



شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

فصلنامه اختصاصی مرکز توسعه دهندگان بذر شمال ایران (INSEC)

صاحب امتیاز: شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

سال دوم شماره ۱۱، مرداد ماه ۱۴۰۲



مدیر مسئول: علی زمان میرآبادی

سر دبیر: میترا رضانی



info@takato.ir



۰۱۱۳۳۴۳۴۹۶۸



[@takatoservice](https://t.me/takatoservice)



www.takato.ir

www.ordc.ir



[takato.genebank](https://www.instagram.com/takato.genebank)

فهرست

- ۳ مقدمه (تغییرات اقلیمی و راهبردهی مدیریتی زراعی در محصولات روغنی):
- ۴ میکوپارازیتیسیم: مکانیسم تریکودرما در سرکوب بیماری‌گرهای گیاهی (بخش پنجم):
- ۶ پشت صحنه‌ی توسعه‌ی دابل هاپلوئیدی بر پایه‌ی میکروسپور در *Brassica napus* (بخش دوم):
- ۱۳ تغذیه آفتابگردان
- ۲۰ تاثیر روشهای مختلف گردهافشانی بر گیاه دانه روغنی کلزا (*Brassica napus*) صفات رشدی گیاه و عملکرد کلزا:
- ۲۴ روش‌های جایگزین برای کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات
- ۲۷ استراتژی‌های سازگاری برای بهبود مقاومت محصولات دانه‌های روغنی در برابر تنش گرمایی تحت شرایط تغییرات آب و هوایی:

مقدمه (تغییرات اقلیمی و راهبردهی مدیریت زراعی در محصولات روغنی):

“Climate change and agricultural management strategies in oilseed crops”

تغییرات اقلیمی همواره به عنوان یک چالش اساسی در تولید محصولات زراعی به ویژه محصولات روغنی بوده است. تغییر در الگوی بارشها، افزایش و نوسانات دمایی، افزایش رخدادهای آب و هوایی، انتشار گازهای گلخانه‌ای از مهمترین عوامل تاثیرگذار در افزایش تنش‌های زنده و غیر زنده و عملکرد کمی و کیفی محصولات روغنی در جهان هستند. تاثیرات این تنش‌ها، می‌تواند به صورت کاهش راندمان زراعی، کاهش کیفیت روغن و ترکیب اسیدهای چرب، افزایش جمعیت آفات، بیماریها و علف‌های هرز بروز کند. بسیاری از این داده‌ها مرتبط با میزان تغییرات اقلیمی و تاثیرات آنها بر زندگی انسان و محیط زیست آن در وبگاهها و مراکز جهانی مرتبط با تغییرات اقلیمی IPCC موجود است. در بخشی از گزارشات منتشر شده در مجمع بین دولتی تغییرات آب و هوا به این موضوع اشاره شده است که افزایش دمای جهانی از میزان کنونی به حدود چهار درجه می‌تواند باعث کاهش ۳۵ درصدی تولید محصولات کشاورزی گردد. بنابراین لازم است با توجه به شرایط کنونی و در پیش رو، راهکارهایی را برای مدیریت منابع کشاورزی در اختیار اتخاذ نمود.

از مهمترین راهبردهای مسئولین در حوزه مدیریت زراعی این تغییرات اقلیمی می‌توان به موارد ذیل اشاره نمود که شامل: اطلاع رسانی و آموزش بهره‌برداران از تغییرات و پیش‌بینی‌ها اقلیمی موجود و ارتقا سطح آگاهی ایشان، انتقال و پیاده سازی تکنولوژی‌های مناسب با هر منطقه، رعایت تنوع و تناوب کشت مناسب هر منطقه با توجه به حاشیه سود اقتصادی هر محصول، مدیریت آفات و بیماریها و علف‌های هرز با استفاده مدیریت تلفیقی و بهره‌گیری از ابزارهای سنتی و پیشرفته، توجه به تامین و تعادل نیازهای غذایی محصولات روغنی از مراحل اولیه تا زمان برداشت حسب شرایط محیطی، انجام اصلاحات مورد نیاز در شیوه‌ها و تاریخ‌های کشت محصولات، بهره‌گیری از ژنوتیپ‌های سازگار با شرایط محیطی، ارائه راهکارهای مدیریتی در تامین نیازهای آبی محصولات کشاورزی، استفاده از داده‌های هواشناسی منطقه ای در مدیریت مزارع، بهره‌گیری از دانش کارشناس متخصص حوزه کشاورزی (در رشته‌های گیاهپزشکی، خاکشناسی، آبیاری، ترویج، زراعت و اصلاح نباتات، مکانیزاسیون و تکنولوژی بذر)، شناخت و استفاده مطلوب از منابع و ظرفیت‌های محیطی و منطقه‌ای، چاره‌اندیشی در خصوص مدیریت عوامل شوری و خشکی مزارع و توجه به روش‌های زیستی سازگار با محیط در مدیریت مزرعه از مهمترین راهکارهای کاهش تاثیرات ناشی از تغییرات اقلیمی در تولید محصولات روغنی است.

علی زمان میرآبادی

مدیر تحقیقات و آموزش شرکت توسعه کشت دانه‌های روغنی

میکوپارازیتسم: مکانیسم تریکودرما در سرکوب بیماری‌های گیاهی (بخش پنجم)

Mycoparasitism as a mechanism of *Trichoderma* mediated suppression of plant diseases

آیدین حسن‌زاده: کارشناس گیاهپزشکی مرکز تحقیقات کاربردی و تولید بذر شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

گونه‌های قارچ تریکودرما بطور گسترده بعنوان عوامل کنترل بیولوژیک بیماری‌های گیاهی در کشاورزی مورد استفاده قرار می‌گیرند. میکوپارازیتسم یک ویژگی اجدادی در تریکودرما است و یکی از مهم‌ترین مکانیسم‌های کاهش مایه تلقیح بیمارگر است. این فرآیند فیزیولوژیکی پیچیده شامل تولید آنزیم‌ها و متابولیت‌های ثانویه متنوع بوده و می‌بایست از منظر رقابت میکروبی بررسی شود. گونه‌های تریکودرما بطور سنتی بعنوان میکوپارازیت‌های نکروتروف در نظر گرفته شده‌اند؛ با این وجود، شواهدی وجود دارد که حداقل در برخی موارد، گونه‌های این قارچ به مانند همی‌بیوتروف‌ها رفتار کرده و سبب بروز آسیب جزئی به دیواره سلولی میزبان می‌شوند و برای مدت قابل توجهی در سلول میزبان حضور دارند. در این مقاله مروری، جنبه‌های مختلف قارچ تریکودرما به عنوان یک میکوپارازیت، مباحث تکاملی، ژنومیکس و تعامل با قارچ‌های غیرهدف، بررسی شده است (Mukherjee et al., 2022).

تکامل میکوپارازیتسم از دیدگاه ژنوم

اندازه ژنوم در گونه‌های مختلف قارچ تریکودرما مشابه با سایر قارچ‌های رشته‌ایست و اندازه آن در گونه *Trichoderma atroviride* برابر با ۳۶.۱ Mbp و در گونه *T. virens* برابر با ۳۹ Mbp و در گونه *T. reesei* با فعالیت میکوپارازیتی ضعیف‌تر برابر با ۳۳ Mbp است (Martinez et al., 2008; Kubicek et al., 2011). موفقیت تکاملی قارچ‌ها بر پایه توانایی آنها در رشد بصورت ریشه‌ای، تنوع متابولیکی بالا و توانایی برقراری تعامل با دیگر موجودات زنده است (Naranjo-Ortiz and Gabaldon, 2019). اجتماعات میکوپارازیتی در قدیمی‌ترین فسیل‌های قارچی مربوط به ۴۱۰ میلیون سال قبل یافت شده است (Hass et al., 1994) و این اجتماعات در بین قارچ‌ها گسترش یافته‌اند؛ با این وجود، اغلب میکوپارازیت‌های شناخته شده متعلق به راسته Hypocreales هستند (Naranjo-Ortiz and Gabaldon, 2019). گونه‌های تریکودرما قارچ‌هایی همه‌جازی هستند که طیف قابل توجهی از شیوه‌های مختلف زندگی و تعاملات متنوع با دیگر قارچ‌ها، جانوران و گیاهان را در سیر تکاملی خود از دوره کرتاسه تاکنون نشان داده‌اند (Druzhinina et al., 2011). مقایسه ژنوم سه گونه *T. reesei*، *T. atroviride* و *T. virens* نشان داد شیوه زندگی اجدادی این قارچ‌ها بصورت همزیستی با گیاهان (Mycotrophy) بود (Kubicek et al., 2011; Schmoll et al., 2016; Karlsson et al., 2017). این ویژگی باستانی، امکان تکامل بیشتر را فراهم کرد که نتیجه آن افزایش توان کلنیزاسیون زیست‌بوم‌های جدید از جمله بقایای چوبی مرده، بافت‌های گیاهی، جانوری و حتی انسانی در افراد دارای نقص سیستم ایمنی بود (Druzhinina et al., 2011, 2018). پیش‌بینی می‌شود تریکودرما از اجدادی با قابلیت فعالیت سلولولیتیکی محدود تکامل یافت که از قارچ‌ها و یا بندپایان تغذیه می‌کرد و تشکیل این جنس با انتقال ژن جانبی (LGT¹)، همراه بود. تقریباً نیمی از ژن‌های کدکننده آنزیم‌های تخریب‌کننده دیواره سلولی گیاه از قارچ‌های شاخه آسکومیکوتای مرتبط با گیاهان بودند که نشان‌دهنده توانایی آن در میکوپارازیت‌هاست. اگرچه گونه‌های تریکودرما می‌توانند قارچ‌های دیگر شاخه‌ها مانند بازیدیومیست‌ها و اوومیست‌ها را پارازیت‌ها کنند، انتقال ژن جانبی برای چنین تعاملاتی گزارش نشده است (Druzhinina et al., 2018). کوبیک و همکاران (۲۰۱۹)، با هدف درک تکامل سبک زندگی، توالی‌های ژنومی متعددی از گونه‌های مختلف تریکودرما را بررسی کردند و نتایج تجزیه و تحلیل فیلوژنتیکی نشان داد که این گونه‌های توالی‌یابی شده، موفق‌ترین شیوه زندگی را داشته‌اند. آتاناسوا و همکاران (۲۰۱۳)، سه گونه *T. reesei*، *T. atroviride* و *T. virens* را در تعامل با گونه *Rhizoctonia solani* بررسی کردند. این سه گونه استراتژی‌های متفاوتی داشتند. استراتژی گونه *T. atroviride* شامل بیوسنتز متابولیت‌های ثانویه، تولید آنزیم بتا گلوکاناز (GH16)^۲، پروتئازها و پروتئین‌های ترش‌کننده کوچک بود. در گونه *T. reesei*، میزان بیان ژن‌های کدکننده سلولازها و همی‌سلولازها

¹ Lateral gene transfer

² Glycoside Hydrolase Family 16

افزایش یافت در حالیکه گونه *T. virens* از استراتژی تولید متابولیت‌های ثانویه سمی بهره برد و عمدتاً ژن‌های مربوط به بیوسنتز گلیوتوکسین را بیان نمود (Atanasova et al., 2013). گونه *T. harzianum*، میزان بیان ژن‌های کدکننده آنزیم‌های بتا ۱ و ۳ و بتا ۱ و ۶ گلوکاناز را در کشت متقابل با قارچ‌های میزبان و در محیط کشت حاوی دیواره سلولی قارچ، افزایش داد (De la Cruz et al., 1995; Montero et al., 2005; Monteiro and Ulhoa, 2006). در مورد مشابه، گونه *T. asperellum* به بیمارگرهای گیاهی قارچی واکنش نشان داد و میزان بیان ژن‌های کدکننده آنزیم‌های کیتینازی و بتا ۱ و ۳ گلوکانازها افزایش یافت (Guigon-Lopez et al., 2015). گونه *T. atroviride* در کنترل قارچ بیمارگر *Verticillium dahliae* موثر بود. در تمام این موارد، چه تریکودرما بطور تهاجمی به سایر قارچ‌ها در خاک حمله کند و یا در لایه‌های بیرونی ریشه گیاهان ساکن شود و رشد و مقاومت گیاهان را افزایش دهد، ژنوم آن باید ژن‌های مرتبط با چنین شیوه‌های زندگی را دارا باشد و این ژن‌ها بیان شوند. آنزیم‌های کیتینازی و پروتئازی برای تخریب سایر قارچ‌ها مهم‌ترند در حالی که، سلولازها، پکتینازها و پروتئین‌های شبه‌اکسپانسیون می‌توانند بطور محدود روی دیواره سلولی گیاه عمل کنند و ورود قارچ را به ریشه، تسهیل نمایند. همچنین، سلولازها ممکن است برای کلونیزاسیون دیگر میکروارگانیسم‌های رشته‌ای از جمله اوومیسیت‌ها مورد استفاده قرار گیرند. ادامه دارد ...

منابع

- Atanasova, L., Crom, S.L., Gruber, S., Couplier, F., Seidl-Seiboth, V., Kubicek, C.P. and Druzhinina, I.S. 2013. Comparative transcriptomics reveals different strategies of *Trichoderma* mycoparasitism. *BMC genomics*, 14, pp.1-15.
- De la Cruz, J., Pintor-Toro, J.A., Benitez, T. and Llobell, A. 1995. Purification and characterization of an endo-beta-1, 6-glucanase from *Trichoderma harzianum* that is related to its mycoparasitism. *Journal of bacteriology*, 177(7), pp.1864-1871.
- Druzhinina, I.S., Seidl-Seiboth, V., Herrera-Estrella, A., Horwitz, B.A., Kenerley, C.M., Monte, E., Mukherjee, P.K., Zeilinger, S., Grigoriev, I.V. and Kubicek, C.P. 2011. *Trichoderma*: the genomics of opportunistic success. *Nature reviews microbiology*, 9(10), pp.749-759.
- Druzhinina, I.S., Chenthamara, K., Zhang, J., Atanasova, L., Yang, D., Miao, Y., Rahimi, M.J., Grujic, M., Cai, F., Pourmehdi, S. and Salim, K.A. 2018. Massive lateral transfer of genes encoding plant cell wall-degrading enzymes to the mycoparasitic fungus *Trichoderma* from its plant-associated hosts. *PLoS genetics*, 14(4), p.e1007322.
- Guigón-López, C., Vargas-Albores, F., Guerrero-Prieto, V., Ruocco, M. and Lorito, M. 2015. Changes in *Trichoderma asperellum* enzyme expression during parasitism of the cotton root rot pathogen *Phymatotrichopsis omnivora*. *Fungal biology*, 119(4), pp.264-273.
- Hass, H., Taylor, T.N. and Remy, W., 1994. Fungi from the Lower Devonian Rhynie chert: My Coparasitism. *American Journal of Botany*, 81(1), pp.29-37.
- Karlsson, M., Atanasova, L., Jensen, D.F. and Zeilinger, S. 2017. Necrotrophic mycoparasites and their genomes. *Microbiology Spectrum*, 5(2), pp.5-2.
- Kubicek, C.P., Herrera-Estrella, A., Seidl-Seiboth, V., Martinez, D.A., Druzhinina, I.S., Thon, M., Zeilinger, S., Casas-Flores, S., Horwitz, B.A., Mukherjee, P.K. and Mukherjee, M. 2011. Comparative genome sequence analysis underscores mycoparasitism as the ancestral life style of *Trichoderma*. *Genome biology*, 12, pp.1-15.
- Kubicek, C.P., Steindorff, A.S., Chenthamara, K., Manganiello, G., Henrissat, B., Zhang, J., Cai, F., Kopchinskiy, A.G., Kubicek, E.M., Kuo, A. and Baroncelli, R. 2019. Evolution and comparative genomics of the most common *Trichoderma* species. *BMC genomics*, 20, pp.1-24.
- Martinez, D., Berka, R.M., Henrissat, B., Saloheimo, M., Arvas, M., Baker, S.E., Chapman, J., Chertkov, O., Coutinho, P.M., Cullen, D. and Danchin, E.G. 2008. Genome sequencing and analysis of the biomass-degrading fungus *Trichoderma reesei* (syn. *Hypocrea jecorina*). *Nature biotechnology*, 26(5), pp.553-560.
- Monteiro, V.N. and Ulhoa, C.J. 2006. Biochemical characterization of a β -1, 3-glucanase from *Trichoderma koningii* induced by cell wall of *Rhizoctonia solani*. *Current Microbiology*, 52, pp.92-96.
- Montero, M., Sanz, L., Rey, M., Monte, E. and Llobell, A. 2005. BGN16. 3, a novel acidic β -1, 6-glucanase from mycoparasitic fungus *Trichoderma harzianum* CECT 2413. *The FEBS journal*, 272(13), pp.3441-3448.
- Mukherjee, P.K., Mendoza-Mendoza, A., Zeilinger, S. and Horwitz, B.A. 2022. Mycoparasitism as a mechanism of *Trichoderma*-mediated suppression of plant diseases. *Fungal Biology Reviews*, 39, pp.15-33.
- Naranjo-Ortiz, M.A. and Gabaldón, T. 2019. Fungal evolution: major ecological adaptations and evolutionary transitions. *Biological Reviews*, 94(4), pp.1443-1476.
- Schmoll, M., Dattenböck, C., Carreras-Villaseñor, N., Mendoza-Mendoza, A., Tisch, D., Alemán, M.I., Baker, S.E., Brown, C., Cervantes-Badillo, M.G., Cetz-Chel, J. and Cristobal-Mondragon, G.R. 2016. The genomes of three uneven siblings: footprints of the lifestyles of three *Trichoderma* species. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 80(1), pp.205-327.

پشت صحنه‌ی توسعه‌ی دابل هاپلوئیدی بر پایه‌ی میکروسپور در *Brassica napus* (بخش دوم)
Behind the scenes of microspore-based double haploid development in *Brassica napus* (part 2)

رضا وجدان: کارشناس به نژادی مرکز تحقیقات کاربردی و تولید بذر شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

عوامل تاثیر گذار در باززایی میکروسپور

غلظت میکروسپور

غلظت میکروسپور در محیط مایع برای رشد طبیعی جنین مهم است. تراکم میکروسپور در محلول (خالص سازی میکروسپور) توسط مطالعات هموسیتومتر با غلظت‌های متفاوت میکروسپور توسط محققان مختلف برای رسیدن به عملکرد مطلوب جنین ارزیابی شده است (Takahira et al., 2011, Polsoni et al., 1988, Coventy et al., 1988). تراکم مورد توصیه میکروسپور در *B. napus* برای باززایی $10^4 \times 4-8$ در میلی لیتر بدست آمده است (Coventy et al., 1988).

عامل مضاعف کننده‌ی کروموزوم

در گونه‌های دیپلوئید (2n)، در انتهای مرحله‌ی اسپوروفیتی در فرایند میوز سلول‌های هاپلوئیدی به نام میکروسپور بوجود می‌آیند. گیاهان هاپلوئید حاصله از میکروسپور، عقیم هستند، زیرا فرایند باروری جنسی نیازمند تقسیم میوزی کروموزوم دیپلوئید می‌باشد. بنابراین مضاعف کردن کروموزوم‌ها منجر به تولید گیاهان بارور خواهد شد. روش‌های گوناگونی برای این منظور در گیاهان مختلف مورد استفاده قرار گرفته است (Ouyang et al., 1994, Soriano et al., 2007).

کلشی‌سین ترکیب آلکالوئیدی سمی می‌باشد که از نوعی گیاه دارویی بنام "meadow saffron" بدست می‌آید که تحت عنوان کروکوس پائیزی (*Colchicum autumnale*) نیز شناخته می‌شود، این گیاه برای مدت‌ها برای درمان نقرس و تب مدیترانه‌ای مورد استفاده قرار می‌گرفت (Schlesinger, 1983). در ۱۹۳۴ در آزمایشگاه داستین در شهر بروسلز، نقش کلشی‌سین بعنوان سم میتوزی کشف شد (Elgsti and Dustin, 1955). اما Ludford (۱۹۳۶) شخصی بود که دریافت این ماده از طریق ممانعت از تشکیل رشته‌های دوک میتوزی، توانایی مهار تقسیم میتوز را دارد. نحوه‌ی عمل این ماده بخوبی مورد مطالعه قرار گرفته است و مشخص شده است که طی تیمار این ماده کمپلکس توبولین-کلشی‌سین شکل می‌گیرد، که با حمله به انتهای رشته‌های میکروتوبول، بطور فیزیکی از پلیمریزه شدن آنها جلوگیری می‌کند (Niel E and Scherrmann, 2006). در مورد *B. napus* کلشی‌سین را می‌توان در محیط کشت میکروسپور (Zhao, 1996) و یا در مرحله‌ی ۵-۶ برگی با استفاده از پنبه آغشته شده در نوک ساقه بکار برد (Malek et al., 2012). میزان استفاده از کلشی‌سین ممکن است در نرخ دیپلوئیدی شدن کشت میکروسپور تاثیر بگذارد. در آزمایشی به منظور ایجاد جنین دیپلوئید با استفاده از کلشی‌سین، درصد بالایی (۸۰-۹۰٪) از جنین دیپلوئید با دوز 50 mg/L کلشی‌سین برای ۲۴ ساعت یا دوز 10 mg/L برای ۷۲ ساعت بدست آمد، اما نرخ پائین‌تری (۷۰-۸۰٪) از دیپلوئیدی شدن با غلظت 10 mg/L برای ۲۴ ساعت در کشت میکروسپور حاصل گردید (Möllers et al., 1994). در آزمایشی بر روی *B. napus* غلظت‌های متفاوتی از کلشی‌سین (0.10-0.15-0.20 درصد) مورد استفاده قرار گرفت و ۱۵٪ از نمونه‌ها درصد بالایی از دوبرابر شدن را نشان دادند (Malek et al., 2012).

چه ترکیباتی را می‌توان بعنوان جایگزین کلشی‌سین مورد استفاده قرار داد؟ Hansen and Andersen (1996) پتانسیل کلشی‌سین و سه علف کش عامل تخریب رشته‌های میکروتوبول بنام‌های تریفلورالین، اوریزالین و آچی پروفوسفمتیل (APM) برای دوبرابر کردن کروموزوم در کشت میکروسپور *B. napus* مورد بررسی قرار دارد. در این مطالعه بعد از ۲۴ ساعت تیمار با غلظت 1mM کلشی‌سین، ۹۴٪ دوبرابر شدن کروموزوم مشاهده شد. سه علف کش مورد استفاده مشابه کلشی‌سین

سین عمل کردند ولی با 100x غلظت کمتر. APM در مقایسه با سایر علف کش‌ها سمیت کمتری را نشان داد و آن را به عامل دوبرابر کننده‌ی مطلوب در این آزمایش تبدیل کرد. Zhao and Simmonds (2006) نیز تری فلورالین را بعنوان تیمار جایگزین کلشی سین پیشنهاد کرد. تری فلورالین در مقایسه با کلشی سین، سریعتر عمل می‌کند (۳۰ دقیقه در مقابل ۸-۳ ساعت تیمار کلشی سین). نتایج مشاهدات، هنگامی که از تری فلورالین استفاده شد، موفقیت ۶۰ درصدی در تولید گیاهان بارور طبیعی را نشان دادند. Zhao and Simmonds (2006) تیمار 1-10 uM تری فلورالین طی ۱۸ ساعت آغازین کشت میکروسپور را بعنوان روشی برتر برای تولید گیاهان دابل هاپلوئید معرفی کرد.

شوک حرارتی

تیمار دمای بالا (۳۲ درجه سانتیگراد به مدت ۲-۳۱ روز) معمولاً برای رشد جنین‌های برگرفته از میکروسپور هم در کشت بساک و هم در کشت میکروسپور استفاده می‌شود (Charne and Beversdorf, 1988; Ferrie and Caswell, 2011). در *B. napus* تغییرات معماری سلولی از مسیر گامتوفیتی به جنینی توسط شوک حرارتی توسط تعدادی از پژوهشگران گزارش شده است (Testillano and Risueño, 2009; Zaki and Dickinson, 1990). تیمار حرارتی ۳۵-۳۲ درجه سانتیگراد برای ۳-۴ روز در کشت میکروسپور گونه‌های آمفی‌دیلوئید جنس *B. napus*، *B. juncea*، *carinata* جنین‌های فعالی را بوجود آورده است.

تنظیم کننده‌های رشدی

برای بهبود شرایط کشت بافت، نظیر: تکثیر بافت کالوس، تشکیل ریشه و ساقه، تنظیم کننده‌های رشدی مورد نیاز هستند. اکسین، سیتوکنین و جیبرلیک اسید از تنظیم کننده‌های اصلی هستند. اکسین‌هایی نظیر IAA (Indoleacetic acid)، IBA (Indolebutyric acid)، NAA (Naphthaleneacetic acid)، 2,4-D (2,4-dichlorophenoxyacetic acid)، محیط کشت ریشه‌زایی، رشد سلول‌ها و ریشه را تحریک می‌کنند (Rück et al., 1993). سائتوکنین‌ها شامل BAP (benzylaminopurine)، kinetin و zeatin در محیط کشت ساقه‌زایی، موجب افزایش تقسیم سلولی و رشد ساقه می‌شود (Loh et al., 1983). جیبرلیک اسید (GA) رشد طولی سلول را تحریک می‌کند. برخی دیگر از هورمون‌ها نظیر: آبسزیک اسید، سالیسیلیک اسید، جاسمونیک اسید نیز نقش مهمی را در القای جنین‌زایی سوماتیکی و بهبود کیفیت جنین ایفا می‌کنند (Ahmed et al., 2014). استفاده از ذغال چوب فعال (Activated charcoal) هم در کشت میکروسپور و هم در کشت بساک *B. napus* در رشد و نمو بهتر جنین تاثیر مثبتی دارد (Gland et al., 1988; Johansson, 1983). البته نقش این ماده در القای جنین‌زایی میکروسپور ناشناخته است (Charne and Beversdorf, 1988; Gland et al., 1988).

تائید سطح پلوئیدی دابل هاپلوئید

در سطح کروموزوم، گیاهی که از باززایی میکروسپور بوجود می‌آید، می‌تواند هاپلوئید، دیپلوئید یا پلی پلوئید باشد. بمنظور تائید سطح پلوئیدی گیاهان مشتق شده از میکروسپور می‌توان از ریخت شناسی، تجزیه و تحلیل سیتوژنتیکی و فلوسیتومتری استفاده نمود.

شواهد ریخت شناسی Morphological clues

هم گیاهان هاپلوئید و هم گیاهان دابل هاپلوئید به غنچه و گل می‌روند، ولی تفاوت در باروری آنهاست. در واقع گیاهان دابل هاپلوئید دارای گل‌های بارور ولی گیاهان هاپلوئید دارای گل‌های عقیم هستند. تفاوت‌های ظاهری نیز میان آنها وجود دارد. گروهی از محققان تفاوت‌های ظاهری مشخص را در *Chrysanthemum morifolium* میان این دو گزارش نمود، بطوریکه گیاهان هاپلوئید در مقایسه با دابل هاپلوئیدها کوتاه‌تر، دارای برگ‌ها، گل‌ها و روزنه‌های کوچکتر بودند (Wang et al., 2014). بعلاوه در گیاهان هاپلوئید *B. napus* برگرفته از کشت میکروسپور غنچه و گل‌ها بنیه ضعیف و لاغر نشان دادند.

تجزیه و تحلیل سیتولوژیکی

روش دقیق برای تعیین سطح پلوئیدی از طریق شمارش تعداد کروموزومها در سلولهای میتوزی، بهترین روش برای تأیید عدد کروموزومی دیپلوئیدی می باشد (Maluszynska, 2003). ولی کروموزومهای *B. napus* کوچک و نا مشخص هستند و شمارش آنها در زیر میکروسکوپ طی مراحل تقسیم میتوزی پیچیده، چالش برانگیز و زمان بر است (Snowdon, 2007).

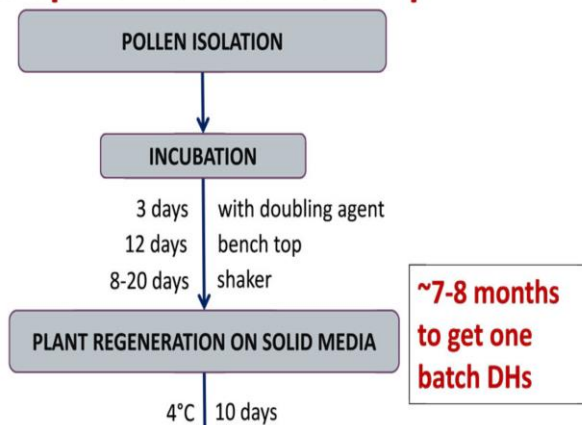
فلوسیتومتری

فلوسیتومتری در گونه‌های گیاهی بطور معمول بمنظور تعیین محتوای DNA هسته سلول استفاده می‌شود. در روش سنتی، تعیین سطح پلوئیدی گیاهان دابل هاپلوئیدهای برگرفته از میکروسپور نیازمند رشد کامل تا مرحله‌ی گلدهی، بدون اطلاع از سطح پلوئیدی یا باروری می‌باشد. در روش فلوسیتومتری برای تعیین سطح پلوئیدی دابل هاپلوئید برگرفته از میکروسپور، ارزیابی در مراحل ابتدایی رشد گیاهچه انجام می‌شود و می‌توان تنها به دابل هاپلوئیدهای بالقوه اجازه‌ی رشد داده شود (Takahira, 2011). روش کار بسیار آسان است و آگاهی از تعداد DNA در سلول، در زمانی کمتر فراهم می‌شود. در این فرایند عامل رنگ آمیزی هسته، پروپیدیوم آیویدید (PI) مورد استفاده قرار می‌گیرد که به DNA دو رشته‌ای (بین جفت بازها) متصل می‌شود. درجه فلورسانس PI که از هسته‌ی سلول ساطع می‌شود، با تعداد DNA سلول همبستگی دارد (Rahman et al., 2015).

دستورالعمل آزمایشگاهی برای تولید گیاهان دابل هاپلوئید

دستورالعمل تولید گیاه دابل هاپلوئید برگرفته از میکروسپور در *B. napus* در شکل ۱ توضیح داده شده است و بشرح زیر می‌باشد:

Development of a universal protocol



شکل ۱: فلوجارت دستورالعمل تولید گیاه دابل هاپلوئید

شرایط رشد گیاه بخشنده³

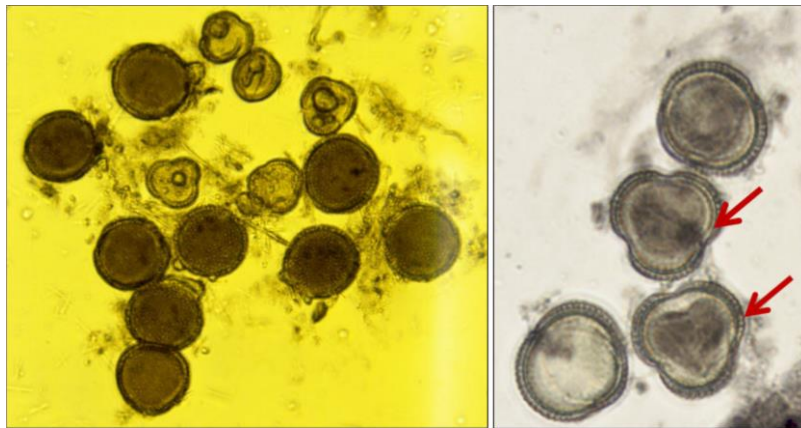
شرایط ایده‌آل رشد گیاه برای دستیابی به گیاهان سالم که فرایند جنین‌زایی را سرعت می‌بخشند، بسیار مهم هستند. نور، درجه حرارت، کود و رطوبت از عوامل حیاتی در سلامت گیاه بشمار می‌روند. گیاه بخشنده‌ای که در فضای گلخانه با فتوپریود ۱۶ ساعته و دمای روز/شب ۲۴/۱۸ درجه سانتیگراد رشد یافته‌اند، یک هفته قبل از خالص سازی میکروسپور (در مرحله‌ی گلدهی)، به اتاقک رشد با فتوپریود ۱۶ ساعته، ۱۰ و ۱۵ درجه سانتیگراد دمای روز و شب منتقل می‌شوند.

³. Donor plant

گزارش شده است تیمار سرمایی طی زمان گلدهی سبب افزایش جنین‌زایی می‌شود. گیاه بخشنده پرورش یافته طی زمستان در گلخانه در مقایسه با گیاه بخشنده‌ای که طی فصل تابستان در گلخانه پرورش داده می‌شود، نسبت به کشت جنین پاسخ بهتری می‌دهند و تعداد جنین بیشتری را تولید می‌کنند. بنابراین بهتر است گیاهان بخشنده طی فصل تابستان، در شرایط کنترل شده پرورش یابند (Li et al., 2011).

انتخاب و ضدعفونی غنچه

رابطه‌ی میان اندازه‌ی غنچه و مرحله‌ی میوزی میکروسپورها از طریق تقسیم‌بندی غنچه‌ها در ۵ کلاس بر حسب اندازه توصیف می‌شود. دو بساک از یک غنچه بروی اسلاید حاوی رنگ استوکرامین منتقل شد و با اعمال فشار با استفاده از سوزن میکروسپورها از بساک خارج شدند، بافت بساک کنار زده شد، با استفاده از شعله بمدت ۳-۴ ثانیه اسلاید حرارت دید و بروی آن cover slip قرار گرفت. اندازه‌ی بذر مرتبط با بیشترین تعداد میکروسپور در مرحله‌ی تک هسته‌ای برای جداسازی میکروسپورها انتخاب می‌شوند (شکل ۲). اندازه‌ی بذر و مرحله‌ی نموی میکروسپور به ژنوتیپ گیاه بخشنده و شرایط رشدی گیاه بستگی دارد.



شکل ۲: میکروسپورهای کلزا در مراحل مختلف نمو. میکروسپورهای علامت دار با فلش قرمز در مرحله‌ی تک هسته‌ای که در پروسه‌ی تولید دابل هاپلوئیدی استفاده می‌شوند.

جداسازی و کشت میکروسپور

غنچه‌های حاوی میکروسپورهای تک هسته‌ای که در مایع سفیدکننده‌ی تجاری استریل شده اند، برای ۱۰ دقیقه، ۴-۵ مرتبه با آب مقطر استریل سرد شستشو می‌شوند. غنچه‌ها در هاون استریل و سرد خرد می‌شوند. غنچه‌هایی که با محیط کشت یک-دوم B5 (Gamborg media) با ۱۳۰ گرم در لیتر ساکارز، PH ۵/۸ اتوکلاو شده (Gamborg, 1968) سرد آبکشی شده، سپس در B5 یک-دوم تازه برای حدوداً ۱۵ ثانیه خیسانده می‌شوند. سوسپانسیون از فیلتر ۴۰ میکرونی عبور داده شد و در فالكون 50 ml انتقال می‌یابد. هاون و صافی با محیط کشت B5 یک-دوم شسته شده تا حجم تیوب به 30 ml رسانده شود. فالكون تیوب حاوی سوسپانسیون میکروسپور به مدت سه دقیقه در 700 rpm و دمای 4 °C سانتریفیوژ می‌شود. مایع بالایی دور ریخته شده و پلت ته نشین شده مجدداً در 10 ml محیط کشت B5 یک-دوم و سرد بصورت محلول در می‌آید و سانتریفیوژ (همانند مرحله قبل) می‌شود. فرایند شستن میکروسپور دو مرتبه دیگر تکرار خواهد شد. مایع بالایی دور ریخته شده و پلت نهایی این بار در محیط کشت NLN-13 (NLN-13 با 13 g/l ساکارز، PH= 6.0، استریل شده با فیلتر) (Loh et al., 1983) با تراکم 4×10^5 میکروسپور در میلی لیتر سوسپانسیون می‌شود. از پتری دیش‌های سایز بزرگ برای کشت میکروسپور استفاده می‌گردد. به ازای هر 10 ml از محلول میکروسپور، مقدار 12.5 ul کلشی سین (200 μM) اضافه می‌شود. پتری دیش‌ها برای ۴۸ ساعت در 32 °C و در تاریکی قرار می‌گیرند. بعد از تیمار کلشی سین و شوک

حرارتی (incubation) حدود 20 ml از سوسپانسیون میکروسپور به فالكون 50 ml جدید منتقل شده و سانتریفیوژ در 700 rpm برای ۳ دقیقه انجام می شود. محلول بالایی برداشته شده و پلت مجدد در همان اندازه از NLN-13 تازه، محلول می شود. پتری ها برای ۱۱ روز دیگر در دمای اتاق 22 °C و در تاریکی قرار داده می شوند. میکروسپورها در مرحله ی تک هسته ای بیشترین پاسخ را به تولید دابل هاپلوئیدی نشان می دهند. بعلاوه رشد افتراقی جنین ها با خطر آلودگی بالاتری همراه است و جنین های ۴۰-۳۵ روزه نرخ بقای کمتری دارند (شکل ۳).

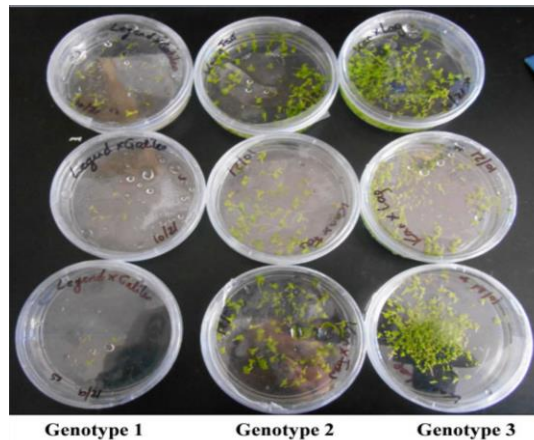


شکل ۳: رشد جنین های ۴۰-۳۵ روزه کلزا

باززایی گیاه به جنین ها

بعد از ۱۱ روز در تاریکی، پتری دیش ها در فویل آلومینیوم پیچیده می شوند و بروی شیکر افقی (60 rpm) در دمای اتاق 22 °C قرار می گیرند. این صفحات بمدت ۲۰-۸ روز و یا تا زمانیکه جنین سبز رنگ شود و کولتوپتیل ها به موازات ساقه رشد نمایند، در این وضعیت باقی می مانند. محیط کشت NLN هر دو هفته یکبار تعویض می شود. رشد جنین برای ژنوتیپ های گوناگون متغیر است (شکل ۴). در هر پتری دیش (به ابعاد 100*20 mm) که حاوی محیط کشت جامد B5 (20 g/L ساکارز، 5.8 PH، 2.8 g gellan gum، یک پلی ساکارید آنیونی محلول در آب که توسط باکتری *Sphingomonas elodea* تولید می شود و اتوکلاو شده است) حدود ۱۰ جنین قرار داده می شود. بعد از اتوکلاو و وقتیکه دمای محیط کشت به ۵۰ درجه سانتی گراد برسد، GA3 (250 UL/L) و مخلوط نگهدارنده ی گیاهی Plant Preservative Mixture (PPM) (1 ml/L) به محیط کشت اضافه می شوند. جنین ها در دمای اتاق ۲۵ درجه سانتیگراد و فتوپریود ۱۶ ساعته رشد می کنند. سن جنین حداقل باید ۲۰ روزه (از زمان استخراج میکروسپور) باشند و جنین های جوان تر یا به گیاهچه تبدیل نمی شوند و یا زمان زیادی را برای آن سپری می کنند. آبسزیک اسید (ABA) را می توان بمنظور همگام سازی رشد جنین و ممانعت از تجزیه ی جنین، به محیط کشت اضافه نمود (Belmonte et al., 2006). شوک سرمایی 4 °C تحت فتوپریود ۸ ساعته برای ۱۰ روز از فاکتورهای تاثیر گذار در باززایی گیاه می باشد. پتری دیش های حاوی گیاهچه ها برای رشد کامل ریشه و برگ های سالم به روشنایی و دمای 27 °C منتقل می شوند، اما گیاهچه های فاقد ریشه به محیط کشت ریشه زایی حاوی همان ترکیب ذکر شده برای محیط کشت B5 جامد و اکسین انتقال می یابند. از دیگر فاکتورهای بسیار تاثیر گذار و مهم در باززایی موفق گیاهان دابل هاپلوئید سن محیط کشت میکروسپور و اندازه ی جنین ها برای انتقال به محیط کشت جامد می باشد. جنین های جوان تر از ۲۱ روز به گیاه کامل تبدیل نمی شوند و همچنین جنین های با کولتوپتیل کوچک و باز نشده در سایر مراحل کشت، رشد نخواهند نمود. تنها جنین های مسن تر از ۲۱ روز با کولتوپتیل باز شده بصورت عمودی و به موازات ساقه، گزینه های مناسبی برای تولید دابل هاپلوئید هستند. مسئله ی آلودگی یک مشکل جدی در کشت میکروسپور می باشد و موجب شکست های زیادی در کسب موفقیت نتایج مطلوب شده است.

می‌توان تعداد زیادی از این آلودگی‌ها را با استفاده از مواد ضد میکروبی نظیر PPM در محیط کشت کاهش داد. PPM از رشد باکتری‌ها و قارچ‌ها جلوگیری بعمل می‌آورد، بدون آنکه اختلالی در رشد جنین و باززایی جنین به گیاهچه بوجود بیاورد.



شکل ۴: پاسخ متفاوت سه ژنوتیب مختلف به کشت میکروسپور

کاشت دابل هاپلوئید

گیاهچه‌های سالم در بستر خا به انافد رشد با شرایط فتوپریودی ۱۶ ساعته و دمای روز/شب ۱۸/۲۲ درجه سانتیگراد انتقال می‌یابند کشت گیاهچه‌ها در سینی نشاء انجام می‌گیرد و به منظور حفظ رطوبت و سازگار شدن گیاهچه‌ها با شرایط طبیعی، به مدت یک هفته با درپوشی پوشانده می‌شود. گیاهچه‌های با بنیه‌ی قوی انتخاب و در گلدان دارای خاک و کود کاشته می‌شوند. بررسی و انتخاب گیاهان دابل هاپلوئید در مرحله‌ی گلدهی انجام می‌شود.

بررسی و انتخاب گیاهان دابل هاپلوئید

تکنیک القای دابل هاپلوئید ممکن است موجب باززایی گیاهچه‌های هاپلوئید نامناسب شود، بنابراین ضروریست پتانسیل گیاهچه‌های باززایی شده بررسی و انتخاب شود. چندین روش نظیر خصوصیات ریخت‌شناسی و تعیین پلوئیدی برای تمایز گیاه هاپلوئید و دابل هاپلوئید در دسترس هستند. خصوصیات ریخت‌شناسی بر پایه‌ی مشخصات بین گیاه بخشنده و گیاه باززایی شده برای باروری گرده، شکل ظاهری گل، شکل برگ، ارتفاع گیاه، بنیه گیاه و غیره می‌باشد. این روش به تجهیزات خاصی نیاز ندارد، بنابراین گیاهچه‌هایی که براساس این ویژگی‌ها انتخاب شوند، برای بررسی‌های بیشتر تا زمان گلدهی، به گلدان انتقال داده می‌شوند. گیاهان با گل‌های عقیم (معمولاً گیاه ضعیف، گل‌های کوچکتر و فاقد دانه گرده) بعنوان گیاه هاپلوئید شناسایی می‌شوند و حذف خواهند شد.

نتیجه‌گیری

تولید دابل هاپلوئید، بعنوان ابزاری موثر جهت تولید لاین‌های کاملاً خالص از والدین ناخالص در طی تنها یک مرحله، از فناوری‌های در حال ظهور در تعداد زیادی از برنامه‌های به‌نژادی می‌باشد. این فناوری در جنس براسیکا برای نخستین بار در سال ۱۹۷۵ بکار گرفته شد. شیوه‌نامه‌ی تولید دابل هاپلوئیدی در *B. napus* در دسترس قرار دارد. اگر چه آزمایشگاه‌های مختلف از روش‌های متفاوتی استفاده می‌کنند، ولی مراحل و مواد شیمیایی اصلی در بین آنها یکسان است. این فناوری در مطالعات ژنتیکی، نقشه‌یابی ژن، توسعه‌ی مارکرهای مولکولی، مکان یابی QTL، پژوهش‌های ترانسفورماسیون ژن نیز کارایی دارد. بعلاوه قادر است، بطور موثر با سایر روش‌های زیست فناوری ادغام شود و کارایی مطالعات را ارتقاء بخشد.

- 1- Ahmed, B., Shariatpanahi, ME., and Teixeira, da Silva JA. 2014. Efficient induction of microspore embryogenesis using abscisic acid, jasmonic acid and salicylic acid in *Brassica napus* L. *Plant Cell Tissue Organ Cult.* 116:343-351.
- 2- Belmonte, MF., Ambrose, SJ., Ross, AR., Abrams, SR., and Stasolla, C. 2006. Improved development of microspore-derived embryo cultures of *Brassica napus* cv. Topaz following changes in glutathione metabolism. *Physiologia Plantarum.* 127:690-700.
- 3- Charne, DG., and Beversdorf, WD. 1988. Improving microspore culture as a rapeseed breeding tool: the use of auxins and cytokinins in an induction medium. *Can. J. Bot.* 66:1671-1675.
- 4- Coventy, J., Kott, LS., and Beversdorf, WD. 1988. Manual of microspore culture technique for *Brassica napus*. Dep Crop Sci Technol Bull, OAC publication, Univ of Guelph, Guelph, Ont, Canada.
- 5- Elgsti, OJ., and Dustin, P. 1955. Colchicine - in agriculture, medicine, biology and chemistry. The Iowa State College Press, Ames, Iowa, USA.
- 6- Ferrie, AMR., and Caswell, KL. 2011. Isolated microspore culture techniques and recent progress for haploid and doubled haploid plant production. *Plant Cell Tiss. Organ Cult.* 104:301-309.
- 7- Gamburg, OL., Miller, RA and Ojima, K. 1968. Nutrient requirements of suspension cultures of soybean root cells. *Exp Cell Res.* 50:151-8.
- 8- Gland A, Lichter R and Schweiger HG. Genetic and exoneous factors affecting embryogenesis in isolated microspore cultures of *B. napus*. *J. Plant Physion.* 1988; 132:613-617.
- 9- Hansen., NJP and Andersen SB. In vitro chromosome doubling potential of colchicine, oryzalin, trifluralin, and APM in *Brassica napus* microspore culture. *Euphytica.* 1996; 88:159-164.
- 10- Johansson L. Effects of activated charcoal in anther cultures. *Plant Physiol.* 1983; 59:397-403.
- 11- Li X, Guan C and Guan M. Microspore culture of F1 hybrid between *Brassica napus* and *Brassica juncea* is the effective way on breeding. 13th International Congress, Prague, Czech Republic. 2011; 90-91.
- 12- Loh CS, Ingram DS and Hanke DE. Cytokinins and the regeneration of plantlets from secondary embryoids of winter oilseed rape, *Brassica napus* spp. *Oleifera.* *New Phytol.* 1983; 95:349-358.
- 13- Ludford RJ. The action of toxic substances upon the division of normal and malignant cells in vitro and in vivo. *Arch. F. Exp. Zellf.* 1936; 18:411-441.
- 14- Malek MA, Ismail MR, Rafii MY and Rahman M. Synthetic *Brassica napus* L.: Development and Studies on Morphological Characters, Yield Attributes, and Yield. *The Scientific World Journal*2012, Article ID 416901. 6.
- 15- Maluszynska J. Cytogenetic tests for ploidy level analyses – chromosome counting. InMaluszynski M, Kasha KJ, Forster BP, Szarejko I, *Doubled Haploid Production in Crop Plants: A Manual*,Kluwer Academic Publishers, ISBN 1-4020-1544-5, Dordrecht. 2003; 391-395.
- 16- Möllers C, Iqbal MCM and Röbbelen G. 1994. Efficient production of double haploid *Brassica napus* plants by colchicine treatment of microspores. *Euphytica.* 1994; 75:95-104.
- 17- Niel E and Scherrmann JM. Colchicine today. *Joint Bone Spine.* 2006; 73:672-8.
- 18- Ouyang JW, Liang H, Jia SE, Zhang C, Zhao TH, He LZ and Jia X. Studies on the chromosome doubling of wheat pollen plants. *Plant Science.* 1994; 98:209-214.
- 19- Polsoni L, Kott LS and Beversdorf WD. Large scale microspore culture technique for mutation selection in *Brassica napus*. *Can. J. Bot.* 1988; 66:1681-1685.
- 20- Rahman H, Bennett RA and Séguin-Swartz G. Broadening genetic diversity in *Brassica napus* canola: Development of canola-quality spring *B. napus* from *B. napus*, *B. oleracea* var. alboglabra interspecific crosses. *Can. J. Plant Sci.* 2015; 95:2941.
- 21- Rück A, Palme K, Venis MA, Napier RM and Felle HH. Patch-clamp analysis establishes a role for an auxin binding protein in the auxin stimulation of plasma membrane current in *Zea mays* protoplasts. *The Plant Journal.* 1993; 4:41-46.
- 22- Schlesinger M, Ilfeld D, Handzel ZT, Altman Y, Kuperman O, Levin S, Bibi C, Netzer L and Trainin N. Effect of colchicine on immunoregulatory abnormalities in familial Mediterranean fever. *Clin Exp Immunol.* 1983; 54:73-9.
- 23- Snowdon RJ. Cytogenetics and genome analysis in Brassica crops. *Chromosome Res.* 2007; 15:85-95.
- 24- Soriano M, Cistué L, Vallés MP and Castillo AM. Effects of colchicine on anther and microspore culture of bread wheat (*Triticum aestivum* L.). *Plant Cell Tiss. Organ Cult.* 2007; 91:225-234.
- 25- Takahira J, Cousin A, Nelson MN and Cowling WA. Improvement in efficiency of microspore culture to produce doubled haploid canola (*Brassica napus* L.) by flow cytometry. *Plant Cell Tiss. Organ Cult.* 2011; 104:51-59.
- 26- Testillano PS and Risueño MC. Tracking gene and protein expression during microspore embryogenesis by Confocal Laser Scanning Microscopy. In Touraev A, Forster BP, Mohan Jain S (edt), Springer Science and Bussines Media, UK, *Advances in Haploid Production in Higher Plant.* 2009; 339-347.
- 27- Wang H, Dong B, Jiang J, Fang W, Guan Z, Liao Y, Chen S and Chen F. Characterization of in vitro haploid and doubled haploid *Chrysanthemum morifolium* plants via unfertilized ovule culture for phenotypical traits and DNA methylation pattern. *Front Plant Sci.* 2014; 5:738.
- 28- Zaki AM and Dickinson HG. Structural changes during the first divisions of embryos resulting from anther and free microspore culture in *B.napus*. *Protoplasma.* 1990; 156:149-162.
- 29- Zhao J and Simmonds DH. Application of trifluralin to embryogenic microspore cultures to generate doubled haploid plants in *Brassica napus*. *Physiologia Plantarum.* 2006; 95:304-309.
- 30- Zhao JP, Simmonds DH and Newcomb W. High frequency production of doubled haploid plants of *Brassica napus* cv. Topas derived from colchicine-induced microspore embryogenesis without heat shock. *Plant Cell Rep.* 1996; 15:668-671.

تغذیه آفتابگردان Sunflower nutrition

مهری برومند: کارشناس خاکشناسی مر تحقیقات کاربردی و تولید بذر شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

آفتابگردان یکی از مهمترین گیاهان دانه روغنی در جهان است که بین ۵۲-۴۸ درصد روغن با کیفیت دارد علاوه بر آن به صورت آجیلی در مصرف انسان و همچنین در تغذیه دام و پرندگان نیز استفاده گردیده و در صنایع کنسروسازی و رنگ نیز دارای اهمیت است (Silva and Freitas, 2008). تامین عناصر غذایی به مقدار بهینه و در زمان مناسب یکی از عوامل مهم در افزایش عملکرد کمی و کیفی آفتابگردان است (نورقلی پور و میرزاپور ۱۳۹۵). خاک به عنوان مخزن طبیعی عناصر غذایی عمل می کند. در صورتیکه مقدار مواد مغذی مصرف شده توسط گیاه به شکل مناسبی جایگزین نشود خاک از عناصر غذایی تخلیه می گردد. آزمون خاک روشی سریع، کم خرج و دقیق بوده و می تواند به موقع انجام شده و پایه و اساس توصیه کودی قرار گیرد. جهت برآورد توصیه کودی آفتابگردان پس از تعیین مقدار عملکرد، بر اساس مقدار عنصر قابل استفاده موجود و اقلیم منطقه توصیه کودی ارائه می گردد.

اطلاع از خصوصیات اقلیمی مناطق در مدیریت زراعی آفتابگردان موثر خواهد بود. غالب مناطق مستعد کشت آفتابگردان در ۴ پهنه زیر قرار می گیرد:

خشک با زمستان خنک و تابستان گرم تا خیلی گرم:

از جمله این مناطق استانهای خوزستان، بوشهر، سیستان و بلوچستان، هرمزگان و مناطق گرم استانهای کرمانشاه، ایلام، لرستان، خراسان جنوبی، کهگیلویه و بویراحمد، فارس، کرمان، قم را نام برد.

نیمه خشک با زمستان خنک و تابستان گرم:

عمدتا شامل مناطقی از مازندران، گلستان و مغان می باشد

نیمه خشک با زمستان سرد و تابستان گرم:

استانهای تهران، مرکزی، فارس (مرودشت، شیراز و زرقان)، کرمانشاه (کرمانشاه، اسلام آباد و ماهدشت)، لرستان (خرم آباد و بروجرد)، سمنان (گرمسار و سمنان)، زاهدان (خاش)، خراسان (نیشابور، مشهد و تربت حیدریه)، اصفهان، یزد و کرمان

نیمه خشک با زمستان سرد و تابستان معتدل:

استانهایی مانند آذربایجان شرقی و غربی، زنجان، همدان، کردستان، چهارمحال و بختیاری مناطق سرد استانهای لرستان (ازنا، الیگودرز و درود)، کرمانشاه (صحنه، کنگاور، سقز و روانسر)، سمنان (شاهرود)، خراسان (قوچان، شیروان و بجنورد)، فارس (اقلید)، اصفهان (داران و گلپایگان)، مرکزی (اراک، خمین و شازند)، کرمان (بردسیر)

خاک مناسب گیاه آفتابگردان

آفتابگردان در انواع خاکها رشد می کند اما خاکهای بسیار سنگین و فاقد ساختمان به دلیل محدود کردن رشد ریشه، مناسب آن نیستند. به طور کلی عملکرد آفتابگردان در خاکهای شنی با زهکشی مناسب بیشتر از خاکهای رسی است. تاحدی متحمل به خشکی و شوری است و تحمل آن به شوری از لوبیا یا سویا بیشتر است. این گیاه در خاکهای خنثی تا قلیایی با $pH = 6/5 - 8$ به خوبی رشد می کند.

تغذیه و کوددهی گیاه آفتابگردان

تولید هر تن دانه آفتابگردان سبب خروج ۴۰-۶۰ کیلوگرم نیتروژن (ازت)، ۱۵-۳۳ کیلوگرم اکسید فسفر (P_2O_5) و ۷۵-۱۲۰ کیلوگرم اکسید پتاسیم (K_2O) از خاک می شود (زارعی سیاه بیدی و همکاران، ۱۳۹۶) در نتیجه به نظر می رسد با در نظر گرفتن نیاز خاک، مقدار ۶۰-۱۲۰ کیلوگرم کود ازت خالص، ۶۰-۱۲۰ کیلوگرم اکسید فسفر خالص و خاکهای شنی و اسیدی به حدود ۵۰-۱۰۰ کیلوگرم اکسید پتاسیم نیاز دارند. مقدار مصرف کود باید براساس آزمون خاک تعیین گردد. به طور معمول یک سوم تا نصف کود ازته را قبل از کاشت و بقیه را به همراه یا قبل از زدن کولتیواتور بین ردیفها (۶-۸ برگی) و اواسط فصل رشد در مرحله ستاره سو شدن (تشکیل غنچه) در خاک مصرف گردیده و پس از آن آبیاری می شود. در مصرف کودهای ازته باید احتیاط کرد چرا که مصرف بیش از حد کود ازته دوره رشد و زندگی گیاه را طولانی تر کرده و سبب دیررسی محصول در کشتهای دوم می گردد که ممکن است با کاهش دما و بارندگی مواجه شده و برداشت با مشکل روبرو شود و محصول به خوبی خشک نگردد. کودهای فسفره و پتاسه نیز قبل از کاشت در زمین مصرف می گردند. استفاده از کودهای ریزمغذی مانند آهن، منگنز، روی و... نیز در زراعت آفتابگردان نیاز بوده و در نهایت سبب افزایش عملکرد گیاه می شوند (زارعی سیاه بیدی و همکاران، ۱۳۹۶).

کودهای مورد نیاز آفتابگردان

در صورت عدم انجام آزمون خاک، ۱۰۰ تا ۱۵۰ کیلوگرم در هکتار ازت خالص، ۵۰ تا ۱۰۰ کیلوگرم فسفر و پتاس خالص در هکتار توصیه می‌گردد. تمام کودهای فسفره و پتاسه به همراه ۵۰ تا ۷۵ کیلوگرم ازت خالص در هکتار قبل از کاشت به زمین داده و مابقی کود ازته در مرحله ۶ تا ۸ برگی به صورت سرک مصرف گردد یا ازت را در سه قسم (در مرحله تشکیل غنچه) نیز می‌توان استفاده کرد (مؤسسه تحقیقات اصلاح و تهیه نهال و بذر، ۱۳۸۶)

جهت نتیجه بهتر باید کوددهی بر مبنای آزمون خاک صورت پذیرد. در جدول ۱ حد بحرانی عناصر غذایی در خاکهای زیر کشت آفتابگردان آورده شده است.

جدول ۱- حد بحرانی عناصر غذایی (میلیگرم در کیلوگرم) در خاک های زیر کشت آفتابگردان (ملکوتی و همکاران، ۱۳۸۴)

فسفر	پتاسیم	آهن	روی	مس	منگنز	بور
۱۵	۲۵۰	۷	۱	۵	۱	۱

مقادیر مصرف کودهای نیتروژنه با استفاده از آزمون خاک:

جداول ۲ الی ۴ مقدار کود اوره مورد نیاز با توجه درصد کربن آلی خاک، اقلیم مورد کشت و میزان عملکرد مورد انتظار نشان می‌دهد. در صورتی که نوع کود مصرفی از نوع سولفات آمونیوم یا نیترات آمونیوم باشد بوسیله فرمولهای ۱ و ۲ می‌توان مقادیر آنها را محاسبه نمود:

فرمول ۱: مقدار کود برحسب سولفات آمونیوم = $۲/۲ \times$ مقدار کود اوره به دست آمده از جدول

فرمول ۲: مقدار کود برحسب نیترات آمونیوم = $۱/۵ \times$ مقدار کود اوره به دست آمده از جدول

جدول ۲- توصیه کودی اوره برای آفتابگردان در پهنه خشک و نیمه خشک با زمستان خنک و تابستان گرم تا خیلی گرم (کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزابور ۱۳۹۵)

عملکرد دانه (کیلوگرم در هکتار)									درصد کربن آلی خاک
۲۰۰۰	۲۲۵۰	۲۵۰۰	۲۷۵۰	۳۰۰۰	۳۲۵۰	۳۵۰۰	۳۷۵۰	۴۰۰۰	
۲۳۵	۲۶۰	۲۷۰	۲۸۰	۲۹۰	۳۰۰	۳۱۰	۳۲۰	۳۵۰	<۰/۲
۲۲۵	۲۴۰	۲۵۰	۲۶۰	۲۷۰	۲۸۰	۲۹۰	۳۱۰	۳۳۰	۰/۴
۲۰۰	۲۱۰	۲۲۰	۲۳۰	۲۴۰	۲۶۰	۲۸۰	۳۰۰	۳۲۰	۰/۶
۱۸۵	۲۰۰	۲۱۰	۲۲۰	۲۳۰	۲۵۰	۲۷۰	۲۹۰	۳۱۰	۰/۸
۱۷۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۱۰	۲۲۰	۲۴۰	۲۶۰	۲۸۰	۳۰۰	۱
۱۶۰	۱۷۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۱۰	۲۳۰	۲۵۰	۲۷۰	۲۹۰	۱/۲
۱۵۵	۱۶۵	۱۷۵	۱۹۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۴۰	۲۶۰	۲۸۰	۱/۴
۱۴۵	۱۵۵	۱۶۵	۱۸۰	۱۹۰	۲۱۰	۲۳۰	۲۵۰	۲۷۰	۱/۶
۱۴۰	۱۵۰	۱۶۰	۱۷۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۴۰	۲۶۰	۱/۸
۱۲۰	۱۳۰	۱۴۰	۱۵۰	۱۶۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۵	۲

جدول ۳- برآورد میزان اوره مورد نیاز آفتابگردان برحسب کیلوگرم در هکتار در پهنه ی نیمه خشک با زمستان سرد و تابستان گرم (کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزابور ۱۳۹۵)

عملکرد دانه (کیلوگرم در هکتار)									درصد کربن آلی خاک
۲۰۰۰	۲۲۵۰	۲۵۰۰	۲۷۵۰	۳۰۰۰	۳۲۵۰	۳۵۰۰	۳۷۵۰	۴۰۰۰	
۱۶۵	۱۸۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۴۰	۲۶۰	۲۸۰	۳۰۰	۳۲۰	<۰/۲
۱۴۵	۱۶۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۴۰	۲۶۰	۲۸۰	۳۰۰	۰/۴
۱۲۵	۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۴۰	۲۶۰	۲۸۰	۰/۶
۱۱۵	۱۲۰	۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۴۰	۲۶۰	۰/۸
۸۵	۱۰۰	۱۲۰	۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۲۱۰	۲۲۰	۲۴۰	۱
۷۵	۹۰	۱۱۰	۱۳۰	۱۷۰	۱۷۰	۱۹۰	۲۱۰	۲۳۰	۱/۲
۶۵	۸۰	۱۰۰	۱۱۰	۱۵۰	۱۵۰	۱۸۰	۱۹۰	۲۱۰	۱/۴
۴۵	۶۰	۸۰	۱۰۰	۱۲۰	۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۲۰۰	۱/۶
۲۵	۴۰	۶۰	۸۰	۱۰۰	۱۲۰	۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۱/۸
۱۵	۲۰	۳۰	۴۰	۶۰	۸۰	۱۰۰	۱۲۰	۱۵۰	۲

جدول ۶- برآورد مقدار سوپرفسفات تریپل مورد نیاز آفتابگردان بر حسب کیلوگرم در هکتار در پهنه خشک و نیمه خشک با زمستان خنک و تابستان گرم تا خیلی گرم (کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزاپور ۱۳۹۵)

عملکرد دانه (کیلوگرم در هکتار)									فسفر قابل جذب خاک mg.kg ⁻¹
۲۰۰۰	۲۲۵۰	۲۵۰۰	۲۷۵۰	۳۰۰۰	۳۲۵۰	۳۵۰۰	۳۷۵۰	۴۰۰۰	
۱۲۰	۱۳۵	۱۵۰	۱۶۵	۱۸۰	۱۹۵	۲۱۰	۲۲۵	۲۴۰	<۲
۱۱۰	۱۲۵	۱۴۰	۱۵۵	۱۷۰	۱۸۵	۲۰۰	۲۱۵	۲۲۵	۴
۱۰۰	۱۱۵	۱۳۰	۱۴۵	۱۶۰	۱۷۵	۱۸۵	۱۹۵	۲۰۵	۶
۹۰	۱۰۵	۱۲۰	۱۳۵	۱۵۰	۱۶۰	۱۶۵	۱۷۵	۱۸۵	۸
۸۰	۹۵	۱۱۰	۱۲۰	۱۳۰	۱۴۰	۱۴۵	۱۵۵	۱۶۵	۱۰
۷۰	۸۵	۹۰	۱۰۰	۱۱۰	۱۲۰	۱۲۵	۱۳۵	۱۴۵	۱۲
۶۰	۷۵	۷۰	۸۰	۹۰	۱۰۰	۱۰۵	۱۱۵	۱۲۵	۱۴
۵۵	۷۰	۶۰	۷۰	۸۰	۹۰	۹۵	۱۰۵	۱۱۵	۱۵
.	>۱۶

جدول ۷- برآورد مقدار سوپرفسفات تریپل مورد نیاز آفتابگردان بر حسب کیلوگرم در هکتار در پهنه نیمه خشک با زمستان سرد و تابستان گرم (کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزاپور ۱۳۹۵)

عملکرد دانه (کیلوگرم در هکتار)									فسفر قابل جذب خاک mg.kg ⁻¹
۲۰۰۰	۲۲۵۰	۲۵۰۰	۲۷۵۰	۳۰۰۰	۳۲۵۰	۳۵۰۰	۳۷۵۰	۴۰۰۰	
۱۳۵	۱۵۰	۱۶۵	۱۸۰	۱۹۵	۲۱۰	۲۲۵	۲۴۰	۲۵۵	<۲
۱۲۵	۱۴۰	۱۵۵	۱۷۰	۱۸۵	۲۰۰	۲۱۵	۲۳۰	۲۴۰	۴
۱۱۵	۱۳۰	۱۴۵	۱۶۰	۱۷۵	۱۹۰	۲۰۰	۲۱۰	۲۲۰	۶
۱۰۵	۱۲۰	۱۳۵	۱۵۰	۱۶۵	۱۷۵	۱۸۰	۱۹۰	۲۰۰	۸
۹۵	۱۱۰	۱۲۵	۱۳۵	۱۴۵	۱۵۵	۱۶۰	۱۷۰	۱۸۰	۱۰
۸۵	۱۰۰	۱۰۵	۱۱۵	۱۲۵	۱۳۵	۱۴۰	۱۵۰	۱۶۰	۱۲
۷۵	۸۰	۸۵	۹۵	۱۰۵	۱۱۵	۱۲۰	۱۳۰	۱۴۰	۱۴
۷۰	۷۰	۷۵	۸۵	۹۵	۱۰۵	۱۱۰	۱۲۰	۱۳۰	۱۵
.	>۱۶

مقادیر مصرف کودهای پتاسه با استفاده از آزمون خاک:

نیاز آفتابگردان به پتاسیم زیاد بوده و بسیار بیشتر از زراعت‌هایی مانند گندم، پنبه و حتی چغندر قند است. مقدار پتاسیم جذب شده از هر هکتار با عملکرد ۳/۵ تن دانه در هکتار حدود ۳۸۵ کیلوگرم است که تقریباً ۳۰۰ کیلوگرم از پتاسیم جذب شده، پس از برداشت محصول در مزرعه باقی مانده و به خاک برگردانده می‌شود.

اگرچه سیستم ریشه آفتابگردان می‌تواند از مواد غذایی اعماق خاک نیز استفاده نماید اما وجود مقادیر زیاد منیزیم در خاک‌ها، اغلب محدودیت‌هایی را در جذب پتاسیم توسط گیاه بوجود می‌آورد. بنابراین مقدار پتاسیم مورد نیاز باید از طریق آزمون خاک و بر طبق برآورد عملکرد مورد انتظار تعیین شود (خادمی و همکاران، ۱۳۸۴).

جداول ۸ الی ۱۰ مقدار کود سولفات پتاسیم مورد نیاز آفتابگردان را بر اساس میزان پتاسیم خاک، عملکرد مورد نیاز و اقلیم نشان می‌دهند. با استفاده از فرمول ۶ می‌توان مقدار کلرید پتاسیم مورد نیاز را به دست آورد.

فرمول ۶: مقدار کود برحسب کلرید پتاسیم = $0.833 \times$ مقدار کود سولفات پتاسیم به دست آمده از جدول

لازم به ذکر است اعداد این جداول برای خاک‌های با بافت سبک تا متوسط بوده و در خاک‌های با بافت سنگین (مقدار رس بیش از ۳۰ درصد) مقدار ۱۰ درصد به مقادیر کودهای پتاسیمی مورد نیاز افزوده می‌شود.

جدول ۸- برآورد سولفات پتاسیم مورد نیاز آفتابگردان بر حسب کیلوگرم در هکتار در پهنه‌ی نیمه خشک با زمستان سرد و تابستان معتدل (کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزاپور ۱۳۹۵)

عملکرد دانه (کیلوگرم در هکتار)									پتاسیم قابل جذب خاک $mg.kg^{-1}$
۲۰۰۰	۲۲۵۰	۲۵۰۰	۲۷۵۰	۳۰۰۰	۳۲۵۰	۳۵۰۰	۳۷۵۰	۴۰۰۰	
۱۷۰	۱۹۰	۲۱۰	۲۳۰	۲۵۰	۲۶۵	۲۸۰	۲۹۵	۳۱۵	<۱۰۰
۱۵۰	۱۷۰	۱۹۰	۲۱۰	۲۳۰	۲۳۵	۲۵۰	۲۶۵	۲۸۵	۱۲۰
۱۳۰	۱۵۰	۱۷۰	۱۹۰	۲۱۰	۲۱۵	۲۳۰	۲۴۵	۲۶۰	۱۴۰
۱۱۰	۱۳۰	۱۵۰	۱۷۰	۱۹۰	۱۹۵	۲۱۰	۲۲۵	۲۴۰	۱۶۰
۹۰	۱۱۰	۱۳۰	۱۵۰	۱۷۰	۱۷۵	۱۹۰	۲۰۵	۲۲۰	۱۸۰
۷۰	۹۰	۱۱۰	۱۳۰	۱۵۰	۱۵۵	۱۷۰	۱۸۵	۲۰۰	۲۰۰
۶۵	۷۰	۹۰	۱۱۰	۱۳۰	۱۳۵	۱۵۰	۱۶۵	۱۸۰	۲۲۰
۶۵	۶۵	۷۰	۹۰	۱۱۰	۱۱۵	۱۳۰	۱۴۵	۱۶۰	۲۴۰
.	.	۶۵	۷۰	۹۰	۹۵	۱۱۰	۱۲۵	۱۴۰	۲۵۰

جدول ۹- برآورد سولفات پتاسیم مورد نیاز آفتابگردان بر حسب کیلوگرم در هکتار در پهنه‌ی خشک و نیمه خشک با زمستان خنک و تابستان گرم تا خیلی گرم (کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزاپور ۱۳۹۵)

عملکرد دانه (کیلوگرم در هکتار)									پتاسیم قابل جذب خاک $mg.kg^{-1}$
۲۰۰۰	۲۲۵۰	۲۵۰۰	۲۷۵۰	۳۰۰۰	۳۲۵۰	۳۵۰۰	۳۷۵۰	۴۰۰۰	
۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۲۰	۲۳۵	۲۵۰	۲۶۵	۲۸۵	<۱۰۰
۱۲۰	۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۲۰۰	۲۰۵	۲۲۰	۲۳۵	۲۵۵	۱۲۰
۱۰۰	۱۲۰	۱۴۰	۱۶۰	۱۸۰	۱۸۵	۲۰۰	۲۱۵	۲۳۰	۱۴۰
۸۰	۱۰۰	۱۲۰	۱۴۰	۱۶۰	۱۶۵	۱۸۰	۱۹۵	۲۱۰	۱۶۰
۶۰	۸۰	۱۰۰	۱۲۰	۱۴۰	۱۴۵	۱۶۰	۱۷۵	۱۹۰	۱۸۰
۵۰	۶۰	۸۰	۱۰۰	۱۲۰	۱۲۵	۱۴۰	۱۵۵	۱۷۰	۲۰۰
۵۰	۵۰	۶۰	۸۰	۱۰۰	۱۰۵	۱۲۰	۱۳۵	۱۵۰	۲۲۰
۵۰	۵۰	۵۰	۶۰	۸۰	۸۵	۱۰۰	۱۱۵	۱۳۰	۲۴۰
.	.	۵۰	۵۰	۶۰	۶۵	۸۰	۹۵	۱۱۰	۲۵۰

جدول ۱۰- برآورد سولفات پتاسیم مورد نیاز آفتابگردان بر حسب کیلوگرم در هکتار در پهنه‌ی نیمه خشک با زمستان سرد و تابستان گرم (کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزاپور ۱۳۹۵)

عملکرد دانه (کیلوگرم در هکتار)									پتاسیم قابل جذب خاک $mg.kg^{-1}$
۲۰۰۰	۲۲۵۰	۲۵۰۰	۲۷۵۰	۳۰۰۰	۳۲۵۰	۳۵۰۰	۳۷۵۰	۴۰۰۰	
۱۵۵	۱۷۵	۱۹۵	۲۱۵	۲۳۵	۲۵۰	۲۶۵	۲۸۰	۳۰۰	<۱۰۰
۱۳۵	۱۵۵	۱۷۵	۱۹۵	۲۱۵	۲۲۰	۲۳۵	۲۵۰	۲۷۰	۱۲۰
۱۱۵	۱۳۵	۱۵۵	۱۷۵	۱۹۵	۲۰۰	۲۱۵	۲۳۰	۲۴۵	۱۴۰
۹۵	۱۱۵	۱۳۵	۱۵۵	۱۷۵	۱۸۰	۱۹۵	۲۱۰	۲۲۵	۱۶۰
۷۵	۹۵	۱۱۵	۱۳۵	۱۵۵	۱۶۰	۱۷۵	۱۹۰	۲۰۵	۱۸۰

۵۵	۷۵	۹۵	۱۱۵	۱۳۵	۱۴۰	۱۵۵	۱۷۰	۱۸۵	۲۰۰
۵۰	۵۵	۷۵	۹۵	۱۱۵	۱۲۰	۱۳۵	۱۵۰	۱۶۵	۲۲۰
۵۰	۵۰	۵۵	۷۵	۹۵	۱۰۰	۱۱۵	۱۳۰	۱۴۵	۲۴۰
.	۵۰	۵۰	۶۵	۸۵	۹۰	۱۰۵	۱۲۰	۱۳۵	۲۵۰

مقادیر مصرف کودهای ریزمغذی با استفاده از آزمون خاک:

به دلیل خصوصیات اغلب خاک‌های ایران مانند pH بالا و وجود کربنات کلسیم جذب عناصر ریزمغذی توسط گیاهان با مشکل مواجه است. در نتیجه بدهی است که در اکثر مناطق کشور کمبود این عناصر را به همراه افت کمی و کیفی محصول مشاهده می‌شود. البته به طور معمول نقش عناصر کم مصرف بیشتر در عملکردهای بالا نمایان می‌گردد. در جدول ۱۱ مقادیر توصیه شده کودهای ریزمغذی بر اساس آزمون خاک آورده شده است. توجه داشته باشید که بور به صورت نواری نباید استفاده گردد. چنانچه بور بیش از مقدار مورد نیاز مصرف شود در گیاه ایجاد سمیت خواهد کرد بنابراین تنها در صورت کمبود بور در خاک مصرف گردد. در توصیه کودی بور باید مقدار آن در آب آبیاری نیز مدنظر قرار گیرد. برگپاشی (محلول پاشی) روی، منگنز، آهن و بر به غلظت دو در هزار و مس به غلظت یک در هزار به همراه دو کیلوگرم اوره در یک هزار لیتر آب در یک هکتار در دو نوبت مصرف شود. نوبت اول در مرحله ۶-۷ برگگی و نوبت دوم: قبل از باز شدن غنچه‌ها.

جدول ۱۱- توصیه کودهای ریزمغذی برای آفتابگردان (برحسب کیلوگرم در هکتار) (نورقلی پور و میرزاپور ۱۳۹۵)

سولفات روی		اسید بوریک		سولفات مس		سولفات آهن		عناصر ریزمغذی در خاک (میلی گرم در کیلوگرم)
سولفات روی	برگپاشی	سولفات روی	برگپاشی	سولفات مس	برگپاشی	سولفات آهن	برگپاشی	مقدار ریزمغذی در خاک (میلی گرم در کیلوگرم)
۴۰	۲	۳۵	۲	۲۴	۱	۲	۲	۰/۱
۳۵	۲	۳۰	۲	۲۱	۱	۲	۲	۰/۲
۳۰	۲	۲۵	۲	۱۸	۱	۲	۲	۰/۳
۲۵	۲	۲۰	۲	۱۵	۱	۲	۲	۰/۴
۲۰	۲	۱۵	.	۱۲	۱	۲	۲	۰/۵
۱۵	۲	۱۰	.	۹	۱	۲	۲	۰/۶
۱۰	۲	.	.	۶	۱	۲	۲	۰/۷
۱۰	۲	.	.	۳	۱	۲	۲	۰/۸
.	۲	۲	۰/۹
.	۲	۲	۱
.	۲	۲	۱/۵
.	۲	۲	۲
.	۲	۲	۲/۵
.	۲	۲	۳
.	۲	۲	۳/۵
.	۲	۲	۴
.	۲	۲	۴/۶
.	>۵

برنامه کوددهی آفتابگردان:

همانطور که در بالا ذکر شد جهت دستیابی به عملکردی مطلوب از نظر کمی و کیفی کوددهی باید بر طبق آزمون خاک و مقادیر مورد نیاز آنها منطبق با نیاز گیاه صورت گیرد تا بهترین نتیجه حاصل گردد. در ادامه (جدول ۱۲) تقویم کوددهی آفتابگردان منطبق بر مراحل فنولوژیکی گیاه آورده شده است.

جدول ۱۲- تقویم کوددهی آفتابگردان منطبق بر مراحل فنولوژیکی

مرحله فنولوژی نوع کود	قبل از کاشت	جوانه زنی	رشد رویشی	غنچه دهی	گلدهی
کوددهی نیتروژن	۳۰ درصد توصیه (آبیاری سوم)		۳۵ درصد توصیه	۳۵ درصد توصیه	
کوددهی فسفر	۱۰۰ درصد توصیه ترجیحا به صورت نواری				
کوددهی پتاسیم	۱۰۰ درصد توصیه ترجیحا به صورت نواری				
کودهای آلی	توسط دیسک با خاک مخلوط شود				
کودهای زیستی	تلقیح بذر آفتابگردان با مایه تلقیح باکتری‌های محرك رشد PGPR				
کودهای حاوی عناصر ریزمغذی			محلول پاشی		
اسید هیومیک			همراه با آبیاری	همراه با آبیاری	
کودهای محلول با پتاسیم بالا				محلول پاشی	
کودهای محلول با فسفر بالا			محلول پاشی		

منابع :

۱. پی‌نام. ۱۳۸۶. دستورالعمل تولید آفتابگردان در مناطق مختلف کشور. مؤسسه تحقیقات اصلاح و تهیه نهال و بذر بخش تحقیقات دانه روغنی
۲. خادمی، ز.، مهاجرمیانی، پ.، بلالی، م. ر.، درودی، م. س.، ملکوتی، م. ج. ۱۳۸۴. بهینه‌سازی توصیه کود برای تعدادی از محصولات استراتژیک با استفاده از مدل کامپیوتری. گزارش نهایی پروژه، ۸۴/۱۰۳۶۰ مورخ ۱۳۸۴/۱۱/۲۳ مرکز اطلاعات و مدارک علمی کشاورزی، سازمان تحقیقات کشاورزی، تهران، ایران.
۳. زارعی سیاه بیدی، ا.، رضایی زاد، ع.، الیاس پور، س. ۱۳۹۶. زراعت آفتابگردان. مدیریت هماهنگی ترویج سازمان جهاد کشاورزی استان کرمانشاه - اداره رسانه های آموزشی
۴. ملکوتی، م. ج.، مشیری، ف.، غیبی، ن. ۱۳۸۴. حد مطلوب غلظت عناصر غذایی در خاک و برخی از محصولات زراعی و باغی. موسسه تحقیقات آب و خاک.
۵. نورقلی پور، ف.، میرزایپور، م. ه. ۱۳۹۵. دستورالعمل مدیریت تلفیقی حاصلخیزی خاک و تغذیه آفتابگردان. نشریه فنی ۵۳۹. موسسه تحقیقات آب و خاک،
6. Silva, P.R.F., and Freitas, T.F.S. 2008. Biodiesel: the charge and the bond of the fuel producing. Rural Sci. Santa Maria. 38(3): 843-851.

تاثیر روش‌های مختلف گرده‌افشانی بر گیاه دانه روغنی کلزا (*Brassica napus*) صفات رشدی گیاه و عملکرد کلزا

Effects of Different Pollination Methods on canola (*Brassica napus*) Plant Growth Traits and Yield

صلاح معتمدی: کارشناس به زراعی مرکز تحقیقات کاربردی و تولید بذر شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

دانه روغنی کلزا سومین محصول روغنی مهم در جهان است (Zhang et al., 2021). روغن کلزا با کیفیت بالا مورد قبول متخصصان تغذیه است و از آن به عنوان یکی از بهترین روغن‌های خوراکی و همچنین منبع غذایی مهمی برای دام و از طرفی مورد استفاده در محصولات صنعتی خاص است (Cong et al., 2020). بنابراین، همواره توسعه کشت کلزا در دستور کار کشورها بود بویژه آنکه این توسعه از طریق گسترش هیبریدهای جدید و متنوع کلزا صورت می‌گیرد (Cong et al., 2020). تولید بذور هیبرید با قدرت جوانه‌زنی بالا یکی از مزیت‌های این گیاهان بوده که سبب افزایش عملکرد خواهد شد. رشد سریع، یکنواخت و آسان‌تر نسبت به بذورهای محلی، تولید بذر مرغوب‌تر، مقاومت بالا در مقابل آفات و بیماری‌ها و سازگاری با شرایط آب و هوای منطقه توصیه شده از مزیت‌های بذور هیبرید با کیفیت می‌باشد (Sun et al., 2020). از عوامل اصلی ایجاد نسل جدید در مزارع کلزا، گرده افشانی گل‌ها می‌باشد. روش‌های گرده‌افشانی سنتی شامل باد (NW⁴)، گرده افشانی دستی و گرده افشانی توسط حشرات است. گرده افشانی با باد اقتصادی‌ترین روش است، اما در عین حال غیر قابل پیش‌بینی‌ترین روش نیز می‌باشد، زیرا سرعت و جهت باد محیطی قابل کنترل نیست (Zhang et al., 2021). گرده افشانی دستی ناکارآمد است و برای تولید بذر کلزا در مقیاس وسیع مناسب نیست. گرده افشانی حشرات، به ویژه زنبور عسل (HB⁵)، برای بازده بالای کلزا حیاتی است (Allen-Wardell et al., 1998). زنبور عسل به عنوان مهم‌ترین عامل گرده‌افشانی در بین حشرات در نظر گرفته شده است (Cordeiro et al., 2021). در سال‌های اخیر، با بهبود سطح مکانیزاسیون، ماشین‌آلات کشاورزی هوشمند بیشتری مورد استفاده قرار گرفته‌اند که توسعه سیستم‌های کشاورزی بدون سرنشین (UAAS⁶) بواسطه پهپادها یک مورد رایج از آن است. پهپادها در کشاورزی برای حفاظت از محصولات (Zhang et al., 2020)، سنجش از دور (Zhang et al., 2019)، محلول‌پاشی هوایی و پخش هوایی بذر و حتی گرده افشانی تکمیلی مورد استفاده قرار گرفته است (Zhang et al., 2021). جهت انجام آزمایش ذکر شده یک توری ۶۰ مش با اندازه مش ۰٫۲۵ میلی‌متر در ۰٫۲۵ میلی‌متر، یک کندو حاوی حدود هزار زنبور عسل و پهپاد مدل UAAS P20 ساخت کشور چین. (همانطور که در شکل ۱ نشان داده شده است) در آزمون‌های گرده افشانی استفاده شد. توری‌ها برای احاطه منطقه مورد نظر جهت جلوگیری از گرده افشانی حشرات استفاده شدند و پهپاد نیز برای گرده افشانی به دور پهپاد مستقیم (UAAS) و پهپاد + باد طبیعی (NW+UAAS) استفاده شد. بوته‌های کلزا در مناطق گرده افشانی مورد نظر توسط آب و کود یکسان مدیریت شدند. توری‌ها اغلب در تولید محصولات زراعی استفاده شده و می‌توانند به طور موثری از ورود حشرات جلوگیری کرده و دما، رطوبت و سایر شرایط موجود را تنظیم کنند (Huang et al., 2020). در عین حال، توری‌ها می‌توانند تهویه طبیعی باد را به میزان قابل توجهی کاهش دهند (Wang et al., 2020). کل مزرعه آزمایشی به پنج ناحیه گرده افشانی تقسیم شد: ناحیه گرده افشانی UAAS (پهپاد)، ناحیه گرده افشانی NW+UAAS (پهپاد+ باد طبیعی) که باد ناشی از ملخ‌های پهپاد در حین کار ملاک قرار داده شده است)، ناحیه گرده افشانی با زنبور عسل، ناحیه گرده افشانی بدون هیچ‌گونه عامل گرده افشانی (NP⁷) و ناحیه گرده افشانی با باد طبیعی (NW) (شکل ۲). قبل از اینکه بوته کلزا وارد مرحله زایشی شوند، مناطق گرده افشانی UAAS، منطقه گرده افشانی HB و منطقه گرده افشانی NP توسط توری (۲۹ متر طول، ۲۰ متر عرض و ۲٫۵ متر ارتفاع) ایزوله و احاطه گردید.

⁴ Natural Wind

⁵ Honeybee

⁶ Unmanned agricultural aerial system

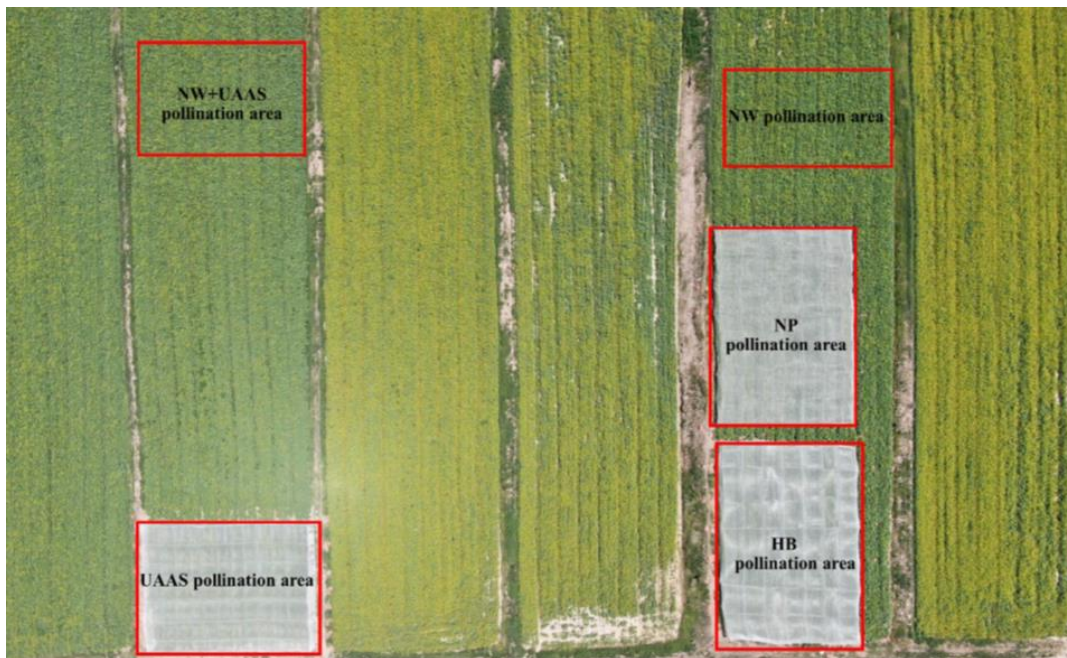
⁷ No pollinators



شکل ۱- محل انجام آزمایش و نحوه استقرار وسایل لازم جهت انجام طرح

در منطقه گرده‌افشانی NW+ UAAS، انتشار گرده توسط میدان باد پهپاد و باد طبیعی تحت تأثیر قرار گرفت. یعنی پخش گرده عمدتاً تحت تأثیر میدان باد ناشی از پرواز پهپاد بود. در طول آزمایش گرده‌افشانی، هر روز پهپاد بر فراز بوته‌های کلزا پرواز کرده و با پایان آزمایش، گرده‌افشانی تحت تأثیر باد طبیعی قرار می‌گرفت. در منطقه گرده‌افشانی زنبورعسل، گسترش گرده‌ها به طور عمده تحت تأثیر زنبورهای عسل بود. در منطقه گرده‌افشانی باد طبیعی، گسترش گرده عمدتاً تحت تأثیر باد طبیعی محیط قرار گرفت. در منطقه گرده‌افشانی NP (بدون عامل گرده افشان)، به دلیل فضای محصور جدا شده، تقریباً هیچ عاملی برای انتشار گرده وجود نداشت.

در آزمایش‌های گرده‌افشانی، پهپاد به‌طور خودکار برنامه‌ریزی شده بود تا به طور مکرر و متناوب و به صورت عمود بر ردیف‌های گیاه در مناطق گرده‌افشانی پهپاد + باد طبیعی پرواز کند. این پروازها در طول دوره آزمایشی هر روز از ساعت ۹ صبح تا ۱۱ بر فراز گیاهان انجام گردید. قبل از اینکه پهپاد بر فراز گیاهان در ناحیه گرده‌افشانی پرواز کند، ابتدا توری بالای به صورت دستی باز شده و سپس برای بازیابی ناحیه گرده‌افشانی محصور جدا شده، پس از پایان گرده‌افشانی تکمیلی مجدداً توسط توری پوشانده شد. پهپاد با سرعت ۴ متر بر ثانیه و در ارتفاع ۲٫۵ متر پرواز کرد که طبق گفته ژانگ و همکاران، پارامترهای پرواز بهینه شده بودند (Zhang et al., 2021). زنبورهای عسل در ۱ جولای به منطقه گرده‌افشانی اضافه شدند. این آزمایش‌ها به مدت بیست روز از ۱ ژوئیه تا ۲۰ ژوئیه ۲۰۲۱ به طول انجامید.



شکل ۲. میدان آزمایشی و مناطق افشانی مختلف (نمای بالا).

نتیجه آزمایش

با استفاده از روش‌های مختلف گرده افشانی ذکر شده شامل گرده افشانی سیستم هوایی کشاورزی بدون سرنشین ، باد طبیعی + پهپاد ، زنبور عسل، و بدون گرده افشانی در یک مزرعه کلزای هیبریدی و بررسی اثرات آنها بر صفات گیاهی و عملکرد کلزا بیان شد که در محیط بدون امکان گرده افشانی یا فضای بسته تا ۹۸ درصد میزان گرده افشانی کاهش پیدا کرد. منطقه شاهد با گرده افشانی باد طبیعی به عنوان مرجعی برای مقایسه قرار گرفت. نتایج ارزیابی نشان داد که صفات رشد و عملکرد کلزا تحت روش‌های مختلف گرده افشانی تفاوت‌هایی را در بین تیمارهای آزمایش نشان می‌دهد. میانگین ارتفاع بوته تحت گرده افشانی بدون عامل گرده افشانی حداکثرین مقدار خود ۲۳۱,۵۲ سانتی متر بود، در حالی که میانگین ارتفاع بوته در سایر روش‌های گرده افشانی تقریباً تفاوتی نشان نداد. به جز گرده افشانی توسط زنبورعسل، میانگین ارتفاع شاخه اول گیاهان ارزیابی شده در سایر روش‌های گرده افشانی از ۱۰۰ سانتی متر بیشتر شد. وزن هزار دانه کلزا تحت گرده افشانی با زنبور عسل ۷,۳۲ گرم بود که بالاترین میزان گرده افشانی را در بین تمام مناطق گرده افشانی داشت. از نظر عملکرد بوته کلزا، میانگین عملکرد در همه بوته‌ها بیش از ۱۰ گرم بود، به استثنای موردی که تحت گرده افشانی NP بود. بیشترین عملکرد در هکتار در گرده افشانی باد طبیعی+ پهپاد به ۷۴۱,۲۸ کیلوگرم رسید و عملکرد در روش بدون گرده افشانی با میزان ۳۶۰,۳۹ کیلوگرم کمترین بود. عملکرد کلزا در مناطق گرده افشانی با پهپاد و باد طبیعی + پهپاد، تحت تأثیر ترکیب باد طبیعی و میدان باد ایجاد شده توسط پهپاد افزایش یافت، که نشان می‌دهد باد محیطی نقش مثبتی در گرده‌افشانی داشته است، عملکرد منطقه گرده افشانی بدون عامل گرده افشان ۹۰ درصد کمتر از منطقه شاهد بود. نتایج این آزمایش یک بار دیگر اهمیت گرده افشانی کارآمد را برای تضمین تولید بذر هیبریدی کلزا نشان داد. عملکرد بسیار کم کلزا در ناحیه گرده افشانی بدون عامل گردافشان (محیط بسته) این فرض را در آزمایش ثابت کرد که توری انتخاب شده می‌تواند میزان تهویه باد طبیعی را تا حد زیادی کاهش دهد.

1. Allen-Wardell, G., Bernhardt, P., Bitner, R., Burquez, A., Buchmann, S., Cane, J., Cox, P.A., Dalton, V., Feinsinger, P., Ingram, M. 1998. The potential consequences of pollinator declines on the conservation of biodiversity and stability of food crop yields. *Conserv. Biol.* 12, 8–17.
2. Cong, R., Wang, Y., Li, X., Ren, T., Lu, J. 2020. Differential responses of seed yield and yield components to nutrient deficiency between direct sown and transplanted winter oilseed rape. *Int. J. Plant Prod.* 14, 77–92. [[CrossRef](#)]
3. Cong, R., Wang, Y., Li, X., Ren, T., Lu, J. 2020. Differential responses of seed yield and yield components to nutrient deficiency between direct sown and transplanted winter oilseed rape. *Int. J. Plant Prod.* 14, 77–92. [[CrossRef](#)]
4. Cordeiro, G.D., Liporoni, R., Caetano, C.A., Krug, C., Martínez-Martínez, C.A., Martins, H.O.J., Cardoso, R.K.O.A., Araujo, F.F., Araújo, P.C.S., Oliveira, R. 2021. Nocturnal bees as crop pollinators. *Agronomy*, 11, 1014. [[CrossRef](#)]
5. Huang, X., Zhang, S., Luo, C., Li, W., Liao, Y. 2020. Design and experimentation of an aerial seeding system for rapeseed based on an air-assisted centralized metering device and a multi-rotor crop protection UAV. *Appl. Sci.* 10, 8854. [[CrossRef](#)]
6. Sun, Z.; Guo, X.; Xu, Y.; Zhang, S.; Cheng, X.; Hu, Q.; Wang, W.; Xue, X. 2022. Image recognition of male oilseed rape (*Brassica napus*) plants based on convolutional neural network for UAAS navigation applications on supplementary pollination and aerial spraying. *Agriculture*. 12, 62. [[CrossRef](#)]
7. Wang, M. 2020. Study on Key Parameters of Numerical Simulation of Wind Reduction Effect of Windbreak. Master's Thesis, Dalian University of Technology, Dalian, China.
8. Zhang, S., Cai, C., Li, J., Sun, T., Liu, X., Tian, Y., Xue, X. 2021. The airflow field characteristics of the unmanned agricultural aerial system on oilseed rape (*Brassica napus*) canopy for supplementary pollination. *Agronomy*, 11, 2035. [[CrossRef](#)]
9. Zhang, S., Qiu, B., Xue, X., Sun, T., Peng, B. 2020. Parameters optimization of crop protection UAS based on the first industry standard of China. *Int. J. Agric. Biol. Eng.* 13, 29–35. [[CrossRef](#)]
10. Zhang, S., Xue, X., Chen, C., Sun, Z., Sun, T. 2019. Development of a low-cost quadrotor UAV based on ADRC for agricultural remote sensing. *Int. J. Agric. Biol. Eng.* 12, 82–87. [[CrossRef](#)]

روش‌های جایگزین برای کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات Alternative methods for the control of postharvest citrus diseases

رضا محمد زاده: کارشناس گیاهپزشکی مرکز تحقیقات کاربردی و تولید بذر شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

بیماری‌های پس از برداشت مرکبات باعث تلفات قابل توجهی در زمان نگهداری و حمل و نقل می‌شوند. این بیماری‌ها عمدتاً با استفاده از قارچ‌کش‌های مصنوعی مدیریت می‌شوند. با این حال، نگرانی فزاینده در مورد خطرات بهداشتی و آلودگی محیطی ناشی از استفاده از مواد شیمیایی، نیازمند توسعه استراتژی‌های جایگزین برای کنترل بیماری‌های مرکبات پس از برداشت است. در تحقیقات مختلف نشان داده شده است که مدیریت بیماری‌های پس از برداشت با استفاده از آنتاگونیست‌های میکروبی، محصولات طبیعی مشتق شده از گیاه و ترکیبات ایمن شناخته شده جهت جایگزینی با قارچ‌کش‌های مصنوعی، که یا ممنوع شده‌اند یا برای استفاده محدود توصیه می‌شوند، مناسب هستند. با این حال، استفاده از این جایگزین‌ها در کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات ممکن است همیشه سطح قابل قبول تجاری در مقایسه با کارایی قارچ‌کش‌های شیمیایی، فراهم نکند. برای کنترل موثرتر بیماری، اغلب یک رویکرد چند وجهی مبتنی بر ترکیبی از روش‌های مختلف کنترل بیماری‌های پس از برداشت، اتخاذ می‌شود. با وجود ویژگی‌های متمایز این روش‌های جایگزین، عوامل متعددی وجود دارند که استفاده تجاری از چنین مدیریت‌هایی را محدود ساخته‌اند. در نتیجه، تحقیقات باید بر توسعه ابزارهای مناسب برای اجرای موثر این روش‌های جایگزین در تولید تجاری مرکبات تمرکز نماید (Talibi et al., 2014).

مرکبات یکی از پرمصرف‌ترین میوه‌هایی است که در بیش از ۱۳۷ کشور، بصورت تجاری تولید می‌شود (Ismail and Zhang, 2004). تجارت مرکبات بخش مهمی از اقتصاد جهانی است و در عملیات برداشت، جابجایی، حمل و نقل، ذخیره سازی و بازاریابی برای میلیون‌ها نفر شغل ایجاد می‌کند. اهمیت میوه مرکبات به استفاده متنوع آن نسبت داده می‌شود که بطور گسترده‌ای به عنوان میوه تازه یا آب میوه، مصرف می‌شود.

مرکبات به دلیل محتوای آب و ترکیب مواد مغذی بالا، از مرحله برداشت تا مصرف آن، مستعد آلوده شدن به پاتوژن‌های میکروبی می‌باشند (Tripathi and Dubey, 2003). همچنین، میوه مرکبات معمولاً اسیدی بوده و pH آن در محدوده بین ۲ تا ۴ است. از این رو، عامل اصلی پوسیدگی در میوه‌های برداشت شده، عوامل قارچی می‌باشند و هیچ بیماری باکتریایی پس از برداشت با اهمیت تجاری در مورد مرکبات گزارش نشده است (Talibi et al., 2014).

آلودگی توسط قارچ‌های بیماری‌زا در مراحل مختلف مزرعه و پس از برداشت اتفاق می‌افتد و معمولاً به دنبال آسیب مکانیکی میوه است که امکان ورود این میکروارگانیسم‌ها را فراهم می‌کند. پوسیدگی میوه پس از برداشت می‌تواند از عفونت‌های نهفته رخ داده در باغ مانند پوسیدگی سیاه ناشی از *Alternaria alternata* pv. *citri*، پوسیدگی قهوه‌ای ناشی از *Phytophthora citrophthora* و آنتراکنوز ناشی از *Colletotrichum gloeosporioides* نشأت بگیرد (Talibi et al., 2014). در کشورهای در حال توسعه و توسعه نیافته، تلفات زیاد میوه مرکبات ناشی از عدم وجود امکانات ذخیره‌سازی، حمل و نقل و جابجایی مناسب است (Ladaniya, 2008). مرکبات، مستعد ابتلا به بیماری‌های پس از برداشت هستند که باعث تلفات قابل توجهی در مرحله انبارداری می‌شوند. شایع‌ترین و جدی‌ترین بیماری‌هایی که آن را تحت تأثیر قرار می‌دهند شامل کپک‌های سبز و آبی هستند که به ترتیب توسط *Penicillium digitatum* و *P. italicum* و به دنبال آن پوسیدگی ترش ناشی از *Geotrichum citri-aurantii* ایجاد می‌شوند. این بیمارگرها می‌توانند میوه را در زمان بسته‌بندی، حمل و نقل و یا انبارداری، آلوده نمایند (Palou et al., 2008).

مایه تلقیح قارچ همواره در سطح میوه وجود دارد و در طول فصل برداشت و پس از آن می‌تواند در بافت میوه توسعه یابد مگر اینکه اقدامات بهداشتی مناسب در زمان بسته‌بندی انجام شود (Kanetis et al., 2007). آلودگی میوه توسط این قارچ‌ها در طول عملیات درجه بندی میوه و در فصول مرطوب و بارندگی افزایش می‌یابد (Liu et al., 2009b). پوسیدگی نیز با افزایش بلوغ میوه و در دما و رطوبت مطلوب شایع‌تر است (Baudoin and Eckert, 1985).

در حال حاضر، قارچ‌کش‌های شیمیایی از جمله ایمازلیل (IZ)، تیابندازول (TBZ)، سدیم ارتو فنیل فئات (SOPP)، فلودیوکسونیل (FLU)، پیریمتانیل و یا مخلوط‌های مختلف این ترکیبات، ابزار اصلی کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات می‌باشند. (Ismail and Zhang, 2004; Smilanick *et al.*, 2005; Palou *et al.*, 2008). با این حال، استفاده از این قارچ‌کش‌ها پس از برداشت میوه منوط به دریافت مجوز برای استفاده در کشورهای مختلف است. استفاده مداوم از این قارچ‌کش‌ها منجر به ظهور سویه‌های مقاوم در قارچ‌های بیمارگر شده است که مدیریت بیماری‌ها به ویژه پوسیدگی ناشی از پی‌سیلیوم را پیچیده‌تر می‌کند (Droby *et al.*, 2002; Mercier and Smilanick 2005; Boubaker *et al.*, 2009). بعلاوه، این قارچ‌کش‌ها در برابر همه بیمارگرهای مهم موثر نیستند و در عمل، کنترل پوسیدگی ترش با IMZ و TBZ دشوار است (Suprpta *et al.*, 1997; Mercier and Smilanick, 2005). قارچ‌کش گوزاتین تنها محصول تجاری است که می‌تواند پوسیدگی ترش را کنترل کند (Brown, 1988). با این حال، این قارچ‌کش در مراکش و چندین کشور دیگر مجاز نیست. علاوه بر این، استفاده از قارچ‌کش‌ها به دلیل مقرررات سختگیرانه، سرطان‌زایی، سمیت باقیمانده بالا، دوره تجزیه طولانی، آلودگی محیط زیست و نگرانی فزاینده عمومی در مورد باقیمانده‌های شیمیایی در میوه‌ها به طور فزاینده‌ای محدود می‌شود (Tripathi and Dubey, 2003; Palou *et al.*, 2008). استراتژی‌های جایگزین سازگار با محیط زیست برای کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات، خطر کمتری برای سلامت انسان و محیط زیست دارند. اخیراً چندین رویکرد بیولوژیکی امیدوارکننده به عنوان جایگزین‌های بالقوه برای قارچ‌کش‌های شیمیایی برای کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات پیشنهاد شده است. این استراتژی‌های کنترل بیولوژیکی شامل استفاده از میکروارگانیسم‌های آنتاگونیست، استفاده از ترکیبات فعال زیستی مشتق شده طبیعی و القای مقاومت طبیعی است (Talibi *et al.*, 2014).

استفاده از آنتاگونیست‌های میکروبی، چه به تنهایی و چه به عنوان بخشی از یک سیاست مدیریت یکپارچه بیماری، بسیار امیدوارکننده است و در بین مصرف‌کنندگان محبوبیت پیدا می‌کند. جالب اینجاست که بسیاری از میکروارگانیسم‌های آنتاگونیست از روی سطح میوه به عنوان جمعیت میکروبی اپی‌فیتی جدا شده‌اند. تحقیقات آزمایشگاهی بیشتر برای جمع‌آوری عوامل کنترل زیستی موثر در برابر بیمارگرهای قارچی پس از برداشت مورد نیاز است (Talibi *et al.*, 2014).

روش دیگر کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات، استفاده از ترکیبات طبیعی مشتق شده از گیاهان است. در واقع، این ترکیبات به دلیل فعالیت‌های ضد باکتریایی و ضد قارچی خود، از دیدگاه علمی مورد توجه قرار گرفته‌اند (Tripathi and Dubey 2003; Du Plooy *et al.*, 2009; Liu *et al.*, 2009b; Gatto *et al.*, 2011; Talibi *et al.*, 2011a,b; Talibi *et al.*, 2012a,b).

استفاده از محصولات گیاهی طبیعی به دلیل فعالیت ضد قارچی، سمی نبودن برای گیاهان، سیستمیک بودن و قابل تجزیه بودن در طبیعت، یک روش جایگزین مناسب برای قارچ‌کش‌های شیمیایی است (Tripathi and Dubey 2003; Ameziane *et al.*, 2007; Gatto *et al.* 2011). با این حال، استفاده از روش‌های کنترل بیولوژیکی، ممکن است همیشه از نظر تجاری سطوح قابل قبولی از کنترل بیماری‌های پس از برداشت مرکبات را فراهم نکند. کارایی این روش‌ها را می‌توان از طریق ترکیب آنها با سایر روش‌های مبارزه با بیماری‌های پس از برداشت، افزایش داد. مواد شیمیایی با سمیت پائین، افزودنی‌های غذایی رایج و ترکیبات عموماً ایمن (GRAS⁸)، به دلیل کارایی آنها برای کنترل عوامل بیماری‌زای مرکبات، ارزیابی شده‌اند. به بیان دقیق، ترکیبات GRAS در دسته مواد آلی قرار نمی‌گیرند اما نسبت به بسیاری از مواد شیمیایی معدنی دیگر بسیار کمتر مضر هستند. هدف از این مطالعه، ارائه روش‌های جایگزین قارچ‌کش‌های شیمیایی مرسوم با هدف کنترل بیمارگرهای پس از برداشت مرکبات است (Janisiewicz and Korsten 2002; Spadaro and Gullino, 2004; Palou *et al.* 2008).

⁸Generally Regarded As Safe

1. Ameziane, N., Boubaker, H., Boudyach, H., Msanda, F., Jilal, A. and Ait Benaoumar, A., 2007. Antifungal activity of Moroccan plants against citrus fruit pathogens. *Agronomy for sustainable development*, 27, pp.273-277.
2. Baudoin, A.B.A.M., and Eckert, J.W. 1985 .Influence of preformed characteristics of lemon peel on susceptibility to *Geotrichum candidum*. *Physiol Plant Pathol* 26, 151–163.
3. Boubaker, H., Saadi, B., Boudyach, E.H. and Benaoumar, A.A., 2009. Sensitivity of *Penicillium digitatum* and *P. italicum* to imazalil and thiabendazole in Morocco. *Plant Pathology Journal (Faisalabad)*, 8(4), pp.152-158.
4. Brown, G.E., 1988. Efficacy of guazatine and iminoctadine for control of postharvest decays of oranges. *Plant disease*, 72(10), pp.906-908.
5. Droby, S., Vinokur, V., Weiss, B., Cohen, L., Daus, A., Goldschmidt, E. and Porat, R. 2002. Induction of resistance to *Penicillium digitatum* in grapefruit by the yeast biocontrol agent *Candida oleophila*. *Phytopathology* 92, 393–399.
6. Du Plooy, W., Regnier, T. and Combrinck, S., 2009. Essential oil amended coatings as alternatives to synthetic fungicides in citrus postharvest management. *Postharvest Biology and Technology*, 53(3), pp.117-122.
7. Gatto, M.A., Ippolito, A., Linsalata, V., Cascarano, N.A., Nigro, F., Vanadia, S. and Di Venere, D., 2011. Activity of extracts from wild edible herbs against postharvest fungal diseases of fruit and vegetables. *Postharvest Biology and Technology*, 61(1), pp.72-82.
8. Ismail, M., and Zhang, J. 2004. Post-harvest citrus diseases and their control. *Outlooks on Pest Management*, 15(1), p.29.
9. Janisiewicz, W.J., 1987. Postharvest biological control of blue mold on apples. *Phytopathology*, 77(3), pp.481-485.
10. Kanetis, L., Förster, H. and Adaskaveg, J.E., 2007. Comparative efficacy of the new postharvest fungicides azoxystrobin, fludioxonil, and pyrimethanil for managing citrus green mold. *Plant disease*, 91(11), pp.1502-1511.
11. Ladaniya, M.S. 2008. Postharvest diseases and their management. In *Citrus Fruit: Biology, Technology and Evaluation*, pp. 417–449. San Diego: Academic Press.
12. Mercier, J. and Smilanick, J.L., 2005. Control of green mold and sour rot of stored lemon by biofumigation with *Muscodor albus*. *Biological Control*, 32(3), pp.401-407.
13. Smilanick, J.L., Mansour, M.F., Margosan, D.A., Gabler, F.M. and Goodwine, W.R., 2005. Influence of pH and NaHCO₃ on effectiveness of imazalil to inhibit germination of *Penicillium digitatum* and to control postharvest green mold on citrus fruit. *Plant disease*, 89(6), pp.640-648. Liu, X., Wang, L.P., Li, Y.C., Li, H.Y., Yu, T., and Zheng, X.D. 2009. Antifungal activity of thyme oil against *Geotrichum citri-aurantii* in vitro and in vivo. *Journal of applied microbiology*, 107(5), pp.1450-1456.
14. Palou, L., Smilanick, J.L. and Droby, S. 2008. Alternatives to conventional fungicides for the control of citrus postharvest green and blue moulds. *Stewart Postharvest Review*, 2(2), pp.1-16.
15. Spadaro, D. and Gullino, M.L., 2004. State of the art and future prospects of the biological control of postharvest fruit diseases. *International journal of food microbiology*, 91(2), pp.185-194.
16. Suprpta, D.N., Arai, K. and Iwai, H., 1997. Effects of volatile compounds on arthrospore germination and mycelial growth of *Geotrichum candidum* citrus race. *Mycoscience*, 38(1), pp.31-35.
17. Talibi, I., Amkraz, N., Askarne, L., Msanda, F., Saadi, B., Boudyach, E.H., Boubaker, H., Bouizgarne, B. and Ait Ben Aoumar, A., 2011a. Antibacterial activity of Moroccan plants extracts against *Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis*, the causal agent of tomatoes' bacterial canker. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(17), pp.4332-4338.
18. Talibi, I., Askarne, L., Boubaker, H., Boudyach, E.H. and Ait Ben Oumar, A., 2011b. In vitro and in vivo Screening of organic and inorganic slats to control postharvest citrus sour rot caused by *Geotrichum candidum*. *Plant Pathol J*, 10, pp.138-145.
19. Talibi, I., Askarne, L., Boubaker, H., Boudyach, E.H., Msanda, F., Saadi, B. and Aoumar, A.A.B., 2012a. Antifungal activity of some Moroccan plants against *Geotrichum candidum*, the causal agent of postharvest citrus sour rot. *Crop protection*, 35, pp.41-46.
20. Talibi, I., Askarne, L., Boubaker, H., Boudyach, E.H., Msanda, F., Saadi, B. and Ait Ben Aoumar, A., 2012b. Antifungal activity of Moroccan medicinal plants against citrus sour rot agent *Geotrichum candidum*. *Letters in applied microbiology*, 55(2), pp.155-161.
21. Talibi, I., Boubaker, H., Boudyach, E.H. and Ait Ben Aoumar, A., 2014. Alternative methods for the control of postharvest citrus diseases. *Journal of applied microbiology*, 117(1), pp.1-17.

استراتژی‌های سازگاری برای بهبود مقاومت محصولات دانه‌های روغنی در برابر تنش گرمایی تحت شرایط تغییرات آب و هوایی

Adaptation Strategies to Improve the Resistance of Oilseed Crops to Heat Stress Under a Changing Climate

بهناز دولت آبادی: کارشناس بیو تکنولوژی مرکز تحقیقات کاربردی و تولید بذر شرکت توسعه کشت دانه های روغنی

دما یکی از عوامل محیطی تعیین کننده و تاثیر گذار بر ویژگی‌های زیست توده، فنولوژی و فیزیولوژی و صفات دخیل در عملکرد مختلف گیاهان زراعی همچون دانه‌های روغنی است. دانه‌های روغنی مانند سویا، آفتابگردان، کلزا، بادام زمینی، پنبه دانه، نارگیل، نخل روغنی، کنجد، گلرنگ، زیتون و غیره در سراسر دنیا به طور گسترده کشت می‌شوند (Abiodun, 2017). افزایش دمای اقلیمی، ثبات عملکرد و کیفیت سنتز روغن را در این محصولات تهدید می‌کند. سیستم دفاع طبیعی در این محصولات نمی‌تواند اثرات مضر تنش گرمایی را تحمل کند، بنابراین باعث کاهش قابل توجهی در عملکرد دانه و روغن می‌شود (Lu et al., 2011). درک صحیح مکانیسم‌های زیربنایی برهمکنش‌های ژنوتیپ-محیط که می‌تواند بر مسیرهای سنتز روغن تأثیر بگذارد، یک نیاز اصلی در توسعه ارقام پایدار است. تحمل تنش گرمایی یک صفت کمی پیچیده است که توسط ژن‌های زیادی کنترل می‌شود و مطالعه و توصیف آن چالش برانگیز است. با این وجود تا به امروز، مطالعات پیرامون تحمل گیاهان به تنش گرمایی به چندین مکانیسم پیچیده برای مقابله با تنش دمای بالا اشاره کرده است، از جمله مسیرهای سیگنالینگ هورمونی برای سنجش محرک‌های گرما و تحمل در برابر تنش گرمایی، حفظ یکپارچگی غشاء، تولید پروتئین‌های شوک حرارتی^۹ (HSPs) حذف گونه‌های اکسیژن فعال^{۱۰} (ROS)، تجمع آنتی‌اکسیدان‌ها، تجمع املاح سازگار، بیان ژن اصلاح‌شده برای ایجاد تغییرات، فناوری‌های کشاورزی هوشمند و چندین تکنیک زراعی دیگر برای رشد و بقا (Teixeira et al., 2013). دستکاری ژن‌های متعددی که مسئول القای تحمل به دمای بالا هستند و بررسی بیان بالای آن‌ها، تأثیر زیادی بر کاربرد بالقوه آن‌ها با استفاده از ویرایش ژنوم^{۱۱} CRISPR/Cas و فناوری OMICS دارد (Song et al., 2016).

آستانه تحمل تنش گرمایی در دانه های روغنی

به طور کلی، سطح آستانه تنش گرمایی به عنوان نقطه ای تعریف می‌شود که پس از آن ممکن است برخی تغییرات برگشت ناپذیر باشد. در این حالت گیاهان ممکن است پایداری غشاء خود را از دست دهند. تأثیر مخرب تنش در دمای بالا را می‌توان با مدت زمان قرار گرفتن در معرض، شدت تمرکز و درجه حرارت بالا تعریف کرد. محدودیت‌های دمایی ۳۵ درجه سانتیگراد در مناطق گرمسیری و نیمه گرمسیری از عوامل استرس‌زا در نظر گرفته می‌شوند (Wahid et al., 2007; Abbas et al., 2017). با این حال، دمای بالای ۲۵ درجه سانتیگراد به عنوان عوامل تنش‌زا در محصولات زمستانه محسوب می‌شوند (Wahid et al., 2007; Abbas et al., 2017). تأثیر تنش گرمایی و دمای آستانه در برخی از گیاهان دانه های روغنی در مراحل مختلف رشد در جدول ۱ ارائه شده است.

جدول ۱: تأثیر تنش گرمایی بر گیاهان دانه‌های روغنی در مراحل مختلف رشد

مرجع	مرحله رشدی	اثر روی گیاه	تنش گرما/مدت زمان	دانه روغنی
Allen Jr et al., 2018	پر شدن دانه	طول بین گره ها و میانگرمه ها کاهش یافت	۳۴ تا ۴۲ درجه سانتی گراد	سویا (<i>Glycine max L.</i>)
Khan et al., 2020	مرحله ی زایشی	محتوای کلروفیل و عملکرد	۴۵ درجه سانتی گراد، ۶ روز	
Cohen et al., 2021	حضور اولین گل	کاهش تولید بذر	۳۸ درجه سانتی گراد، ۸ ساعت	
Djanaguiraman et al., 2011	پر شدن دانه	کاهش تولید و عملکرد بذر	۴۰ درجه سانتی گراد، ۱۴ روز	
Jumrani et al., 2017	مرحله ی زایشی	وزن برگ، تراکم روزنه، فتوسنتز و میزان کلروفیل	۲۸ تا ۴۲ درجه سانتی گراد	
Chimenti et al., 2001	مرحله ی زایشی	کاهش اندازه جنین	۲۵/ درجه سانتی گراد، ۷ روز پس از اولین گرده افشانی تا بلوغ فیزیولوژیکی	آفتابگردان (<i>Helianthus annuus</i>)
Razik et al., 2021	مرحله ی زایشی	افزایش پراکسیداسیون لیپیدی و محتوای پراکسید هیدروژن	۳۸/ درجه سانتی گراد، ۳ هفته	
Rondanini et al., 2003	مرحله پر شدن بذر/مرحله زایشی	کاهش وزن دانه در بوته، کاهش محتوای روغن	۲۵ درجه سانتی گراد، ۷ روز	

⁹ Heat shock proteins

¹⁰ Reactive Oxygen Species

¹¹ clustered regularly interspaced short palindromic repeats

De la Haba et al., 2014	رویشی	کاهش رشد برگ در آفتابگردان	۳۸ درجه سانتی گراد، ۳ هفته	
Ahmad et al., 2021c	مرحله ی زایشی	کاهش تبادل گاز و رطوبت سیستم فتوسنتز بذر،	۳۵ درجه سانتی گراد، ۱۴ روز	کلزا (<i>Brassica napus</i> L.)
Huang et al., 2019a	مرحله ی زایشی	اختلال در ترکیب کربوهیدرات ها	۳۷ درجه سانتی گراد، ۲ روز	
Chen et al., 2021a	مرحله ی زایشی	رشد رویشی غیر طبیعی حساسیت بالای اندام های	۳۵ درجه سانتی گراد، ۷ روز	
Chen et al., 2021b	مرحله ی زایشی	زایشی ماده نسبت به اندام های نر	۳۵ درجه سانتی گراد، ۷ روز	
Waraich et al., 2021b	مرحله ی زایشی	کاهش رابطه همبستگی آب و عملکرد دانه	۲۸ درجه سانتی گراد، ۱۰ روز	
Prasad et al., 2000	مرحله ی زایشی	کاهش تعداد جوانه ها و غلاف ها	۳۴ درجه سانتی گراد، ۶ روز	بادام زمینی (<i>Arachis hypogaea</i> L.)
Prasad et al., 2001	اسپوردهی	کاهش ۹۰ درصدی در تشکیل غلاف	۴۰ درجه سانتی گراد، ۶ روز	
Yang et al., 2013	رویشی	بازده فتوشیمیایی PSII کاهش می یابد	۴۰ درجه سانتی گراد	
Lwe et al., 2020	گلهی	تأثیر منفی بر پروفایل اسید چرب	۴۱ درجه سانتی گراد، ۱۸ روز	
Mohamed and Abdel-Hamid, 2013	مرحله ی زایشی	کاهش مواد فتوسنتزی، قندهای محلول کل و محتوای پرولین	۴۰ درجه سانتی گراد، ۶ ساعت	پنبه (<i>Gossypium hirsutum</i>)
Saleem et al., 2021	مرحله ی زایشی	کاهش فتوسنتز و پایداری غشای سلولی	۴۵ درجه سانتی گراد	
Sarwar et al., 2019	مرحله ی زایشی	افزایش آسیب غشای لیپیدی از طریق افزایش مالون دی آلدئید (MDA)	۳۸ و ۴۵ درجه سانتی گراد، ۱ هفته	
Ribeiro et al., 2014	جوانه زنی	تأثیر منفی بر روی تولید زیست توده	۳۵ درجه سانتی گراد، ۱۳ روز	کرچک (<i>Ricinus communis</i> L.)
Ribeiro et al., 2015	جوانه زنی	بر پروتئین های شوک حرارتی تأثیر می گذارد	۳۵ درجه سانتی گراد، ۷ روز	
Gusta et al., 1997	مرحله ی زایشی	مدت زمان زنده ماندن گرده	بیشتر از ۳۰ درجه سانتی گراد، ۷ روز	کتان (<i>Linum usitatissimum</i> L.)
Saha et al., 2021	مرحله ی زایشی	افزایش یا کاهش بیان برخی ژن ها	۴۲ درجه سانتی گراد، ۱ روز	
Carmo-Silva and Salvucci, 2012	مرحله ی زایشی	کاهش سرعت فتوسنتز	۲۵ الی ۳۵ درجه سانتی گراد، ۳ ساعت	کامپلینا (<i>Camelina sativa</i> Crantz)
Ahmad et al., 2021a	مرحله ی زایشی	کاهش تبادل گاز و رطوبت	۳۵ درجه سانتی گراد، ۱۴ روز	
Ahmad et al., 2021b	مرحله ی زایشی	آسیب اکسیداتیو	۳۵ درجه سانتی گراد، ۱۰ روز	
Ahmad et al., 2021c	مرحله ی زایشی	نرخ فتوسنتز و وضعیت آب کاهش یافت	۳۵ درجه سانتی گراد، ۱۴ روز	
Waraich et al., 2021a	مرحله ی زایشی	کاهش نرخ رشد و تبادل گاز	۳۲ درجه سانتی گراد، ۱۲ روز	

درک و سیگنال دهی تنش گرمایی

یک گیاه سالم به شبکه ای فشرده و قوی از سیستم های به هم پیوسته نیاز دارد که به سرعت به محرک ها پاسخ می دهد، پاسخ های متابولیکی را آغاز می کند و برای سازگاری با شرایط نامطلوب انعطاف پذیری منحصر به فردی از خود نشان می دهد. تنش گرمایی می تواند با بی ثبات کردن سیالیت غشا، پروتئین های متعدد، سیستم های انتقال، کارایی آنزیم ها، پایداری RNA و پلیمریزاسیون اسکلت سلولی بر عملکرد گیاه به طرق مختلف تأثیر بگذارد (Hasanuzzaman et al., 2013). فرآیند سازگاری با تنش پیچیده است و به طور مکانیکی از طریق ژن ها، متابولیت ها و پروتئین هایی که در مجموع در بسیاری از مسیرهای تنظیمی نقش دارند، رخ می دهد. مرحله اولیه درک استرس شامل تغییرات مولکولی یا ساختاری است که از طریق آن یک آنبشار سیگنال دهی ایجاد می شود که منجر به پاسخ های سیالیت غشاء، تغییرات تطبیقی در پروتئین ها و تغییر توالی های DNA و RNA می شود (Lohani et al., 2020). محل اولیه درک تنش عمدتاً غشای پلاسمایی است که فعال شدن کانال های Ca^{2+} را در غشای پلاسمایی تحریک می کند و در نتیجه، نوسانات سطح Ca^{2+} سیتوزولی ایجاد می شود. Ca^{2+} به عنوان یک پیام رسان ثانویه عمل می کند و سیگنال ها به حسگرهای Ca^{2+} و سایر حسگرها مانند پروتئین های

شبه کلسینورین B^{۱۲} (CBLs)، کالمودولین^{۱۳} (CaMs)، پروتئین‌های شبه کالمودولین^{۱۴} (CMLs)، پروتئین کینازهای وابسته به کلسیم^{۱۵} (CDPKs/CPKs)، گیرنده‌های جفت شده با پروتئین G^{۱۶} (GPCR)، پروتئین کیناز فعال شده با میتوز^{۱۷} (MAPKs)، پروتئین شبه مقاوم به پیراباکتین^{۱۸} (PYR/PYL)، متالوپروتئینازهای ماتریکس^{۱۹} (MMPS) و سایر آنزیم‌ها وابسته هستند. مکانیسم تشخیص کلسیم در چندین گیاه مدل و همچنین در گیاهان دانه‌های روغنی مشخص شده است.

تنش گرمایی در مرحله جوانه زنی و رویشی

نسبت جوانه زنی و سبز شدن یک محصول، مسئله مهمی برای بدست آوردن تراکم کاشت بهینه و عملکرد محصول در مزرعه است. دمای بالا منجر به جوانه زنی ضعیف و استقرار ضعیف توده در ژرم پلاسما می‌شود (Azharudheen et al., 2013). تنش گرمایی به مورفولوژی گیاه آسیب می‌زند و با علائمی بر روی قسمت‌های رویشی مانند آفتاب سوختگی برگ، کاهش نسبت ریشه به ساقه، تأثیر بر مریستم گیاه و پیری برگ ظاهر می‌شود (De la Haba et al., 2014). علائم اختلال رشد و نمو در براسیکا (Angadi et al., 2000)، سویا (Piramila et al., 2012) و بذرکتان (Gusta et al., 1997) تحت تنش دمای بالا مشاهده شده است. گزارش شده است که دمای بالا (۳۵ درجه سانتی‌گراد) در طول گرده افشانی باعث کاهش محتوای کلروفیل، سرعت فتوسنتز و میزان آب برگ در ژنوتیپ‌های کاملیا و کلزا می‌شود که منجر به کاهش رشد گیاه و عملکرد دانه می‌شود (Ahmad et al., 2021a). رشد کلزا در دمای بالای ۲۸ درجه سانتی‌گراد با کاهش ارتفاع گیاه، طول ریشه و تجمع زیست توده به دلیل اختلال در سرعت فتوسنتزی و هدایت روزنه ای تحت تأثیر منفی قرار گرفت (Waraich et al., 2021b). پیامدهای تنش گرمایی برای رشد و نمو گیاه در شکل ۱ ارائه شده است.



شکل ۱: تأثیر تنش گرمایی بر پاسخ‌های فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی، رشد و عملکرد در گیاهان

تنش گرمایی در مرحله زایشی

تمام مراحل رشد گیاه می‌تواند تحت تأثیر تنش حرارتی قرار گیرد، اما بزرگترین نگرانی دنیای کشاورزی مرحله زایشی است. بخش زیادی از غذای جهان از طریق تولید مثل جنسی از گیاهان گلدار تامین می‌شود. چند ساعت اول مرحله تولید مثل در لقاح مهم است، زیرا اگر

¹² calcineurin b-like proteins

¹³ Calmodulin

¹⁴ Calmodulin-like proteins

¹⁵ Calcium-dependent protein kinases

¹⁶ G protein coupled receptors

¹⁷ mitogen-activated protein kinase

¹⁸ pyrabactin resistance 1-like protein

¹⁹ matrix metalloproteinases

یک تنش جزئی گرمایی رخ دهد می‌تواند برای کل فرآیند کشنده باشد (Xi, 1991). به طور مشابه، مرحله تولید مثل، حساس‌ترین مرحله تحت تأثیر استرس گرمایی در براسیکا در نظر گرفته می‌شود (Young et al., 2004; Ihsan et al., 2019). اختلال در عملکردهای متابولیک گیاه به دلیل دمای بالا با کاهش انرژی دریافتی از نور باعث کوتاه شدن مراحل رشد از نظر اندازه و زمان شده است. همچنین تأثیر نامطلوبی بر جذب کربن دارد و منجر به تشکیل اندامک‌های کوچک و تغییر شکل یافته می‌شود (Maestri et al., 2002). یک واکنش استرس گرمایی بسیار کشنده در قسمت‌های تولید مثل نر و ماده مشاهده شده است که باعث کاهش زنده‌مانی و جوانه‌زنی کرده، مهار رشد لوله‌های گرده، اختلال در پذیرش و عملکرد کلاره و تخمدان، توقف لقاح، مهار جنین‌زایی، اختلال در زنده‌مانی تخمک و باعث نابودی تخمدان و تشکیل دانه ضعیف می‌شود. گیاهان براسیکا وقتی در معرض تنش گرمایی قرار می‌گیرند، بذر ضعیفی تولید می‌کنند (Angadi et al., 2000; Morrison et al., 2016).

کمیت و کیفیت روغن

در میان ذخایر گیاهی، روغن‌ها پرانرژی‌ترین ذخایر هستند که بسیاری از اسیدهای چرب ضروری و کالری‌هایی را که باید بخشی از رژیم غذایی روزانه باشند، در اختیار انسان قرار می‌دهند. روغن در پلاستیدها، oil bodies و مولکول‌های تری‌گلیسرول^{۲۰} (TAG) که خارج از پلاستیدها در شبکه آندوپلاسمی^{۲۱} (ER) تجمع می‌یابند، سنتز می‌شود. قرار گرفتن در معرض گرما اثرات مضر بر اندامک‌های سلولی (پلاستیدها، ER و oil bodies) دارد، همچنین باعث دنا توره شدن آنزیم‌ها می‌شود که می‌تواند منجر به اختلال در مکانیسم سنتز روغن شود (Haug et al., 2019). اگرچه در شرایط تنش گرمایی، مکانیسم کامل تجمع روغن و فتوسنتز در *B. napus* نامشخص است، اما مشخص شده است که در این شرایط، محتوای قند افزایش می‌یابد زیرا تجمع روغن دانه کاهش می‌یابد و منجر به اختلال در ادغام کربوهیدرات‌ها در TAG می‌شود (Haug et al., 2019). تنش گرمایی باعث کاهش فعالیت تعدادی از ژن‌های انتقال دهنده قند و منجر به ترکیب ناقص کربوهیدرات‌ها در واحدهای تری‌گلیسرول می‌شود. در مجموع، نتایج تأیید کرد که اختلالات در مکانیسم فتوسنتز بذر، اختلال در ادغام کربوهیدرات‌ها در تری‌گلیسرول و بی‌نظمی در رونویسی مسیر BnWRI1 به دلیل تنش گرمایی، دلایل اصلی تجمع کمتر روغن هستند. رابطه غلظت روغن با دما خطی است. با افزایش دما، غلظت اسید اولئیک به صورت خطی افزایش می‌یابد و در همان زمان، اسید لینولئیک به صورت خطی کاهش می‌یابد (Haug et al., 2019). علاوه بر این،^{۲۲} لینولنیک^{۲۳}، میزان ایزوفلاون و مقدار ید نیز کاهش یافت. همه این عوامل باعث کاهش محتوای روغن در دانه‌های سویا می‌شود. عملکرد روغن یک همبستگی خطی با وزن هزار دانه، طول غلاف و دانه در گونه *Brassica* دارد، در محیط‌هایی با دمای بالا نشان داد که بطور بالقوه می‌تواند برای تولید سوخت زیستی در شرایط گرمسیری استفاده شود (Bassegio and Zanotto, 2020).

مکانیسم تحمل تنش گرمایی در گیاهان

آب و هوای جهانی به دلیل عوامل مختلف انسانی که بر روی دما تأثیر می‌گذارد در حال تغییر است (Ahmad et al., 2020). مکانیسم‌های متعددی از جمله مکانیسم‌های فنولوژیکی، فیزیولوژیکی، مورفولوژیکی و بیوشیمیایی وجود دارد که گیاهان برای بقای خود در شرایط دمای بالا از خود نشان می‌دهند (Ghaffar et al., 2020)، از آنجاییکه گیاهان در طبیعت بدون تحرک هستند، آن‌ها را محدود به طیف خاصی از پاسخ‌ها به محرک‌های خارجی می‌کند که در شرایط مختلف رشد متفاوت است. نشانه‌های استرس (مانند تغییرات دما، اثرات یونی، اثرات اسمزی، عدم قطعیت غشاء) سیگنال‌دهی و کنترل رونوشت را فعال می‌کند که این فرایند، مکانیسم‌ها پاسخ به استرس را برای بازیابی هموستازی و ترمیم غشای پلاسمایی تحریک می‌کند (Ahmad et al., 2021a). بوهنرت و همکاران (۲۰۰۶) مرگ سلول که به دلیل تخریب پروتئین‌های ساختاری و عملکردی و آسیب غیرقابل برگشت در هموستازی سلول به دلیل پاسخ ناکافی در مراحل مختلف سیگنال‌دهی و فرآیندهای بیان ژن رخ می‌دهد را بررسی کردند. درک مکانیسم‌های مختلف واکنش گیاهان به تنش و اهمیت آن‌ها در کسب تحمل گرمایی از اهمیت بالایی برخوردار است. تحت تنش گرمایی، گیاهان مکانیسم‌های مختلفی را فعال می‌کنند، از جمله تجمع متابولیت‌ها (HSPs)، محافظت‌کننده‌های اسمزی، آنتی‌اکسیدان‌ها، حامل‌های یون، پروتئین‌های LEA، جذب‌کننده‌های رادیکال‌های آزاد، کنترل رونویسی و عوامل دخیل در سیگنال‌دهی، که اساساً برای سیگنال‌دهی بسیار مهم هستند (Bokszczanin and Fragkostefanakis, 2013). با مشاهده گرما، سیگنال‌دهی و تولید متابولیت که به گیاه کمک می‌کند در شرایط نامطلوب زنده بماند و زنجیره‌ای از مکانیسم‌ها و تغییرات آغاز می‌شود. اثرات تنش گرمایی در مراحل مختلف و در جنبه‌هایی مانند سیالیت غشای پلاسمای، مکانیسم‌های بیوشیمیایی در اندامک‌های سیتوپلاسمی و سیتوزول مشهود است (Sung et al., 2003). استرس گرمایی منجر به تولید ROS در اندامک‌های مختلف (پراکسی‌زوم‌ها، کلروپلاست‌ها و میتوکندری‌ها) می‌شود که

²⁰ Triacylglycerol molecules

²¹ Endoplasmic reticulum

²² linoleic

²³ linolenic

در مکانیسم سیگنال دهی، فعال شدن آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، HSPها و بازگرداندن تعادل غلظت اسمولیت که تعادل آب سلول را حفظ می‌کند، مهم هستند (Bohnert et al., 2006).

فناوری CRISPR

تنش‌های غیرزیستی مانند گرما، شوری، خشکی و غرقابی عوامل محدودکننده حیاتی هستند که بر رشد، نمو، عملکرد دانه و کیفیت در محصولات دانه‌های روغنی تأثیر می‌گذارند (Elferjani and Soolanayakanahally, 2018). تا به امروز، مکانیسم‌های مختلفی برای تجزیه و تحلیل مکانیسم تحمل تنش گرمایی در دانه‌های روغنی کشف شده است، از جمله بیان بیش از حد miRNAهای مختلف (Arshad et al., 2017)، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (Saxena et al., 2020) و همچنین ژن‌هایی که بسیاری از فاکتورهای رونویسی را کد می‌کنند (Zhu et al., 2018)، پروتئین‌های دخیل در فعالیت‌های آنتی‌اکسیدانی (Kim et al., 2019) یا محافظت‌کننده‌های اسمزی، و پروتئین‌هایی که مسیرهای سیگنالینگ فیتوهورمونی را تسهیل می‌کنند (Sahni et al., 2016). موفقیت تکنیک‌های معمولی اصلاح نباتات برای تنظیم مکانیسم‌های تحمل تنش گرمایی در محصولات مختلف از جمله دانه‌های روغنی به طور گسترده مورد مطالعه قرار گرفته است، اما این تکنیک‌ها بسیار زمان‌بر و دست و پاگیر هستند. به عنوان یک جایگزین، ویرایش ژنوم با استفاده از تکرارهای کوتاه پالیندرومی با فاصله منظم خوشه‌ای/پروتئین مرتبط با CRISPR/Cas²⁴ (CRISPR/Cas) به عنوان یک تکنیک نوآورانه برای دستکاری‌های ژنتیکی دقیق و کارآمد در ژنوم گیاهان مطرح شده است (Subedi et al., 2020). اگرچه، فقدان اطلاعات در مورد تنظیم‌کننده‌های منفی در پاسخ به تنش گرمایی وجود دارد، و بنابراین مطالعات مربوط به افزایش مکانیسم‌های تحمل تنش در دمای بالا با واسطه CRISPR/Cas نایاب است. سیستم مولتی پلکس CRISPR/Cas9 در تنظیم تحمل تنش غیرزیستی به طور کامل در کزرا بررسی شده است (Chikkaputtaiah et al., 2017).

نتیجه‌گیری و چشم‌اندازهای آینده

دانه‌های روغنی منبع مهمی از غذا برای مصرف انسان هستند و به عنوان سوخت زیستی و محصولات صنعتی استفاده می‌شوند. در جریان تغییرات آب و هوایی، احتمال زیادی وجود دارد که دما از آستانه تحمل دانه‌های روغنی فراتر رود. بویژه در مرحله زایشی که زمان نمود ارزش اقتصادی دانه‌های روغنی است، به دمای بالا شدید حساس است

در پاسخ به تنش در دمای بالا، مکانیسم‌های سازگاری متعددی در گیاهان ظاهر می‌شوند، از جمله طیف وسیعی از مکانیسم‌های مورفولوژیکی، فیزیولوژیکی و مولکولی، که بقای گیاه را ممکن می‌سازد. مکانیسم‌های فیزیولوژیکی و مولکولی برای کمک به اصلاح‌کنندگان برای ایجاد ژنوتیپ‌های برتری که می‌توانند تحت تنش گرمایی بهتر عمل کنند، ضروری هستند.

آبشارهای سیگنالینگ منجر به تغییرات عمیقی در بیان ژن نامشخص می‌شود که برای سازگاری با تنش گرمایی مهم است. اگرچه چندین مولکول سیگنالینگ در دماهای بالا فعال/بیان می‌شوند، تنظیم Ca^{2+} حیاتی است. بیان $HSPs^{25}$ ، $HSFs^{26}$ ، و سایر عوامل مرتبط با استرس که برای تا کردن و باز کردن پروتئین‌های اساسی تحت تنش به کار می‌روند، با حفظ ساختار پروتئین‌های غشایی باعث تداوم و عملکرد پایدار سلولی تحت تنش دمای بالا می‌شوند. پراکسیداسیون لیپیدی که منجر به تولید بیش از حد ROS، تغییر در آنتی‌اکسیدان‌ها و پیکربندی مجدد سنتز متابولیت‌ها می‌شود، نیز نقش مهمی ایفا می‌کند.

کاربرد بالقوه و محبوبیت ویرایش ژنوم باعث توسعه پایدار مقاومت گیاه در برابر تنش غیرزیستی می‌شود. اگرچه استفاده و توسعه فناوری‌های CRISPR/Cas در محصولات دانه‌های روغنی هنوز در مراحل ابتدایی خود است، اما واضح است که این ابزارهای اصلاح مولکولی با دقت بالا، پتانسیل ارائه سطوح بی‌سابقه‌ای از بهبود بهره‌وری در محصولات دانه‌های روغنی با ارزش را دارند و بنابراین می‌توانند سهم قابل توجهی داشته باشند تا ما بتوانیم پاسخگوی تقاضای آینده برای محصولات مشتق شده از دانه‌های روغنی باشیم.

سیستم ویرایش ژنوم CRISPR/Cas9 و فناوری‌های omics آینده‌ای را با بهبود پایدار صفات زراعی کیفی و کمی و حفظ بهره‌وری محصول در آب و هوایی که به سرعت در حال تغییر است، نوید می‌دهند. استراتژی‌های زراعی از جمله مدیریت مواد مغذی، تلقیح میکروبی، تنظیم رشد گیاه و فناوری‌های نوآورانه کشاورزی نقش اساسی در کاهش اثرات مضر استرس گرمایی دارند. همه این تلاش‌ها بدون شک

²⁴ clustered regularly interspaced short palindromic repeats

²⁵ heat shock proteins

²⁶ heat shock transcription factors

به کاهش اثرات منفی استرس گرمایی کمک می‌کند و به بهبود بهره‌وری گیاهان و امنیت غذایی تحت سناریوهای فعلی تغییرات آب و هوا و گرم شدن کره زمین کمک می‌کند.

منابع

1. Abbas, G., Ahmad, S., Ahmad, A., Nasim, W., Fatima, Z., Hussain, S., et al. 2017. Quantification the impacts of climate change and crop management on phenology of maize-based cropping system in Punjab, Pakistan. *Agric. Forest Meteorol.* 247, 42–55. doi: 10.1016/j.agrformet.2017.07.012
2. Abiodun, O. A. 2017. *The Role of Oilseed Crops in Human Diet and Industrial Use in Oilseed Crops*. Chichester, NY: John Wiley & Sons Ltd. doi: 10.1002/9781119048800.ch14
3. Ahmad, M., Waraich, E. A., Zulfiqar, U., Ullah, A., and Farooq, M. 2021a. Thiourea application improves heat tolerance in camelina (*Camelina sativa* L. Crantz) by modulating gas exchange, antioxidant defense and osmoprotection. *Ind. Crops Prod.* 170:113826. doi: 10.1016/j.indcrop.2021. 113826
4. Ahmad, S., Ghaffar, A., Khan, M. A., and Mahmood, A. 2020. Evaluation of different production systems in combination with foliar sulphur application for sunflower (*Helianthus annuus* L.) under arid climatic conditions of Pakistan. *Sarhad J. Agric.* 36:1278. doi: 10.17582/journal.sja/2020/36.4.1266.1278
5. Ahmad, M., Waraich, E. A., Hussain, S., Ayyub, C. M., Ahmad, Z., and Zulfiqar, U. 2021c. Improving heat stress tolerance in camelina sativa and Brassica napus through thiourea seed priming. *J. Plant Growth Reg.* 54, 1–17. doi: 10.1007/s00344-021-10482-4
6. Allen Jr, L. H., Zhang, L., Boote, K. J., and Hauser, B. A. 2018. Elevated temperature intensity, timing, and duration of exposure affect soybean internode elongation, mainstem node number, and pod number per plant. *Crop J.* 6, 148–161. doi: 10.1016/j.cj.2017.10.005
7. Angadi, S. V., Cutforth, H. W., Miller, P. R., McConkey, B. G., Entz, M. H., Brandt, S. A., et al. 2000. Response of three Brassica species to high temperature stress during reproductive growth. *Cana. J. Plant Sci.* 80, 693–701. doi: 10.4141/P99-152
8. Angadi, S. V., Cutforth, H. W., Miller, P. R., McConkey, B. G., Entz, M. H., Brandt, S. A., et al. 2000. Response of three Brassica species to high temperature stress during reproductive growth. *Cana. J. Plant Sci.* 80, 693–701. doi: 10.4141/P99-152
9. Arshad, M., Feyissa, B. A., Amyot, L., Aung, B., and Hannoufa, A. 2017. MicroRNA156 improves drought stress tolerance in alfalfa (*Medicago sativa*) by silencing SPL13. *Plant Sci.* 258, 122–136. doi: 10.1016/j.plantsci.2017.01.018
10. Awais, M., Wajid, A., Bashir, M. U., Habib-ur-Rahman, M., Raza, M. A. S., Ahmad, A., et al. 2017a. Nitrogen and plant population change radiation capture and utilization capacity of sunflower in semi-arid environment. *Environ. Sci. Poll. Res.* 24, 17511–17525. doi: 10.1007/s11356-017-9308-7
11. Azharudheen, T. P. M., Yadava, D. K., Singh, N., Vasudev, S., and Prabhu, K., V. 2013. Screening Indian mustard (*Brassica juncea* L. Czern & Coss.) germplasm for seedling thermo-tolerance using a new screening protocol. *Africa. J. Agric. Res.* 8, 4755–4760. doi: 10.5897/AJAR2013.7681
12. Azharudheen, T. P. M., Yadava, D. K., Singh, N., Vasudev, S., and Prabhu, K., V. 2013. Screening Indian mustard (*Brassica juncea* L. Czern & Coss.) germplasm for seedling thermo-tolerance using a new screening protocol. *Africa. J. Agric. Res.* 8, 4755–4760. doi: 10.5897/AJAR2013.7681
13. Bassegio, D., and Zanotto, M. D. 2020. Growth, yield, and oil content of Brassica species under Brazilian tropical conditions. *Bragantia* 79, 203–212. doi: 10.1590/1678-4499.20190411
14. Bitá, C., and Gerats, T. 2013. Plant tolerance to high temperature in a changing environment: scientific fundamentals and production of heat stress-tolerant crops. *Front. Plant Sci.* 4:273. doi: 10.3389/fpls.2013.00273
15. Bohnert, H. J., Gong, Q., Li, P., and Ma, S. 2006. Unraveling abiotic stress tolerance mechanisms getting genomics going. *Cur. Opin. Plant Bio.* 9, 180–188. doi: 10.1016/j.pbi.2006.01.003
16. Boksztanin, K. L., and Fragkostefanakis, S. 2013. Perspectives on deciphering mechanisms underlying plant heat stress response and thermotolerance. *Front. Plant Sci.* 4:315. doi: 10.3389/fpls.2013.00315
17. Carmo-Silva, A. E., and Salvucci, M. E. 2012. The temperature response of CO₂ assimilation, photochemical activities and Rubisco activation in *Camelina sativa*, a potential bioenergy crop with limited capacity for acclimation to heat stress. *Planta* 236, 1433–1445. doi: 10.1007/s00425-012-1691-1
18. Chen, S., Saradadevi, R., Vidotti, M. S., Fritsche-Neto, R., Crossa, J., Siddique, K. H., et al. 2021a. Female reproductive organs of *Brassica napus* are more sensitive than male to transient heat stress. *Euphytica* 217, 1–12. doi: 10.1007/s10681-021-02859-z
19. Chen, S., Stefanova, K., Siddique, K. H., and Cowling, W. A. 2021b. Transient daily heat stress during the early reproductive phase disrupts pod and seed development in *Brassica napus* L. *Food Energy Sec.* 10:e262. doi: 10.1002/fes3.262
20. Chikkaputtaiah, C., Debbarma, J., Baruah, I., Prasanna, H., Boruah, D., and Curn, V. 2017. Molecular genetics and functional genomics of abiotic stress responsive genes in oilseed rape (*Brassica napus* L.): A review of recent advances and future. *Plant Biotech. Rep.* 11, 365–384. doi: 10.1007/s11816-017-0458-3
21. Chimenti, D. A., Hall, A. J., and Sol Lopez, M. 2001. Embryo-growth rate and duration in sunflower as affected by temperature. *Field Great Plains. J. Eco. Ento.* 76, 952–956. doi: 10.1016/S0378-4290(00)00135-0

22. Cohen, I., Zandalinas, S. I., Fritschi, F. B., Sengupta, S., Fichman, Y., Azad, R. K., et al. 2021. The impact of water deficit and heat stress combination on the molecular response, physiology, and seed production of soybean. *Physiol. Plant.* 172, 41–52. doi: 10.1111/ppl.13269
23. De la Haba, P., De la Mata, L., Molina, E., and Aguera, E. 2014. High temperature promotes early senescence in primary leaves of sunflower (*Helianthus annuus* L.) plants. *Can. J. Plant Sci.* 94, 659–669. doi: 10.4141/cjps2013-276doi: 10.3389/fpls.2018.01224
24. Djanaguiraman, M., Prasad, P. V. V., Boyle, D. L., and Schapaugh, W. T. 2011. High-temperature stress and soybean leaves: leaf anatomy and photosynthesis. *Crop Sci.* 51, 2125–2131. doi: 10.2135/crop sci2010.10.0571
25. Elferjani, R., and Soolanayakanahally, R. 2018. Canola responses to drought, heat, and combined stress: shared and specific effects on carbon assimilation, seed yield, and oil composition. *Front. Plant Sci.* 9:1224.
26. Ghaffar, A., Rahman, M. H., Ali, H. R., Haider, G., Ahmad, S., Fahad, S., et al. 2020. Modern concepts and techniques for better cotton production, in *Cotton Production and Uses*, eds S. Ahmad, and M. Hasanuzzaman (Singapore: Springer). doi: 10.1007/978-981-15-1472-2_29
27. Gusta, L. V., O'Conner, B. J., and Bhatti, R. S. (1997). Flax (*Linum usitatissimum* L.) response to chilling and heat stress on flowering and seed yield. *Can. J. Plant Sci.* 77, 97–99. doi: 10.4141/P95-205
28. Hasanuzzaman, M., Nahar, K., and Fujita, M. 2013. Extreme temperature responses, oxidative stress and antioxidant defense in plants," in *Abiotic Stress- Plant Responses and Applications in Agriculture* (IntechOpen), 169–205.
29. Haung, J. Y., Barve, I. J., and Sun, C. M. 2019. One-pot synthesis of 4-arylidene imidazolin-5-ones by reaction of amino acid esters with isocyanates and α - bromoketones. *Org. Biomol. Chem.* 17, 3040–3047. doi: 10.1039/C8OB03111H
30. Huang, R., Liu, Z., Xing, M., Yang, Y., Wu, X., Liu, H., et al. 2019a. Heat stress suppresses Brassica napus seed oil accumulation by inhibition of photosynthesis and BnWR1 pathway. *Plant Cell Physiol.* 60, 1457–1470. doi: 10.1093/pcp/pcz052
31. Ihsan, M. Z., Daur, I., Alghabari, F., Alzamanan, S., Rizwan, S., Ahmad, M., et al. 2019. Heat stress and plant development: role of sulphur metabolites and management strategies. *Acta Agric. Scand, Section B-Soil Plant*
32. IPCC. 2018. Fifth Assessment Report. New York, NY: Cambridge University Press.
33. Ismail, I., Mehmood, A., Qadir, M., Husna, A. I., Hamayun, M., and Khan, N. 2020. Thermal stress alleviating potential of endophytic fungus rhizopus oryzae inoculated to sunflower (*Helianthus annuus* L.) and soybean (*Glycine max* L.). *Pak. J. Bot.* 52, 1857–1865. doi: 10.30848/PJB2020-5(10)
34. Jumrani, K., Bhatia, V. S., and Pandey, G. P. 2017. Impact of elevated temperatures on specific leaf weight, stomatal density, photosynthesis and chlorophyll fluorescence in soybean. *Photo. Res.* 131, 333–350. doi: 10.1007/s11120-016-0326-y
35. Khan, M. A., Asaf, S., Khan, A. L., Jan, R., Kang, S. M., Kim, K. M., et al. 2020. Thermotolerance effect of plant growth-promoting Bacillus cereus SA1 on soybean during heat stress. *BMC Micro.* 20, 1–14. doi: 10.1186/s12866-020-01822-7
36. Kim, R. J., Kim, H. U., and Suh, M. C. 2019. Development of camelina enhanced with drought stress resistance and seed oil production by cooverexpression of MYB96A and DGAT1C. *Ind. Crop. Prod.* 138:111475. doi: 10.1016/j.indcrop.2019.111475
37. Lohani, N., Jain, D., Singh, M. B., and Bhalla, P. L. 2020. Engineering multiple abiotic stress tolerance in canola, Brassica napus. *Front. Plant Sci.* 11:3. doi: 10.3389/fpls.2020.00003
38. Lu, C., Napier, J. A., Clemente, T. E., and Cahoon, E. B. 2011. New frontiers in oilseed biotechnology: meeting the global demand for vegetable oils for food, feed, biofuel, and industrial applications. *Cur. Opin. Biotech.* 22, 252–259. doi: 10.1016/j.copbio.2010.11.006
39. Lwe, Z. S. Z., Welti, R., Anco, D., Naveed, S., Rustgi, S., and Narayanan, S. 2020. Heat stress elicits remodeling in the anther lipidome of peanut. *Sci. Rep.* 10, 1–18. doi: 10.1038/s41598-020-78695-3
40. Maestri, E., Klueva, N., Perrotta, C., Gulli, M., Nguyen, H. T., and Marmiroli, N. 2002. Molecular genetics of heat tolerance and heat shock proteins in cereals. *Plant Mol. Bio.* 48, 667–681. doi: 10.1023/A:1014826730024
41. Morrison, M. J., Gutknecht, A., Chan, J., and Miller, S. S. 2016. Characterising canola pollen germination across a temperature gradient. *Crop Pas. Sci.* 67, 317–322. doi: 10.1071/CP15230
42. Mohamed, H. I., and Abdel-Hamid, A. M. E. 2013. Molecular and biochemical studies for heat tolerance on four cotton genotypes. *Rom. Biotechnol. Lett.* 18, 8823–8831.
43. Prasad, P. V. V., Craufurd, P. Q., Kakani, V. G., Wheeler, T. R., and Boote, K. J. 2001. Influence of high temperature during pre-and post-anthesis stages of floral development on fruit-set and pollen germination in peanut. *Fun. Plant Bio.* 28, 233–240. doi: 10.1071/PP00127
44. Prasad, P. V. V., Craufurd, P. Q., Summerfield, R. J., and Wheeler, T. R. 2000. Effects of short episodes of heat stress on flower production and fruit-set of groundnut (*Arachis hypogaea* L.). *J. Exp. Bot.* 51, 777–784. doi: 10.1093/jxb/51.345.777
45. Piri, B. H. M., Prabha, A. L., Nandagopalan, V., and Stanley, A. L. 2012. Effect of heat treatment on germination, seedling growth and some biochemical parameters of dry seeds of black gram. *Int. J. Pharma. Phyt. Res.* 1, 194–202
46. Razik, A. E. S., Alharbi, B. M., Pirzadah, T. B., Alnusairi, G. S., Soliman, M. H., and Hakeem, K. R. 2021. γ -Aminobutyric acid (GABA) mitigates drought and heat stress in sunflower (*Helianthus annuus* L.) by regulating its physiological, biochemical and molecular pathways. *Physiol. Plant.* 172, 505–527. doi: 10.1111/ppl.13216
47. Ribeiro, P. R., Fernandez, L. G., de Castro, R. D., Ligterink, W., and Hilhorst, H. W. 2014. Physiological and biochemical responses of Ricinus communis seedlings to different temperatures: a metabolomics approach. *BMC Plant Biol.* 14, 1–14. doi: 10.1186/s12870-014-0223-5

48. Ribeiro, P. R., Zanotti, R. F., Deflers, C., Fernandez, L. G., de Castro, R. D., Ligterink, W., et al. 2015. Effect of temperature on biomass allocation in seedlings of two contrasting genotypes of the oilseed crop *Ricinus communis*. *Plant Physiol.* 185, 31–39. doi: 10.1016/j.jplph.2015.07.005
49. Rondanini, D., Savin, R., and Hall, A. J. 2003. Dynamics of fruit growth and oil quality of sunflower (*Helianthus annuus* L.) exposed to brief intervals of high temperature during grain filling. *Field Crops Res.* 83, 79–90. doi: 10.1016/S0378-4290(03)00064-9
50. Saha, D., Shaw, A. K., Datta, S., and Mitra, J. 2021. Evolution and functional diversity of abiotic stress-responsive NAC transcription factor genes in *Linum usitatissimum* L. *Environ. Exp. Bot.* 188:104512. doi: 10.1016/j.envexpbot.2021.104512.
51. Sahni, S., Prasad, B. D., Liu, Q., Grbic, V., Sharpe, A., Singh, S. P., et al. 2016. Overexpression of the brassinosteroid biosynthetic gene DWF4 in *Brassica napus* simultaneously increases seed yield and stress tolerance. *Sci. Rep.* 6:28298. doi: 10.1038/srep28298
52. Saleem, M. A., Malik, W., Qayyum, A., Ul-Allah, S., Ahmad, M. Q., Afzal, H., et al. 2021. Impact of heat stress responsive factors on growth and physiology of cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Mol. Biol. Rep.* 48, 1069–1079. doi: 10.1007/s11033-021-06217-z
53. Sarwar, M., Saleem, M. F., Ullah, N., Ali, S., Rizwan, M., Shahid, M. R., et al. 2019. Role of mineral nutrition in alleviation of heat stress in cotton plants grown in glasshouse and field conditions. *Sci. Rep.* 9, 1–17.
54. Saxena, S. C., Salvi, P., Kamble, N. U., Joshi, P. K., Majee, M., and Arora, S. 2020. Ectopic overexpression of cytosolic ascorbate peroxidase gene (Apx1) improves salinity stress tolerance in *Brassica juncea* by strengthening antioxidative defense mechanism. *Acta Physiol. Plant.* 42:45. doi: 10.1007/s11738-020-3032-5
55. Song, G., Jia, M., Chen, K., Kong, X., Khattak, B., Xie, C., et al. 2016. CRISPR/Cas9: a powerful tool for crop genome editing. *Crop J.* 4, 75–82. doi: 10.1016/j.cj.2015.12.002
56. Subedi, U., Jayawardhane, K. N., Pan, X., Ozga, J., Chen, G., Foroud, N. A., et al. 2020. The potential of genome editing for improving seed oil content and fatty acid composition in oilseed crops. *Lipids* 55, 495–512. doi: 10.1002/lipd.12249
57. Sung, D. Y., Kaplan, F., Lee, K. J., and Guy, C. L. 2003. Acquired tolerance to temperature extremes. *Trend. Plant Sci.* 8, 179–187. doi: 10.1016/S1360-1385(03)00047-5
58. Teixeira, E. I., Fischer, G., Van Velthuizen, H., Walter, C., and Ewert, F. 2013. Global hot-spots of heat stress on agricultural crops due to climate change. *Agric. For. Met.* 170, 206–215. doi: 10.1016/j.agrformet.2011.09.002
59. Wahid, A., Gelani, S., Ashraf, M., and Foolad, M. 2007. Heat tolerance in plants: an overview. *Environ. Exp. Bot.* 61, 199–223. doi: 10.1016/j.envexpbot.2007.05.011
60. Waraich, E. A., Ahmad, M., Soufan, W., Manzoor, M. T., Ahmad, Z., Habib-Ur- Rahman, M., et al. 2021a. Seed priming with sulfhydryl thiourea enhances the performance of *Camelina sativa* L. under heat stress conditions. *Agron* 11:1875. doi: 10.3390/agronomy11091875
61. Waraich, E. A., Hussain, A., Ahmad, Z., Ahmad, M., and Barutçular, C. 2021b. Foliar application of sulfur improved growth, yield and physiological attributes of canola (*Brassica napus* L.) under heat stress conditions. *J. Plant Nut.* 2021, 1–11. doi: 10.1080/01904167.2021.1985138
62. Xi, X. Y. 1991. Development and structure of pollen and embryo sac in peanut (*Arachis hypogaea* L.). *Bot. Gazette* 152, 164–172. doi: 10.1086/337876
63. Young, L. W., Wilen, R. W., and Bonham-Smith, P. C. 2004. High temperature stress of *Brassica napus* during flowering reduces micro- and megagametophyte fertility, induces fruit abortion, and disrupts seed production. *J. Exp. Bot.* 55, 485–495. doi: 10.1093/jxb/erh038
64. Yang, S., Wang, F., Guo, F., Meng, J. J., Li, X. G., Dong, S. T., et al. 2013. Exogenous calcium alleviates photoinhibition of PSII by improving the xanthophyll cycle in peanut (*Arachis hypogaea*) leaves during heat stress under high irradiance. *PLoS ONE* 8:e71214. doi: 10.1371/journal.pone.0071214
65. Zhu, X., Wang, Y., Liu, Y., Zhou, W., Yan, B., Yang, J., et al. 2018. Overexpression of BchSfA1 transcription factor from *Brassica campestris* improved heat tolerance of transgenic tobacco. *PLoS ONE* 13:e0207277. doi: 10.1371/journal.pone.0207277



Oilseeds Research and Development Company

Quarterly journal of

Iranian north seed extender center

Current Issue: Number 11, August 2023

Language: Farsi (Persian)

Publisher:

Oilseeds Research & Development Company

Certification No: 88688

Director- in- charge: Ali Zamanmirabadi

Editor- in- chief: Mitra Ramezani

www.takato.ir

info@takato.ir

Phone: +981133434968

Fax: +981133434968



[takatoservice](https://t.me/takatoservice)



[takato.genebank](https://www.instagram.com/takato.genebank)



www.takato.ir

www.ordc.ir