمار باشد (شکل ۳). همچنین در این تیمار کاهش طول ساقه نسبت به شاهد مشاهده شد. بنابراین در تیمار ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره با وزن بیشتر و طول کمتر گیاهان قطورتری ایجاد شد که این مساله می‌تواند ناشی از اثر ضد اتیلنی نانونقره باشد همچنان که در تحقیق مشابه دیگری کاربرد شکل دیگری از نقره (تیوسولفات نقره) همین نتیجه را در گیاه سیب-زمینی در شرایط کشت درون شیشه در پی داشت (رستمی، ۱۳۸۷). در بررسی وزن تر و خشک ریشه، بیشترین افزایش در وزن تر در تیمار ۱/۵ بود (شکل ٤). وزن خشک ریشه در تیمار ۱/۵ نسبت به تیمار ۲ افزایش معنی‌داری نشان داد ولی نسبت به شاهد و تیمارهای ۰/۵ و ۱ تفاوت معنی‌داری نداشت.

در پژوهش دیگری افزایش رشد ریشه در شلغم هندی (*Brassica juncea*) با کاربرد تیمارهای ۰ تا ٤۰۰ میلی‌گرم در لیتر نانونقره دیده شده است (شارما و همکاران، ۲۰۱۲). کاهش رشد ریشه در ٦۰ میکروگرم در میلی‌لیتر نانونقره در برنج (*Oryza*

sativa L.) گزارش شده است (میرزاجانی و همکاران، ۲۰۱۳). این نتایج متفاوت نشان‌دهنده اثرات متفاوت نانونقره بر روی میزان وزن ریشه گونه‌های مختلف گیاهی می‌باشد.



شکل ۳: اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر وزن تراندام هوایی (a) و وزن خشک اندام هوایی(b) . مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد ($P\leq0.05$).



شکل ٤- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر وزن تر ریشه (a) و وزن خشک ریشه (b). مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد ($P\leq0.05$).

اثر نانونقره بر غلظت کلروفیل و کاروتنوئید

محتویات کلروفیلی گیاه، یکی از پارامترهای شاخص عملکرد هورمون اتیلن است و افزایش اتیلن با کم شدن میزان کلرفیل گیاه همراه می‌باشد (جونا و همکاران، ۱۹۹۷). بررسی تأثیر نانونقره بر میزان کلروفیل کل، به صورت غیر مستقیم از تأثیر اتیلن بر کلروفیل و فرایند فتوسنتز سخن می‌گوید.

جدول ۳- جدول تجزیه واریانس (میانگین مربعات) اثر نانونقره بر کلروفیل و کاروتنوئید کلزا.

منابع تغییرات	درجه آزادی	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کاروتنوئید
تیمار	٤	٤/١٨٨^{ns}	٢/٢٥٣^{ns}	٤/٩٠٦^{ns}	٠/٨٧٩*
خطا	٧	١٧/٥٩٣	١/٨٣١	٢٣/٦٠٤	٢/٥١٤
ضریب تغییرات		١١/٢٦	٤/٢٧	٨/٠١٥	١٢/٣٣

^{ns} و *به ترتیب عدم تأثیر معنی‌دار و تأثیر معنی دار در سطح ۵ درصد می‌باشد

بر طبق جدول ۳ تجزیه واریانس کلروفیل و کاروتنوئید کلزا تحت تیمار نانونقره نشان‌دهنده عدم تغییر معنی‌دار کلروفیل و تغییر معنی‌دار کاروتنوئید در سطح ۵ درصد نسبت به شاهد می‌باشد. در بررسی

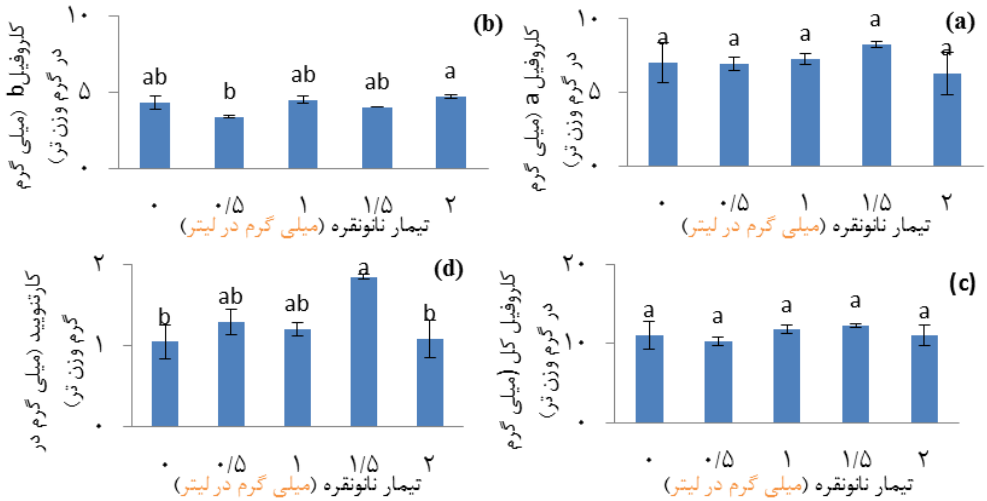
میزان کلروفیل و کاروتنوئید در گیاه، نتایج نشان داد که میزان کلروفیل a در تیمارهای نانونقره و شاهد تفاوت معنی‌داری نداشتند (شکل a ۵). در بررسی میزان کلروفیل b تیمارهای ۰، ۱ و ۱/۵ نسبت به یکدیگر و تیمارهای ۰/۵ و ۲ تفاوت معنی‌داری نشان ندادند. میزان کلروفیل b در تیمار ۲ میلی‌گرم در لیتر نسبت به تیمار ۰/۵ افزایش نشان داد (شکل b ۵). در بررسی میزان کلروفیل کل تیمارهای مختلف نانونقره تفاوت معنی‌داری نسبت به شاهد نداشتند (شکل c ۵).

در پژوهش‌های دیگر کاهش کلروفیل تحت تأثیر هورمون اتیلن در شرایط کشت درون شیشه گزارش شده است و مشخص گردیده که میان سطح اتیلن موجود در ظروف کشت بافت و سطح کلروفیل اندازه‌گیری شده رابطه معکوسی وجود دارد (جونا و همکاران، ۱۹۹۷) که این کاهش توسط کاربرد بازدارنده‌های بیوسنتز یا فعالیت اتیلن مهار می‌گردد (کادنر و دروگ، ۲۰۰٤). همچنان که در پژوهش دیگری افزایش کلروفیل کل در تیمار ۱۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره همراه با افزایش ماندگاری در گل شاخه بریده آلستومریا گزارش شده است (علیمرادی و همکاران، ۲۰۱۳). در این پژوهش ممانعت نانونقره از تخریب کلروفیل در گل‌های شاخه بریده آلستومریا دلیل افزایش ماندگاری گیاه بیان شده است. مشابه نتایج تحقیق حاضر، در پژوهشی که تیمار نانونقره بر گیاه سیب‌زمینی اعمال شده بود، کاربرد ۰ تا ۲ میلی-گرم در لیتر نانونقره تفاوت معنی‌داری در میزان کلروفیل a و b و کل نشان نداد (نجاتی، ۱۳۹۰).

کاروتنوئیدها ترکیبات تتراترپنی می‌باشند که وظیفه حفظ کلروفیل از اکسیداسیون نوری، جذب نور و انتقال انرژی به کلروفیل a را بر عهده دارند (دولین و ویتمن، ۲۰۱۲). همچنین به عنوان حامی رنگیزه‌های غیر فتوسنتزی و فتوسنتزی شناخته شده‌اند که می-توانند انرژی اضافی طول موج‌های کوتاه را بگیرند و اکسیژن یکتایی را به اکسیژن سه‌تایی تبدیل کرده و با گرفتن رادیکال‌های اکسیژن تولید شده، نقش آنتی-اکسیدانی از خود بروز دهند (اینز و موتاگو، ۲۰۰۰). در تحقیق حاضر اندازه‌گیری رنگیزه کاروتنوئید در کلزا نشان داد که میزان کاروتنوئید در تیمار ۱/۵ نسبت به شاهد و تیمار ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره افزایش معنی‌داری نشان داد ولی نسبت به تیمارهای ۰/۵ و ۱ تفاوت معنی‌داری نداشت (شکل d ۵). افزایش میزان کاروتنوئید گیاه کلزا در تیمار ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره می‌تواند یک اثر مثبت برای کاهش تنش اکسیداتیو و انتقال انرژی به کلروفیل باشد.

اثر نانونقره بر میزان فلاونویید

فلاوئوئیدها و مشتقات آنها در واقع بزرگترین گروه ترکیبات فنلی (متابولیت‌های ثانویه) در گیاهان هستند (هاسلام، ۱۹۹۸). که نقش‌های مهمی را در حفاظت گیاهان در برابر تنش‌ها ایفا می‌کنند (کلیبنستین، ۲۰۰٤). همچنین آنتی اکسیدان بودن فلاونوئیدها باعث می‌شود که بتوانند به طور مستقیم با وارد شدن در واکنش‌های احیایی و یا به طور غیر مستقیم به وسیله کلاته کردن آهن مانع تنش اکسیداتیو شوند (پوپوا و همکاران، ۲۰۰۳).



شکل ۵- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر کلروفیل a (a)، کلروفیل b (b)، کلروفیل کل (c) و کاروتنوئید (d). مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد (P≤0.05).

جدول ٤- جدول تجزیه واریانس (میانگین مربعات) اثر نانونقره بر رنگیزه‌های آنتوسیانین و فلاونوئید کلزا

منابع تغییرات	درجه آزادی	آنتوسیانین	فلاونوئید ۲۷۰	فلاونوئید ۳۰۰	فلاونوئید ۳۳۰
تیمار	٤	۰/۱۰۰*	۰/۲۲٦ns	۰/۱۵۱ns	۰/۱۸٤ns
خطا	۱۰	۰/۰۱۳	۰/۹٤٥	۰/۸۲٤	۱/۲٦۲
ضریب تغییرات		٦/۷۷	۵/۵۵	۵/۰۸	۹/۹۷

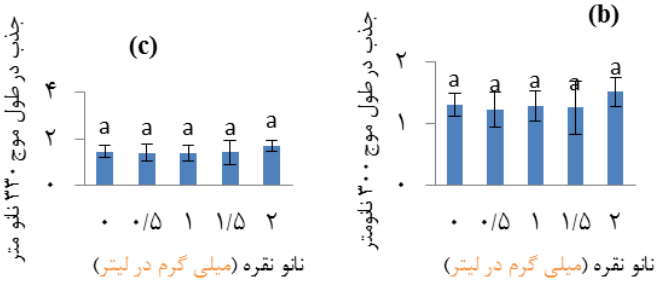
ns و *به ترتیب عدم تأثیر معنی‌دار و تأثیر معنی دار در سطح ۵ درصد می‌باشد

تجزیه واریانس رنگیزه‌های فلاونوئید و آنتوسیانین در جدول ٤ نشان‌دهنده عدم تغییر معنی‌دار فلاونوئید کلزا تحت تیمار نانونقره در سطح ۵ درصد می‌باشد. بدین معنی که این رنگیزه، هیچ تغییر معنی‌داری در جذب طول موج‌های ۲۷۰ و ۳۰۰ و ۳۳۰ نانومتر نشان نداد (شکل ٦). با توجه به عدم تغییر محتوای فلاونوئیدی کلزا، به نظر می‌رسد کاربرد نانونقره با غلظت‌های گفته شده در این تحقیق اثر تنشی قابل ملاحظه‌ای برگیاه نداشته باشد.

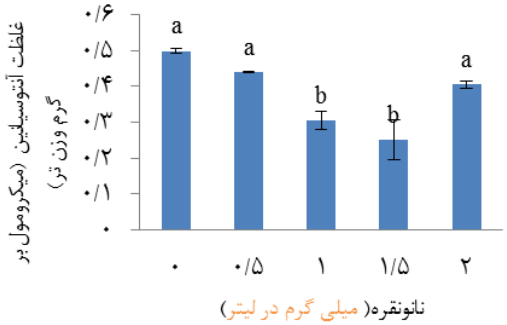
اثر نانونقره بر میزان آنتوسیانین

بر طبق جدول ٤ رنگیزه آنتوسیانین کلزا تحت تیمار نانونقره تغییر معنی‌داری نسبت به شاهد در سطح ۵ درصد نشان داد. آنتوسیانین‌ها به عنوان یک گروه از فلاونوییدهای محلول در آب در یک نقطه پایانی در مسیر بیوسنتز فلاونوئیدها در سیتوپلاسم ساخته شده و به شکل فعال و جداگانه به داخل واکوئل یاخته‌ها با پمپ گلوتاتیون وارد می‌شوند (مارس و همکاران، ۱۹۹۵). از نقش‌های آنتوسیانین می‌توان به تعدیل کمی و کیفی نور جذب شده، حفاظت از مهار نوری و جاروکننده رادیکال‌های فعال اکسیژن تحت شرایط تنش محیطی اشاره کرد (عمومبیگی،

۱۳۹۰). در تحقیق حاضر کاربرد نانونقره در محیط کشت کلزا، مقدار آنتوسیانین در تیمارهای ۱ و ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر را کاهش داد. تیمارهای کاربرد ۰/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر و شاهد تغییر معنی‌داری نسبت به یکدیگر نشان ندادند (شکل ۷). کاهش آنتوسیانین در تیمارهای ۱ و ۱/۵ شاید به دلیل قرار گرفتن پیش‌ماده آنتوسیانین در مسیر دیگری از سنتز مواد باشد و یا به دلیل کاهش میزان تنش اکسیداتیو در این تیمارها بوسیله ممانعت از اثرات اتیلن توسط نانونقره باشد. مشابه این نتایج در چند تحقیق دیگر نیز کاهش میزان آنتوسیانین تحت تیمار نانونقره گزارش شده است. کاهش معنی‌دار آنتوسیانین نسبت به شاهد در تیمار ۱/۲ میلی‌مولار نانونقره در *Artemisia annua* در کشت هیدروپونیک گزارش شده است (قناتی و بختیاریان، ۲۰۱۳). تغییر مسیر بیوسنتز آنتوسیانین به فلاونوئید دلیل این کاهش بیان شده است.



شکل ٦- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر میزان جذب فلاونوئید در طول موج‌های ۲۷۰ (a)، ۳۰۰ (b) و ۳۳۰ (c) نانومتر. مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد($P\leq0.05$) .



شکل ۷- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر میزان آنتوسیانین. مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد ($P\leq0.05$).

اثر نانونقره بر میزان پرولین

نتایج حاصل از تأثیر تیمارهای نانونقره بر میزان پرولین و عناصر گیاهچه‌های کلزا در جدول ۵ نشان داده شده است.

جدول ۵- جدول تجزیه واریانس (میانگین مربعات) اثر نانونقره بر پرولین و عناصر کلزا.

منابع تغییرات	درجه آزادی	پرولین ریشه	پرولین اندام هوایی	سدیم	پتاسیم	کلسیم	کلر
تیمار	٤	۰/۰۱۵*	۱/۳۵۹*	۲۱۸٦/٦۹۰*	۱/٦٥٥*	۰/۱٦۰*	۱۲۸۲/۷۲۹*
خطا	۱۰	۰/۰۱۵	۰/۲۳۲	۱۲۷۸/۲۳۸	۱/۰۲۷	۰/۰۹۹	۷٦٤/۸٤٦
ضریب تغییرات		۱٤/٥۰	۱۷/۲۹	۱۹/۱٤	۱۹/۰۳	۱۸/۹۸	۱۹/۸٦

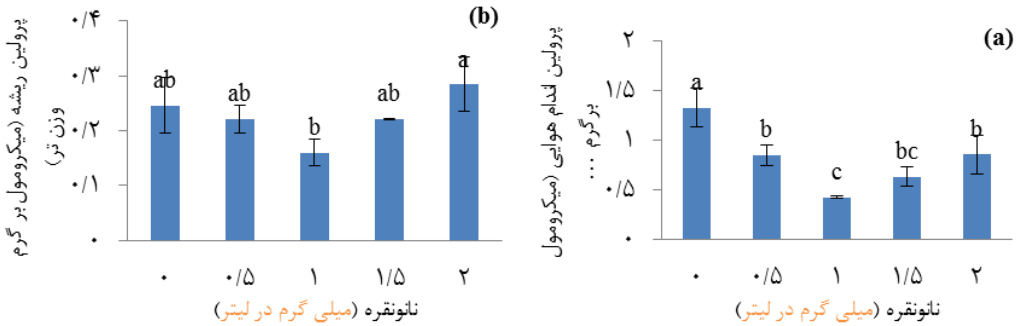
ns و *به ترتیب عدم تأثیر معنی‌دار و تأثیر معنی دار در سطح ۵ درصد می‌باشد.

بر طبق جدول ۵ تجزیه واریانس پرولین در کلزا تحت تیمار نانونقره، تغییر معنی‌داری در سطح ۵ درصد در ریشه و در اندام هوایی نشان داد. سازش گیاهان به تنش‌های محیطی با انباشتن متابولیت هایی مانند ترکیبات نیتروژن‌دار (پرولین، سایر اسیدهای آمینه و پلی‌آمین‌ها) انجام می‌گیرد. القای سنتز پرولین از نخستین پاسخ‌های گیاه به تنش محیطی محسوب می‌شود. تجمع پرولین یک مکانیسم مقاومتی گیاهان به فاکتورهای تنشی مختلف از جمله، فلزات سنگین است (اراسلان و همکاران، ۲۰۰۷). پرولین نقش‌های متعددی مانند تنظیم pH سلول، پایدار کردن پروتئین-ها، افزایش پتانسیل ردوکس و جاروب کردن رادیکال‌های آزاد اکسیژن دارد (ماتیسیک و همکاران، ۲۰۰۲). در تحقیق حاضر بررسی میزان پرولین در تیمارهای ۰، ۰/۵، ۱، ۱/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره نشان داد بیشترین مقدار پرولین اندام هوایی در شاهد و کمترین میزان پرولین در تیمارهای ۱ و ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره می‌باشد. تیمارهای ۱/۵، ۰/۵ و ۲ میلی‌گرم در لیتر تفاوت معنی‌داری نسبت به یکدیگر نداشتند ولی تیمارهای ۰/۵ و ۲ نسبت به تیمار ۱ افزایش و نسبت به شاهد کاهش معنی‌دار نشان دادند. در ریشه کمترین میزان پرولین در تیمار ۱ میلی‌گرم در لیتر نانونقره دیده شد ولی نسبت به تیمارهای ۰/۵ و ۱/۵ و شاهد اختلاف معنی‌داری نشان نداد و نسبت به تیمار ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره کاهش معنی‌داری نشان داد (شکل ۸). علی‌رغم افزایش میزان پرولین در شرایط تنش، در بعضی مطالعات انجام گرفته میزان پرولین در گیاهان تحت تنش کاسته شده است (سینگ و جین، ۱۹۸۲). کاهش پرولین در تیمارهای مختلف نسبت به شاهد در تحقیق حاضر می‌تواند نشان دهنده کاهش تنش در اثر فعالیت ضد اتیلنی نانونقره درتیمارهای ذکر شده در گیاه باشد.

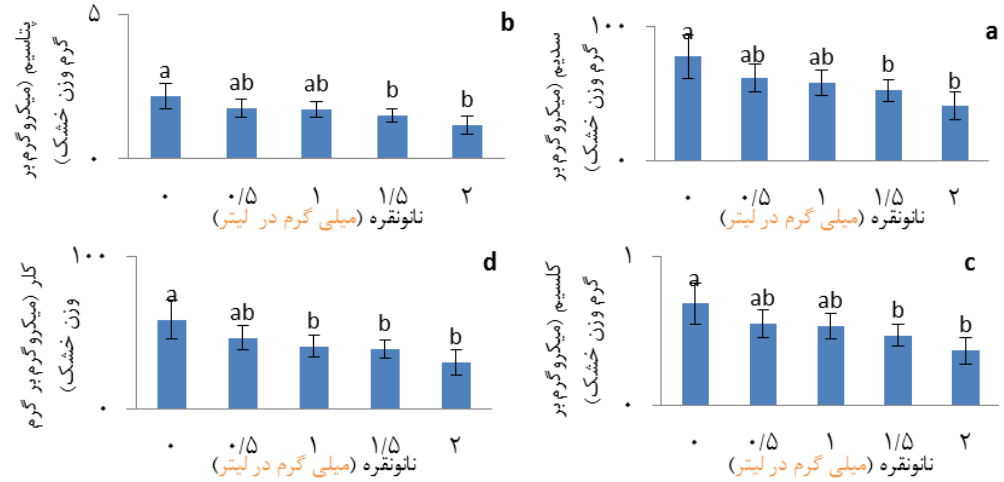
اثر تیمار نانونقره بر عناصر سدیم، پتاسیم، کلسیم و کلر

بر طبق جدول ۵ تجزیه واریانس عناصر موجود در کلزا تحت تیمار نانونقره تغییر معنی‌داری در سطح ۵ درصد نشان داد. عناصر پتاسیم و کلسیم جزء عناصر پرمصرف مورد نیاز گیاه و عناصر کلر و آهن جزء عناصر کم مصرف مورد نیاز گیاه هستند. سدیم نقش موثری در فعالیت اسمزی گیاهان دارد. همچنین سدیم، پتاسیم، کلسیم و کلر در پتانسیل اسمزی، فعالیت آنزیم‌ها، توازن آنیون‌ها، کنترل نفوذپذیری غشاء و پتانسیل الکتروشیمیایی غشاء مؤثر می‌باشند (منگل و آکیرکبی، ۲۰۰۱). در این تحقیق کلیه عناصر سدیم، پتاسیم، کلسیم و کلر کلزا در تیمارهای ۲ و ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره کاهش نشان داد (شکل

۹). در تحقیق مشابهی کاربرد نانونقره (با ابعاد ۱۰ نانومتر) در محیط کشت بافت در آرابیدوپسیس تالیانا به مدت دو هفته با غلظت ۲ میلی‌گرم در لیتر، باعث کاهش معنی‌دار عناصر پتاسیم، آهن و روی شد ولی تأثیر معنی‌داری بر غلظت سدیم، منیزیم و کلسیم نداشت (کیان و همکاران، ۲۰۱۳). با توجه به این نتایج، به نظر می‌رسد افزایش غلظت نانونقره در محیط کشت گیاهچه‌های کلزا مانع جذب سایر عناصر اندازه‌گیری شده در این تحقیق شده است که برخی از این عناصر مثل پتاسیم از عوامل مؤثر در جوانه‌زنی می‌باشد (کیان و همکاران، ۲۰۱۳) و احتمالا کاهش آن باعث کم شدن جوانه‌زنی در تیمار ۲ میلی‌گرم در لیتر شده است.



شکل ۸- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر روی میزان پرولین در اندام هوایی (a) و ریشه(b). مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد($P\leq0.05$).



شکل ۹- اثر تیمارهای ۰ تا ۲ میلی‌گرم در لیتر نانونقره بر روی میزان عناصر سدیم (a)، پتاسیم (b)، کلسیم (c)، کلر (d) در اندام هوایی. مقادیر میانگین سه تکرار می‌باشد. حروف نامتشابه بیانگر اختلاف معنی‌دار می‌باشد($P\leq0.05$).

نتیجه‌گیری

در این پژوهش افزایش وزن گیاهچه‌ها و میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی کاروتنوئید در گیاهان تحت

تیمار ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نانونقره مشاهده شد. کاهش میزان آنتوسیانین در تیمارهای ۱ و ۱/۵ نتیجه دیگر اثر کاربرد نانونقره بر رنگیزه‌های غیرفتوسنتزی بود. مقدار پرولین نیز در گیاهان تحت تیمارهای نانونقره کاهش نشان داد. با توجه به اینکه افزایش مقدار پرولین و آنتوسیانین از جمله عوامل نشان‌دهنده تنش اکسیداتیو ناشی از فلزات سنگین در گیاه می‌باشند و با توجه به افزایش وزن گیاه و میزان کاروتنوئید در تیمار ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر، به نظر می‌رسد که در این تیمار بهترین اثر ضد اتیلنی نانونقره بر گیاه کلزا در شرایط کشت درون شیشه اعمال شده باشد.

بررسی و مقایسه اثر سایر بازدارنده‌های اتیلن بر کلزا، در محیط کشت بافت گیاهی و سایر گیاهان می‌تواند راهکار مناسبی برای تشخیص اثرات مثبت و منفی این مواد بر رشد و میزان تنش بوجود آمده در گیاه باشد.

منابع

امامی، ع. ۱۳۷۵. روش تجزیه گیاه. نشریه فنی موسسه تحقیقات خاک و آب کشور. انتشارات موسسه تحقیقات خاک و آب کشور. تهران. شماره ۹۸۲.

حیدری، ع. ۱۳۸٦. ملاحظات اخلاقی در به کارگیری فناوری نانو. فصلنامه‌ی اخلاق در علوم و فناوری. ۲(۳ و ٤): ۲۳-۳۰ صفحه.

رستمی، ف. ۱۳۸۷. اثر تیوسولفات نقره (STS) بر روی تجمع نقره و تغییرات الگوی پروتئینی گیاه سیب‌زمینی (*Solanum tuberosum* L.) در شرایط کشت *in vitro*. پایان نامه کارشناسی ارشد. دانشگاه اصفهان. گروه زیست شناسی.

عموبیگی، م. ۱۳۹۲. تأثیر کاربرد پاکلوبوترازول در تحمل به تنش خشکی گیاه کلزا (*Brassica napus* L.) در شرایط کشت درون شیشه‌ای (*in vitro*). پایان‌نامه کارشناسی ارشد. دانشگاه پیام نور مرکز اصفهان. گروه زیست‌شناسی.

نجاتی، ز. ۱۳۹۰. تأثیر نانونقره بر رشد گیاه سیب‌زمینی رقم White Desiree. جداسازی و قدرت زیست پروتوپلاست آن. پایان‌نامه کارشناسی ارشد. دانشگاه اصفهان. گروه زیست‌شناسی.

Alimoradi, M., M. Jafararpoor and A. Golparvar. 2013. Improving the keeping quality and vase life of cut *Alstroemeria* flowers by post-harvest nano silver treatments. Int. J. Agri. Crop. Sci. 6 (11): 632-635.

Ashraf, M. and G. Waheed. 1990. Screening of local lentil (*Lens culinaris* Medik) for salt tolerance at two growth stages. Plant Soil. 128(2): 167-176.

Beyer, E. M. 1976. A potent inhibitor of ethylene action in plants. Plant Physiol. 58: 268-273.

Bybordi, A. 2010. Effects of salinity and N on the growth, photosynthesis and N Status of canola (*Brassica napus* L.). Not. Sci. Biol. 2(2): 92-97.

Carillo, P. and Y. Gibon. 2011. The original document is available at http://prometheuswiki.publish.csiro.au/tiki.

Devlin, M. R. and F. H. Withman. 2002. Plant Physiology. CBs publishers and distributors. Chapter 12. 707p.

Ehsanpour, A. A. and M. G. K. Jones. 2001. Plant regeneration from mesophyll protoplasts of potato (*Solanum tuberosum* L.) cultivar Delaware using silver thiosulfate (STS). J. Sci. I. R. Iran. 12(2): 103-110.

Eraslan, F., A. Inal, A. Gunes and M. Alpaslan. 2007. Boron toxicity alters nitrate reductse activity, proline accumulation, membrane permeability and mineral constituents of tomato and Pepper plants. J. Plant Nutr. 30: 981-994.

Ghanati, F. and S. Bakhtiarian. 2013. Changes of natural compounds of *Artemisia annua* L. by methyl jasmonate and silver nanoparticles. Adv. Environ. Biol. 7(9): 2251-2258.

Haslam, E. 2005. Practical Polyphenolics: From structure to molecular recognition and physiological action. Cambridge: Cambridge University Press. 373p.

Inze, D. and M. Van Montagu. 1995. Oxidative stress in plants. Curr. Opin Biotech. 6: 153–158.

Jona, R., A. Cattro and D. Travaglio. 1997. Chlorophyll content as index of ethylene inside culture vessels. ISHS Acta Hort. 447: 229-230.

Kadner, R. and U. Druege. 2004. Role of ethylene action in ethylene production and poststorage leaf senescence and survival of pelargonium cuttings. Plant Growth Regul. 43(3): 187-196.

Kliebenstein, D. J. 2004. Secondary metabolites and plant/environment interactions: a view through *Arabidopsis thaliana* tinged glasses. Plant Cell Environ. 27: 675-684.

Knee, M. 1991. Role of ethylene in chlorophyll degradation in radish cotyledons. Plant Growth Regul. 10: 157-162.

Krizek, D. T., S. J Brita and R. M. Miewcki. 1998. Inhibitory effects of ambient level of solar UV-A and UV-B on growth of cv. New Red Fire lettuce. Physiol. Plant. 103(1): 1-7.

Kumar, V., A. Ramakrishna and G. A. Ravishankar. 2007. Influence of different ethylene inhibitors on somatic embryogenesis and secondary embryogenesis from *Coffea canephora* P ex Fr. In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant. 43: 602-607.

Lichtenthaler, H. K. 1987. Chlorophyll and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. In L. Paker and R. Douce (Eds.), Methods in enzymology. Plan Cell Membranes. 148: 350–382.

Mars, K. A., M. R. Alfenito, A. M. Loyd and V. A. Valbot. 1995. Glutathione s-transferase involved in vacuolar transfer encoded by the maize gene bronze-2. Nature. 375:397-400.

Matysik, J., B. Alia and M. Mohanty. 2002. Molecular mechanisms of quenching of reactive oxygen species by prolin under stress in plants. Curr. Sci. 82(5): 525-532.

Mengel, K. and E. Akirkby. 2001. Principles of plant nutrition. Springer science. ISBN: 978-1-4020-0008-9 (Print) 978-94-010-1009-2 (Online).

Mirzajani, F., H. Askari, S. Hamzelou, M. Farzaneh and A. Ghasempour. 2013. Effect of silver nanoparticles on *Oryza sativa* L. and its rhizospher bacteria. Ecotox. Environ. Safe. 88: 48-54.

Nasr, N., M. Khayami, R. Heidari and R. Jamei. 2006. Genetic diversity among selected varieties of *Brassica napus* (Cruciferae) based on the biochemical composition of seeds. JSUT. 32(1): 37-40.

Popova, L., E. Ananieva, V. Hristova, K. Christov, K. Georgieva, V. Alexieva and Z. H. Stoinova. 2003. Salicylic acid-and methyl jasmonate-induced protection on

photosynthesis to paraquat oxidative stress. Bulg J Plant Physiol. Special Issue. 133-152.

Qian, H., X. Peng, X. Han, J. Ren, L. Sun and Z. Fu. 2013. Comparison of the toxicity of silver nanoparticles and silver ion on the growth of terrestrial plant model *Arabidopsis thaliana*. JES. 25(9): 1947–1956

Razavizadeh, R. and F. Rostami. 2013. Changes in growth and antioxidant capacity of canola by salinity and salicylic acid under *in vitro*. IRJABS. 4 (12): 4093-4101.

Rodriguez, F. I., J. J. Esch, A. E. Hall, B. M. Binder, G. E. Schaller and A. B. Bleecker. 1999. A copper cofactor for the ethylene receptor ETR1 from *Arabidopsis*. Sci. 12: 996-998.

Sarkar, D., K. C. Sud, S. K. Chakrabarti and P. S. Naik 2002. Growing of potato micro plants in the presence of alginate-silver thiosulfate capsules reduces ethylene-induced culture abnormalities during minimal growth conservation *in vitro*. PCTOC. 68: 79-89.

Sharma, P., D. Bhatt, M. Zaidi, P.P. Saradhi, P. Khanna and S. Arora. 2012. Silver nanoparticle-mediated enhancement in growth and antioxidant status of *Brassica juncea*. Appl. Biochem. Biotechnol. 167: 2225–2233.

Singh, G. and S. Jain. 1982. Effect of some growth regulators on certain biochemical parameters during seed development in chickpea under salinity. Indian J. plant physiol. 25:167-179.

Vandenbussche, F., W. H. Vriezen and D. V. D. Straeten. 2006. Ethylene biosynthesis and signaling: a puzzle yet to be completed. Plant Hormone Signaling, Blackwell Publishing. 24: 125-146.

Effect of silver nanoparticles on vegetative growth indices and physiological parameters of rapeseed (*Brassica napus* L.) under *in vitro* condition

R. Razavizadeh[1], Z. Tabatabaee pozveh[2], F. Rostami[3]

Received: 2014-11-17 Accepted: 2014-12-30

Abstract

Ethylene in plant tissue culture produces and accumulates under *in vitro* condition. It causes negative effects on growth of plants. Silver ion is known as an inhibitor of ethylene action under *in vitro* condition. In this study the effect of silver nanoparticle (0, 0.5, 1, 1.5 and 2 mg/L) was evaluated on canola under *in vitro* growth medium. After 28 days, the effects of silver nanoparticle were studied on growth, and content of photosynthetic pigments and proline in roots and shoots. The percentage of seed germination decreased 40% at 2 mg/L of nanosilver concentration in comparison with the control. The nanosilver had significant effect on root height while decreased shoot height at all concentrations in comparison with the control. The enhancement of shoot weight, root weight and carotenoid content was 47, 73 and 76 percent under 1.5 mg/L of nanosilver treatment. The total chlorophyll and flavonoid content did not show any significant changes. Treatment of the plants with nanosilver decreased significantly anthocyanin pigment and some elements content in 1 and 1.5 mg/L of nanosilver in shoots. The proline content of shoot was decreased in all nanosilver treatments whereas did not show significant different in roots. In general, it seems that nanosilver at 1.5 mg/L concentration was the best treatment as an ethylene inhibitor because of its positive effect on oxidative stress decrease and shoots weight increase in canola plant.

Keywords: Rapeseed, ethylene, in vitro, nanosilver

1- Department of Biology, Payame Noor University, Tehran, Iran
2- Department of Agriculture, Payame Noor University, Tehran, Iran
3-, Department of Biology, Tarbiat Modarres University, Tehran, Iran