

باززایی شاخه القا شده با تدیازورون و تراریختی ژنی با آگروباکتریوم^۱ در گیاه کلزا (برسیکانلیپوس ال.)^۲

پریسا جنوبی: دانشگاه تربیت معلم

امیر موسوی: مرکز ملی تحقیقات مهندسی ژنتیک و تکنولوژی زیستی

احمد مجد: دانشگاه تربیت معلم

علی هاتف سلمانیان: مرکز ملی تحقیقات مهندسی ژنتیک و تکنولوژی زیستی

مختار جلالی جواران: دانشکده کشاورزی دانشگاه تربیت مدرس

جهانفر دانشیان: بخش تحقیقات دانه‌های روغنی مؤسسه تحقیقات اصلاح و تهیه نهال و بذر

چکیده

تولید گیاهان تراریخت کلزا با استفاده از میانجی آگروباکتریوم نیاز به بهینه‌سازی روش‌های کشت بافت و تراریختی دارد. برای این منظور آزمایشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در سه تکرار اجرا شد. غلظت‌های مختلف بنزیل آدنین (BA) (۱/۵، ۳ و ۴/۵ میلی‌گرم بر لیتر) و تدیازورون (TDZ) (۰/۱۵، ۰/۳ و ۰/۵ میلی‌گرم بر لیتر) با سنین مختلف جداکشت‌های محور زیر لپه (۷، ۱۴ و ۲۱ روزه) مورد بررسی قرار گرفتند. تفاوت معنی‌داری در اثر متقابل هورمون‌های BA و TDZ دیده شد، به نحوی که بیشترین درصد شاخه‌زایی (% ۱۷۴) از کاربرد ۴/۵ میلی‌گرم بر لیتر BA و ۰/۳ میلی‌گرم بر لیتر TDZ حاصل شد. سن جدا کشت نیز تأثیر معنی‌داری بر درصد شاخه‌زایی داشت. جداکشت‌های ۲۱ روزه توانایی تولید بیشترین درصد شاخه‌زایی را داشتند. شاخه‌های تولید شده پس از انتقال به محیط ریشه‌زایی دارای ۲ میلی‌گرم بر لیتر ایندول بوتیریک اسید تولید ریشه کردند. با دستیابی به بهترین تیمار هورمونی و سن جدا کشت اقدام به انجام تراریختی توسط میانجی آگروباکتریوم شد. آگروباکتریوم سویه LBA4404 حاوی پلاسمید pBI121 مورد استفاده قرار گرفت. گیاهان تراریخت نشده در محیط انتخاب، حاوی کانامایسین با از دست دادن ساختار کلروفیلی به رنگ سفید یا ارغوانی درآمدند و حذف گردیدند، در حالی‌که گیاهان تراریخت شده با دریافت ژن *NPTII* و ایجاد مقاومت در مقابل کانامایسین و حفظ کلروفیل در محیط انتخاب، به رنگ سبز باقی ماندند و ریشه کردند. گیاهان ریشه‌دار به خاک منتقل شدند و تولید گل و دانه کردند. از گیاهان سبز مقاوم به کانامایسین آزمون GUS انجام شد. ظهور رنگ آبی در حضور سوبسترای X-Gluc نشانگر بیان ژن *GUS* در گیاهان تراریخت بود. از برگ‌های سبز گیاهان مقاوم به کانامایسین DNA ژنومی استخراج شد و پس از PCR ظهور باند ۵۲۰ pb بیانگر حضور ژن *GUS* در این گیاهان بود. بنا براین با استفاده از این روش می‌توان اقدام به انتقال ژن‌های مقاومت به تنش‌های زیستی و غیرزیستی کرد.

^۱- *Agrobacterium*

^۲- *Brassica napus L.*

مقدمه

کلزا از نظر تولید روغن گیاه زراعی مهم و با ارزشی است که با تولید % ۱۴ روغن جهان پس از سویا مقام دوم را از نظر تولید روغن دارد. تلاش‌های به زراعی و به نژادی به افزایش کمیت و کیفیت محصول و ویژگی‌های زراعی آن منجر شده است، اما روش‌های مرسوم جوابگوی نیاز جمعیت روبه افزایش بشر نیست. بنا براین ضرورت توجه به روش‌های مهندسی ژنتیک و انتقال ژن رویکردهای جدیدی را در این زمینه اقتضا می‌کند. از کاربردهای مهم انتقال ژن، می‌توان به تولید ارقام مقاوم به بیماری‌ها، حشرات، علف کش‌ها و تولید ارقام مناسب از نظر بهبود کیفیت روغن و پروتئین اشاره کرد. انتقال ژن از طریق آگروباکتریوم یکی از کاراترین روش‌های انتقال ژن به گیاه است. پیش از این جدا کشت‌های مختلف توسط محققان متعدد مورد استفاده قرار گرفته است. «بارفیلد و پوا (۱۹۹۱)، رادکی و همکاران (۱۹۹۲)، شرودر و همکاران (۱۹۹۶) و تاکاساکی و همکاران (۱۹۹۷)» از جدا کشت محور زیرلپه جهت انتقال ژن با میانجی‌گری آگروباکتریوم استفاده کرده‌اند [۱]، [۲]، [۳]. به منظور انتقال ژن به گیاه کلزا لازم بود تا ابتدا روش کشت بافت آن در شرایط *In vitro* بهینه‌سازی شود. از این رو ابتدا به تعیین بهترین سن جدا کشت و ترکیب هورمون‌های بنزیل‌آدنین و تدیازورون مبادرت گردید. وجود هورمون‌های سیتوکینینی در محیط شاخه‌زایی بر میزان شاخه‌زایی مؤثر است. تدیازورون که در گذشته به عنوان عامل برگ ریز در مزارع پنبه استفاده می‌شد [۵]، برای اولین بار در سال ۱۹۸۲ توسط «موک و همکاران» به عنوان یک ترکیب شبه ستوکینینی در لوبیا به کار رفت. پس از آن «توماس و کاترمن (۱۹۸۶)» از TDZ برای القای تولید کالوس در سویا استفاده کردند [۷]. در گزارش‌های دیگر توانایی TDZ برای تحریک تکثیر شاخه‌های جانبی آشکار گردید و مشخص شد که TDZ همانند BA و یا فعال‌تر از آن برای تحریک شاخه‌زایی عمل می‌کند [۸]. از آن پس TDZ به عنوان یک ترکیب شبه ستوکینینی در فرایند شاخه‌زایی مورد استفاده قرار گرفت. در این تحقیق نیز برای دستیابی به بالاترین میزان شاخه‌زایی در گیاه کلزا از جداکشت‌های محور زیر لپه در سنین متفاوت و در محیط‌های دارای غلظت‌های مختلف TDZ و BA استفاده شد تا بهترین شرایط کشت و سن جدا کشت برای رسیدن به بالاترین میزان شاخه‌زایی مشخص گردد. از این شرایط، در عمل تراریختی توسط آگروباکتریوم و انتقال ژن‌های گزارش‌گر استفاده شد. در صورت بهینه‌سازی روش تراریختی می‌توان با انتقال ژن‌های مفید گیاهانی با قابلیت‌های جدید و مقاوم در برابر تنش‌های زیستی و غیر زیستی تولید کرد.

مواد و روش‌ها

مواد گیاهی و شرایط کشت

دانه‌های کلزا رقم پانیزه SLM 460، با هیپوکلریت سدیم % ۱/۵ و تریتون X-۱۰۰ % ۰/۱ به مدت

۱۰ دقیقه سترون شدند و ۵ بار با آب مقطر سترون شده، شستشو داده شدند. این دانه‌ها در محیط کشت جوانه‌زنی شامل نیمی از نمک‌های محیط MS [۹] فاقد ویتامین و هورمون کشت شدند. از محور زیر لپه دانه رست‌ها با سنین متفاوت (۷، ۱۴ و ۲۱ روزه)، قطعات ۵-۷ میلی‌متر جدا شدند و در محیط القای کالوس دارای محیط کشت B5 [۱۰] همراه با ۱ میلی‌گرم از «۲ و ۴ دی کلروفنوکسی استیک اسید (2,4-D)»، ۷ گرم برلیتر آگار و pH: ۵/۸ کشت گردیدند. در هر ظرف پتری ۱۰ سانتی‌متری ۲۰ قطعه جدا کشت قرار گرفت. پس از ۷ روز، جداکشت‌ها به محیط القای شاخه شامل محیط پایه B5 و نسبت‌های مختلف هورمون‌های بنزیل آدنین (BA) با غلظت‌های ۱/۵، ۳ و ۴/۵ میلی‌گرم بر لیتر و تدیازورون (TDZ) با غلظت‌های ۰، ۰/۱۵، ۰/۳ میلی‌گرم بر لیتر و ۷ گرم بر لیتر آگار و pH: ۵/۸ منتقل شدند و هر دو هفته به محیط تازه مشابه واکشت گردیدند. پس از ۶ هفته شاخه‌های نوپدید از کالوس‌ها جدا شدند و به محیط طویل شدن شاخه که محیط کشت B5 فاقد هورمون بود منتقل گردیدند و پس از دو هفته به محیط القای ریشه که محیط کشت B5 همراه با ۲ میلی‌گرم بر لیتر هورمون ایندول بوتیریک اسید (IBA)، ۶ گرم بر لیتر آگار و ۱۰ گرم بر لیتر ساکاروز و pH: ۵/۸ واکشت شدند. شرایط نوری برای همه کشت‌ها ۱۶ ساعت روشنایی ($30-40 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) و ۸ ساعت تاریکی در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد بود.

پس از تشکیل و توسعه ریشه، گیاهک‌های ریشه دار به گلدان‌های دارای ورمیکولیت انتقال یافتند و پس از سازگاری با محیط رطوبتی جدید به گلدان‌های حاوی ورمیکولیت و خاک و سپس به خاک منتقل شدند. به منظور بهاره سازی، گیاهان به مدت ۴۵ روز در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند و سپس به دمای ۲۵ درجه سانتیگراد منتقل شده و تولید گل و دانه نمودند.

طرح آزمایشی و تجزیه آماری

برای بررسی اثر سن جدا کشت، هورمون بنزیل آدنین و تدیازورون بر شاخه زایی جداکشت‌های محور زیر لپه گیاه کلزا، آزمایشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در سه نوبت تکرار اجرا شد. عامل سن جداکشت در سه سطح ۷، ۱۴ و ۲۱ روز، هورمون بنزیل آدنین در سه سطح شامل غلظت‌های ۱/۵، ۳ و ۴/۵ میلی‌گرم در لیتر و تدیازورون در سه سطح شامل غلظت‌های ۰، ۰/۱۵ و ۰/۳ میلی‌گرم در لیتر در نظر گرفته شدند. نتایج به دست آمده با استفاده از نرم افزار MSTATC تجزیه آماری شدند. نتایج به دست آمده از فراوانی شاخه‌های باززایی شده و درصد شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه قبل از تجزیه واریانس به ترتیب به صورت لگاریتمی و جذری درآمدند. میانگین‌های صفات مورد بررسی با آزمون دانکن در سطح احتمال $P \leq 0/05$ مقایسه شدند.

سویه باکتری و آغشتگی جداگشت‌ها با آگروباکتریوم

آگروباکتریوم تومفاسین^۱ سویه LBA4404 [۱۱] دارای ناقل دوگانه pBI121 (Clontech) مورد استفاده قرار گرفت. این ناقل دارای ژن‌های مقاومت به کانامایسین (*NPTII*) و β -گلوکورونیداز (*GUS*) همراه با پروموتور CaMV35S است. کشت شبانه باکتری در محیط کشت مایع LB در حضور ۵۰ میلی گرم درلیتر آنتی‌بیوتیک کانامایسین صورت پذیرفت. از سوسپانسیون سلولی با $OD_{600} = 1/10$ ($10^9 \times 1/2$ cells / ml) رقت 1:10 تهیه شد. پس از سانتریفیوژ در ۳۰۰۰ rpm به مدت ۱۵ دقیقه، محیط کشت LB حذف گردید و سلول‌ها در محیط آغشتگی باکتری شامل نمک‌های MS با ۵٪ گلوکز و pH: ۵/۲ به صورت سوسپانسیون در آمدند. جداگشت‌های محور زیرلپه به مدت ۱۰ دقیقه در سوسپانسیون سلول باکتری آغشته شدند و پس از خشک شدن به محیط هم‌کشتی حاوی نمک‌های MS، ۱۰۰ میلی‌گرم بر لیتر میواینوزیتول، ۱/۳ میلی‌گرم بر لیتر تیامین - HCl، ۲۰۰ میلی‌گرم بر لیتر KH_2PO_4 ، ۱ میلی‌گرم بر لیتر هورمون 2,4-D، ۳٪ ساکارز، ۰/۶٪ آگار و pH: ۵/۲ به مدت ۴۸ ساعت در تاریکی منتقل شدند. پس از هم‌کشتی جداگشت‌ها با آگروباکتریوم، قطعات جداگشت به محیط القای کالوس غنی شده با ۲۰۰ میلی‌گرم بر لیتر آنتی‌بیوتیک سفوتاکسیم منتقل شدند. پس از ۷ روز کالوس‌های سبز به مطلوب‌ترین محیط القای شاخه حاوی ۲۰۰ میلی‌گرم بر لیتر سفوتاکسیم و ۱۰ میلی‌گرم بر لیتر کانامایسین واکشت گردیدند. هر دو هفته جداگشت‌ها به محیط تازه مشابه منتقل شدند. شاخه‌های سبز نوپدید از کالوس‌ها جدا شده و به محیط طویل شدن شاخه حاوی ۱۵۰ میلی‌گرم بر لیتر سفوتاکسیم و ۱۰ میلی‌گرم بر لیتر کانامایسین انتقال یافتند. پس از ۷ روز شاخه‌ها به محیط القای ریشه غنی شد با ۱۵۰ میلی‌گرم بر لیتر سفوتاکسیم واکشت گردیدند. گیاهچه‌های ریشه دار به منظور تشکیل گل و دانه به خاک انتقال یافتند.

آزمون بافت شیمیایی GUS

بررسی بیان ژن *GUS* و تولید آنزیم β -گلوکورونیداز که با تجزیه سوبسترای X-Gluc منجر به تولید رنگ آبی می‌شود در محلول بافری شامل: بافر فسفات ۵۰ mM با pH: ۷/۰، ۵-برمو-۴-کلرو-۳-ایندول- β -D-گلوکرونید (X-Gluc) ۱ میلی‌مول، EDTA ۱ میلی‌مول، تریتون X-100 ۰/۰۰۱٪ و β -مرکاپتواتانل ۱۰ میلی‌مول انجام پذیرفت. قطعات برگ و دمبرگ گیاهان تراریخت در محلول بافری فوق، در دمای ۳۷ درجه سانتی‌گراد به مدت یک شب تیمار شدند. برای مشاهده رنگ آبی در بافت‌های گیاهی، کلروفیل زدای توسط اتانل ۹۶٪ انجام شد. برش‌های میکروسکوپی از برگ و دمبرگ مورد بررسی بافت‌شناسی قرار گرفت.

^۱- *Agrobacterium tumefaciens*

استخراج DNA ژنومي و PCR

از برگ‌های سبز گیاهان مقاوم به کانامپسین توسط روش CTAB (ستیل تری متیل آمونیوم برماید) [۱۲] DNA ژنومي استخراج شد. برای تکثیر قطعه ۵۰۰ bp از ژن *GUS* پرایمرهای زیر طراحی گردید:

5'-CCGGCATAGTTAAAGAAATCAT-3'

5'-TGGTCAGTCCCTTATGTTACG-3'

واکنش PCR در حجم ۲۰ میکرولیتر شامل: ۱ میکرولیتر DNA ژنومي، ۳ میلی‌مول، dNTP ۲۵۰ میکرومول، هر یک از جفت پرایمرها ۰/۲۵ میکرومول، بافر PCR ۱x و ۰/۵ unit از آنزیم تک پولي‌مراز^۱ (Cinagene) انجام پذیرفت. شرایط PCR شامل ۹۴ °C به مدت ۴ دقیقه، ۳۰ سیکل (۹۴ °C یک دقیقه، ۵۸ °C یک دقیقه، ۷۲ °C یک دقیقه) و دمای طویل شدن نهایی ۷۲ °C به مدت ۱۰ دقیقه با دستگاه پركين المر^۲ ۹۶۰۰ بود. محصول واکنش بر روی ژل آگارز ۱ % سوار شد و با رنگ آمیزی اتیدیوم برماید در حضور اشعه UV قابل مشاهده بود.

نتایج

باززایی شاخه از جداکشت‌های محور زیرلپه

به منظور دستیابی به بهترین شرایط شاخه‌زایی، در ابتدا سنن مختلف جداکشت‌های محور زیرلپه و غلظت‌های هورمون‌های شاخه زایی مورد بررسی قرار گرفتند تا پس از بهینه‌سازی شرایط کشت، عمل تراريختی گیاه در آن شرایط صورت پذیرد. پس از انتقال جداکشت‌ها به محیط دارای 2,4-D، کالوس‌زایی در کلیه جداکشت‌ها انجام شد (شکل- ۱A). دو هفته پس از انتقال به محیط شاخه‌زایی، شاخه‌های نوپدید بر روی کالوس‌ها ظاهر گردیدند. شاخه‌های سالم و طبیعی از کالوس‌ها جدا شده و به محیط ریشه‌زایی منتقل شدند.

اثر سن جداکشت و غلظت هورمون‌های بنزیل آدنین و تديازورون بر روی صفاتی از قبیل درصد فراوانی شاخه‌های باززایی شده به تعداد کل جداکشت‌ها (RF)^۳ و درصد شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه در محیط ریشه‌زایی به کل شاخه‌های باززایی شده (RS)^۴ مورد تجزیه آماری قرار گرفتند. نتایج به دست آمده نشان دادند که اختلاف بسیار معنی داری در سنن مختلف جداکشت از نظر RF و RS وجود داشت. در مقایسه میانگین با آزمون دانکن، بیشترین درصد شاخه‌زایی (۱۲۶/۹%) از جداکشت‌های ۱۴ روزه به دست آمد که با جداکشت‌های ۲۱ روزه در یک گروه آماری قرار گرفتند. بالاترین درصد ریشه‌زایی (۱۷%) نیز از جداکشت‌های ۲۱ روزه حاصل شد (جدول- ۱). حضور هورمون‌های سیتوکینینی از جمله بنزیل آدنین برای شاخه‌زایی در محیط کشت ضروری

۱- Taq polymerase

۲- Perkin Elmer

۳- Regeneration Frequency

۴- Rooting Shoot Percent

بوده و در غیاب این هورمون‌ها شاخه زایی مشاهده نشد. تجزیه واریانس داده‌ها تفاوت بسیار معنی‌داری در RF و RS با کاربرد هورمون BA نشان داد. بیشترین درصد شاخه زایی (۱۴۴/۶٪) و ریشه زایی (۱۷/۳٪) از کاربرد غلظت ۳ میلی‌گرم بر لیتر هورمون BA به دست آمد (جدول-۱). به کارگیری هورمون TDZ نیز تفاوت بسیار معنی‌داری در RF و RS بوجود آورد، به نحوی که بالاترین درصد شاخه زایی (۱۵۰/۴٪) و ریشه‌زایی (۱۶/۷٪) از کاربرد غلظت ۰/۳ میلی‌گرم بر لیتر این هورمون حاصل شد (جدول ۱).

اثر متقابل سن جداکشت و هورمون BA تفاوت بسیار معنی‌داری ($P \leq 0.01$) در RF و RS نشان داد. بیشترین فراوانی شاخه‌زایی (۱۵۶/۶٪) از کاربرد ۳ میلی‌گرم بر لیتر BA و جداکشت‌های ۱۴ روزه به دست آمد و بالاترین درصد ریشه‌زایی (۲۲/۴٪) از تیمار ۱/۵ میلی‌گرم بر لیتر BA و جداکشت‌های ۲۱ روزه حاصل شد (جدول ۲).

جدول ۱: اثر سن جدا کشت، BA و TDZ بر درصد شاخه‌های باززایی شده و درصد شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه

سن جدا کشت (روز)	BA (mg l ⁻¹)	TDZ (mg l ⁻¹)	شاخه‌های باززایی شده (%)	شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه (%)
۷			b ۱۰۵/۹	a ۱۴/۲
۱۴			a ۱۲۶/۹	a ۱۳/۹
۲۱			a ۱۲۴/۶	a 17
	۱/۵		b ۷۰/۶	ab ۱۶/۴
	۳		a ۱۴۴/۶	a ۱۷/۳
	۴/۵		a ۱۴۲/۲	b ۱۱/۴
		۰	c ۸۸/۹	a ۱۵
		۰/۱۵	b ۱۱۸/۱	a ۱۳/۴
		۰/۳	a ۱۵۰/۴	a ۱۶/۷

مقادیر ارایه شده بر اساس میانگین سه تکرار و حروف مشابه نشان دهنده عدم اختلاف معنی‌دار بر اساس آزمون دانکن در سطح احتمال $p \leq 0.05$ است.

جدول ۲: اثر متقابل سن جدا کشت و BA بر درصد شاخه‌های باززایی شده و درصد شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه

سن جدا کشت (روز)	BA (mg l ⁻¹)	شاخه‌های باززایی شده (%)	شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه (%)
۷	۱/۵	e ۴۷/۲	Ab ۱۳/۱
	۳/۰	bc ۱۰۸/۳	Ab ۱۸/۳
	۴/۵	a ۱۶۲/۲	B ۱۱/۱
۱۴	۱/۵	cd ۸۳/۹	Ab ۱۳/۵
	۳/۰	a ۱۶۵/۶	Ab ۱۵/۶
	۴/۵	ab ۱۳۱/۱	Ab ۱۲/۵
۲۱	۱/۵	d ۸۰/۶	A ۲۲/۴
	۳/۰	a ۱۶۰	Ab ۱۸
	۴/۵	Ab ۱۳۳/۳	B ۱۰/۵

مقادیر ارایه شده بر اساس میانگین سه تکرار و حروف مشابه نشان دهنده عدم اختلاف معنی‌دار بر اساس آزمون دانکن در سطح احتمال $p \leq 0.05$ است.

اثر متقابل سن جدا کشت و هورمون TDZ اختلاف معنی داری را در RF و RS ایجاد نکرد، هرچند بیشترین غلظت TDZ بالاترین درصد شاخه زایی را در کلیه سنین جدا کشت نتیجه داد.

فراوانترین درصد ریشه زایی (۱۹/۲%) نیز از کاربرد ۰/۳ میلی گرم بر لیتر TDZ و جدا کشت های ۲۱ روزه به دست آمد که در آزمون دانکن در یک گروه آماری با دیگر تیمارها قرار داشت (جدول ۳).

اختلاف معنی داری از به کارگیری همزمان دو هورمون BA و TDZ در درصد شاخه زایی مشاهده شد، به نحوی که فراوانترین درصد شاخه زایی (۱۷۴/۰%) از کاربرد ۴/۵ میلی گرم بر لیتر BA و ۰/۳ میلی گرم بر لیتر TDZ به دست آمد. افزایش غلظت TDZ در کلیه سطوح BA منجر به افزایش شاخه زایی شد. بالاترین درصد ریشه زایی (۱۸/۷%) از تیمار ۳ میلی گرم بر لیتر BA و ۰/۳ میلی گرم بر لیتر TDZ حاصل گردید که با دیگر تیمارها در آزمون دانکن در یک گروه آماری قرار گرفتند (جدول ۴).

جدول ۳: اثر متقابل سن جدا کشت و TDZ بر درصد شاخه های باززایی شده و درصد شاخه های تشکیل دهنده ریشه

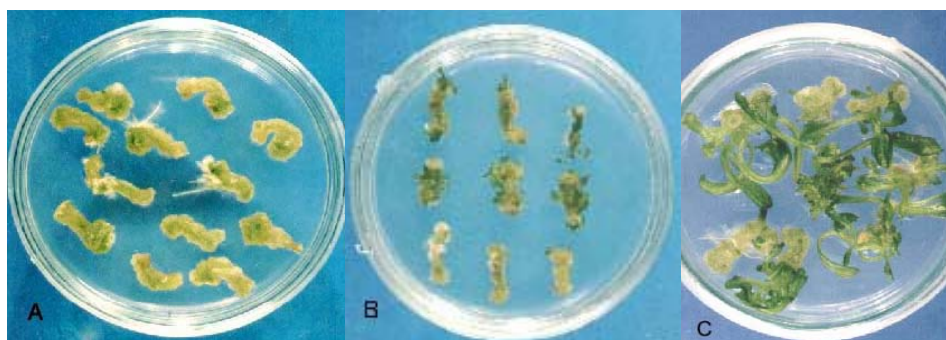
سن جدا کشت (روز)	TDZ (mg l ⁻¹)	شاخه های باززایی شده (%)	شاخه های تشکیل دهنده ریشه (%)
۷	۰	۸۷/۲	۱۷
	۰/۱۵	۹۹/۴	۱۱/۸
	۰/۳	۱۳۱/۱	۱۳/۷
۱۴	۰	۹۴/۴	۱۴/۳
	۰/۱۵	۱۲۱/۷	۱۰/۲
	۰/۳	۱۶۴/۴	۱۷/۱
۲۱	۰	۸۵	۱۳/۶
	۰/۱۵	۱۳۳/۳	۱۸/۱
	۰/۳	۱۵۵/۶	۱۹/۲

جدول ۴: اثر متقابل BA و TDZ بر درصد شاخه‌های باززایی شده و درصد شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه

شاخه‌های تشکیل دهنده ریشه		شاخه‌های باززایی شده		TDZ	BA
(%)		(%)		(mg l ⁻¹)	(mg l ⁻¹)
a	۱۷/۱	e	۴۱/۱	۰	۱/۵
a	۱۳/۶	d	۶۶/۱	۰/۱۵	
a	۱۸/۴	c	۱۰۴/۴	۳	
a	۱۸/۵	bc	۱۱۷/۸	۰	۳
a	۱۴/۷	abc	۱۴۳/۳	۰/۱۵	
a	۱۸/۷	a	۱۷۲/۸	۳	
a	۹/۲	bc	۱۰۷/۸	۰	۴/۵
a	۱۱/۹	ab	۱۴۵	۰/۱۵	
a	۱۳	a	۱۷۳/۹	۳	

مقادیر ارائه شده بر اساس میانگین سه تکرار و حروف مشابه نشان دهنده عدم اختلاف معنی‌دار بر اساس آزمون دانکن در سطح احتمال $p \leq 0.05$ است.

نتایج به دست آمده از آزمایش حاکی از آن است که سنن پائین جداگشت (۷ روزه) در غلظت‌های اندک هورمونی ($1/5 \text{ mg l}^{-1}$ BA و بدون TDZ) کمترین درصد شاخه‌زایی (۴۱/۱۱ %) را سبب می‌شدند و اغلب شاخه‌های تولید شده نیز دارای ریخت غیرطبیعی و فاقد برگ‌های گسترده‌اند (شکل B) و در محیط ریشه‌زایی قادر به تولید ریشه نبودند، در حالی که سنن بالای جداگشت (۲۱ روزه) در تیمارهای سنگین هورمونی (۴/۵ میلی‌گرم بر لیتر BA و ۰/۳ میلی‌گرم بر لیتر TDZ) بیشترین درصد شاخه‌زایی (۱۷۴ %) را موجب شدند. شاخه‌های حاصل از نظر ریخت‌شناسی طبیعی بوده و برگ‌های گسترده و سبز بود تولید کردند (شکل C). این شاخه‌ها در محیط ریشه‌زایی قادر به تولید ریشه انبوه بوده و پس از بهاره شدن تولید گل و دانه‌های سالم کردند. از این تیمار هورمونی و سن جداگشت جهت عمل تراریختی نمونه‌ها با آگروباکتریوم استفاده شد.



شکل ۱-

- A- تشکیل کالوس دو هفته پس از انتقال به محیط کالوس زایی دارای 2,4-D
 B- شاخه‌های حاصل از جداگشت‌های ۷ روزه در محیط شاخه زایی حاوی ۱/۵ میلی‌گرم بر لیتر BA بدون TDZ با برگ‌های کوچک و توسعه نیافته
 C- شاخه‌های تولید شده از جداگشت‌های ۲۱ روزه در محیط شاخه زایی حاوی ۴/۵ میلی‌گرم بر لیتر BA و ۰/۳ میلی‌گرم بر لیتر TDZ با برگ‌های طبیعی و گسترده

تراریختی و انتخاب در محیط دارای کانامایسین

آنتی‌بیوتیک کانامایسین به عنوان عامل انتخابگر در محیط کشت تراریختی به کار می‌رود. جداگشت‌های تراریخت نشده در محیط کالوس‌زایی و شاخه‌زایی دارای آنتی‌بیوتیک کانامایسین قادر به تشکیل کالوس سبز و شاخه سبز نیستند و به علت حضور کانامایسین ساختار کلروفیلی خود را از دست می‌دهند و به رنگ سفید یا ارغوانی درمی‌آیند. وجود ژن *NPT II* در بخش T-DNA ناقل pBI121 که به ژنوم گیاهان تراریخت شده منتقل شده بود، باعث ساخته شدن آنزیم نئومایسین فسفوترانسفراز و ایجاد مقاومت در برابر کانامایسین و حفظ ساختار کلروپلاستی شده و جداگشت‌های دریافت کننده این ژن در محیط کالوس‌زایی و شاخه‌زایی با تشکیل کالوس‌های سبزرنگ و شاخه‌های سبز توان بقاء در حضور کانامایسین را داشتند و در محیط ریشه زایی قادر به تولید ریشه بودند. از ۷۵ جداگشت محور زیرلپه بکار گرفته شده ۶ گیاه مقاوم به کانامایسین حاصل شد که همگی تولید گل و دانه کردند (شکل ۲).

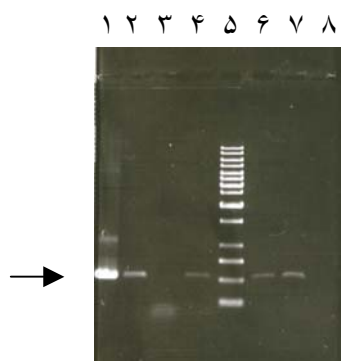
ارزیابی ژن *GUS* از طریق آزمون شیمیایی و PCR

تأیید انتقال ژن *GUS* به ژنوم گیاه با کمک PCR انجام شد. برای این منظور از برگ‌های سبز گیاهان مقاوم به کانامایسین DNA ژنومی استخراج شد و در حضور پرایمرهای اختصاصی ژن *GUS*، واکنش زنجیره‌ای پلی‌مرز انجام شد. ظهور باند ۵۲۰ Pb بیانگر وجود این ژن در ژنوم گیاهان تراریخت شده بود (شکل ۳).



شکل ۲- انتخاب گیاهان تراریخت شده در محیط کشت حاوی عامل انتخابی کانامایسین. گیاه تراریخت نشده در محیط انتخاب، به رنگ سفید درآمده و گیاه تراریخت شده دارای ژن *NPT II* سبز باقی مانده است.

بیان ژن *GUS* منجر به تولید آنزیم β -گلوکرونیداز می‌شود که به صورت طبیعی در گیاه وجود ندارد. این آنزیم قادر است ترکیب X-Gluc را بشکند و تولید رنگ آبی کند. به منظور بررسی بیان ژن *GUS* در گیاهان تراریخت شده، قطعات برگ و دمبرگی از گیاهان مقاوم به کانامایسین تهیه شد و در بافر حاوی X-Gluc دمای ۳۷ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. ظهور رنگ آبی در آن‌ها نشان‌گر بیان ژن *GUS* در گیاهان تراریخت شده بود (شکل ۴). بیش از ۷۰٪ از گیاهان مقاوم به کانامایسین بیان ژن *GUS* را نشان دادند.



شکل ۳- الکتروفورز ژل آگارز قطعه ۵۲۰ bp محصول PCR ژن *GUS*
چاهک (۱) کنترل مثبت؛ چاهک‌های ۲، ۴، ۶ و ۷ گیاهان تراریخت؛ چاهک (۳) گیاه تراریخت نشده چاهک (۸) کنترل منفی؛ چاهک (۵) نشانگر مولکولی
۱ Kb



شکل ۴- بررسی آزمون GUS در گیاهان تراریخت شده در حضور سوبسترای X-Gluc
ظهور رنگ آبی نشانگر بیان ژن GUS در گیاهان تراریخت (چپ)
در مقایسه با گیاهان غیرتراریخت (راست) است

بحث

پژوهش انجام شده روش بهبود یافته‌ای را برای باززایی شاخه با استفاده از هورمون‌های بنزیل آدنین و تدیازورون و بهترین سن جداکشت‌های محور زیرلپه ارائه می‌کند. براساس نتایج به دست آمده می‌توان برای دستیابی به بالاترین درصد شاخه‌زایی از جداکشت‌های محور زیرلپه دانه رست‌های ۲۱ روزه در حضور غلظت‌های ۴/۵ میلی‌گرم بر لیتر BA و ۰/۳ میلی‌گرم بر لیتر TDZ بهره جست. «کریستی و همکاران (۱۹۹۹)» نیز از جداکشت‌های محور زیرلپه (*B. napus*) با به کارگیری ۱۰ میلی‌گرم بر لیتر BA و ۰/۱ میلی‌گرم بر لیتر TDZ به بیشترین درصد باززایی شاخه دست یافتند. «دی بلاک و همکاران (۱۹۸۹)» از جداکشت‌های محور زیرلپه دانه رست‌های ۱۲ تا ۱۴ روزه (*B. napus*) در محیط شاخه‌زایی حاوی ۰/۱ میلی‌گرم بر لیتر NAA و 1 mg l^{-1} BA و 0.1 mg l^{-1} GA₃ گیاهان باززایی شده تولید کردند. «چنگ و همکاران (۲۰۰۱)» از جداکشت‌های محور زیرلپه گیاهان سه روزه (*B. oleracea*) دارای رشد سریع با به کارگیری $4/5 \text{ mg l}^{-1}$ BA بیش از ۹۰٪ باززایی و با کاربرد ۰/۵ میلی‌گرم بر لیتر TDZ و ۰/۰۱ میلی‌گرم بر لیتر IAA به ۹۴٪ باززایی شاخه دست یافتند. این گزارش‌ها با نتایج تحقیقات حاضر که به نقش مؤثر BA و TDZ در باززایی شاخه تأکید دارد، همسویی دارد.

تدیازورون یکی از چند اوره جانشین شونده در ترکیباتی چون N'-N دی فنیل اوره است. با وجود این‌که فعالیت بیوشیمیایی فنیل اوره‌ها بطور کامل شناخته نشده است، ولی اعتقاد بر آن است که در تنظیم سیتوکینین‌های پورینی فعالند و یا عملکرد مستقیمی مانند سیتوکینین‌ها دارند، یا در همکاری با سیتوکینین‌ها عمل می‌کنند [۶].

« نیلسن و همکاران (۱۹۹۵) » با ذکر این موضوع که اثر همکاری BA و TDZ تاکنون گزارش نشده است، با به کارگیری TDZ در اولین محیط کشت و کاربرد BA در واکشت های بعدی به همکاری اثر این دو هورمون اشاره داشتند و مدلی را براساس آنالوگی با سیستم هورمونی جانوران برای فعالیت سیتوکینین ها در سلول گیاهی پیشنهاد کردند. براساس این مدل، هر دو سیتوکینین BA و TDZ می توانند به گیرنده پروتئین متصل شونده به سیتوکینین ها^۱ (CBP) اتصال یابند. CBP دوجایگاه اتصال مختلف دارد یک جایگاه به طور طبیعی با سیتوکینین های تیپ آدنین متصل می شود، در حالی که دیگری توانایی اتصال با سیتوکینین های تیپ فیل اوره را دارد و اتصال TDZ به جایگاه فیل اوره CBP باعث افزایش اتصال BA به جایگاه آدنینی می شود و باعث بهبود اثر BA می گردد. پیشنهاد دو جایگاه اتصال بر روی یک گیرنده می تواند بازگو کننده این نکته باشد که اثر سیتوکینین TDZ در گونه های متفاوت بسیار متغیرتر از اثرات سیتوکینین های آدنینی است. در مطالعه کنونی نیز حضور TDZ همراه با BA باعث افزایش باززایی شاخه شد. « کین یاند و همکاران (۱۹۹۴) » نیز حضور مداوم TDZ حتی در مقدار اندک (۰/۵ میلی گرم بر لیتر) را برای القای شاخه زایی و تشکیل تعداد بیش تر شاخه در گیاه بادام زمینی^۲ ضروری دانستند که با نتایج حاصل در این پژوهش همخوانی دارد.

سیتوکینین ها در سلول از طریق مکانیسم شکست اکسیداتیو زنجیره N^۶- توسط سیتوکینین اکسیدازها غیرفعال می شوند، TDZ به عنوان مهارکننده غیررقابتی سیتوکینین اکسیداز می تواند موجب افزایش سیتوکینین درونزا شود و باززایی شاخه را به طریق (de novo) القا کند [۵]، [۷]. TDZ اثر شبه سیتوکینین شناخته نشده ای را در گیاه القا می کند. بدین معنی که ریبونوکلوئید سیتوکینین را به شکل بسیار فعال زیستی ریبونوکلوئید در بافت کالوس لوبیا القا می کند [۱۸]. « برتاگن و همکاران (۱۹۹۴) » دو فرضیه برای نحوه عمل TDZ بیان کردند. نخست آن که TDZ می تواند به طور مستقیم باعث تحریک رشد شود که ناشی از فعالیت زیستی آن در یک مسیر مشابه سیتوکینین های جانشین شده N^۶ است، و یا ممکن است باعث القای سنتز یا تجمع سیتوکینین های آندوژن شود. اختلاف میان ارقام و گونه ها از نظر میزان هورمون به کار رفته وجود دارد. زیرا سلول ها در گیاهان مشابه نیز می توانند سطوح مختلفی از تنظیم کننده های رشد گیاهی آندوژن داشته باشند. علاوه بر این تنوع و کارایی گیرنده ها یا حساسیت سلولی به تنظیم کننده های رشد گیاهی متفاوت است [۲۰]. به نظر می رسد با افزایش سن جداکشت ها در پژوهش کنونی، سطح هورمون آندوژن دچار تغییر شده و پاسخ سنین مختلف به هورمون های سیتوکینینی آگزوژن نیز متفاوت باشد.

بر اساس تحقیق انجام شده و دستیابی به بهترین سن جداکشت و غلظت هورمون های BA و TDZ، از جداکشت محور زیرلپه در شرایط بهینه عمل تراریختی توسط آگروباکتریوم انجام شد. انتقال ژن های *NPTII* با

^۱-Cytokinin Binding Protein

^۲- *Arachis hypogaea*

غربالگری در محیط حاوی کانامایسین و *GUS*، با ظهور رنگ آبی در حضور سوبسترای X-Gluc و مشاهده باند ۵۲۰ pb در PCR به تأیید رسیدند. فراوانی تراریختی در این تحقیق ۷% بود که با گزارش‌های «شرودر و همکاران در ۱۹۹۴» که به ۱۰% کارایی تراریختی در کلزا دست یافتند، «رادکی و همکاران (۱۹۹۲)» و تاکاساکی و همکاران (۱۹۹۷) که با استفاده از جداگشت‌های محور زیرلپه به فراوانی‌های ۲/۲% و ۵% رسیدند قابل مقایسه است. با توجه به روش ارائه شده و فراوانی تراریختی حاصل می‌توان از این فن برای انتقال ژن‌های ایجاد کننده مقاومت به تنش‌های زیستی و غیرزیستی به گیاه کلزا استفاده کرد. انتقال ژن مقاومت به علفکش با این روش در حال انجام گرفتن است.

References

1. D.G. Bar fild and E.C. Pua, Plant Cell Rep, Vol.10(1991) 308-314.
2. S.E. Radke, J. C. Turner and D. Facciotti, Plant Cell Rep, Vol.11(1992) 499-505.
3. M. Schroder, C. Dixelius, L. Rahlen and K. Glimelius, Physiol. Plant, Vol.92(1994) 37-46.
4. T. Takasaki, K. Hatakeyama, K. Ojima, M. Watanabe, K. Toriyama and K. Hinata Breeding Sci, Vol. 47(1997) 127-134.
5. S. Eapen, S. Tivarekar and L. George, Plant Cell Tiss. and Org. Cult., Vol.53(1998) 217-220.
6. M.C. Mok, D.W.S. Mok, D.G. Armstrong, K. Shuda, Y. Isoyai and T. Okamoto, Phytochemistry, Vol. 21(1982) 1509- 1511.
7. J.C. Thomas and F.R. Katterman, Plant Physiol, Vol.81(1986) 681-683.
8. H.R. Kern and M.M. Meyer, Hort. Sci, Vol. 21(1986) 1209-1210.
9. T. Murashige and F. Skoog, Physiol. Plant, Vol. 15(1962) 473- 497.
10. O.L. Gamborg, R.A. Miller and K. Ojima, Exp. Cell. Res., Vol. 50(1968) 151-158.
11. A.Hoekema, P.R.Hirsch, P.J.J. Hooykaas and R.A. Schilperoot, Nature, Vol. 303(1983) 179-180
12. M.G. Murray and W.F. Thompson, Nucl. Acids. Res., Vol.8(1980) 4321-4325.
13. M.C. Christey, R.H. Braun, F.O. Kenel and E. Podivinsky, Proceedings of 10th International Rapeseed Congress, Canbra Australia(26-29 September 1999).
14. M. De Block, D. De Brouwer and P. Tenning, Plant Physiol, Vol. 91(1989) 694-701.

15. P.K.Cheng, P. Lakshmanan and S. Swarup, In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant, Vol. 37(2001) 592-598.
16. J.M. Nielsen, J. Hansen and K. Brandt, Plant Cell, Tiss. and Org. Cult., Vol. 41(1995) 165- 170.
17. M. Kanyand, A.P. Dessai and C.S. Prakash, Plant Cell Rep, Vol. 14(1994) 1-5.
18. S.C. Capelle, D.W.S. Mok, S.C. Kirchner and M.C. Mok, Plant Phisiol, Vol.73(1983) 796-802.
19. B. Bretagne, M. C. Chupeau, Y. Chupeau and G. Fouilloy, Plant Cell Rep., Vol. 14(1994) 120-124.
20. S.C. Minocha, In J.M. Bonga and D.J. Durzan(eds) Cell and tissue culture in forestry, Vol.1(1987) 125-141.