پژوهشنامه گیاهان دانه روغنی ایران
جلد چهارم، شماره دوم، ۱۳۹۴
http://ijop.areo.ir

تاثیر هیدرو پرایمینگ بر تغییرات فیزیولوژیک و بیوشمیایی بذور زوال یافته کلزا (*Brassica napus* L.)

هادی نجفی‌نوایی[1*]، عباسعلی نوری‌نیا[2]، ابوالفضل فرجی[2]، محمدرضا داداشی[3]، حسین غلامی تیله بنی[1]

[1]دانشگاه آزاد اسلامی، واحد گرگان، باشگاه پژوهشگران جوان، گرگان، ایران، [2]به ترتیب استادیار و دانشیار بخش زراعی و باغی، مرکز تحقیقات و آموزش کشاورزی و منابع طبیعی گلستان، سازمان تحقیقات، آموزش و ترویج کشاورزی، گرگان، ایران، [3]استادیار گروه کشاورزی، دانشگاه آزاد اسلامی، گرگان، ایران.

چکیده

این تحقیق به‌منظور بررسی تاثیر پرایمینگ بر تغییرات فیزیولوژیکی و بیوشمیایی بذور زوال یافته کلزا به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی انجام شد. تیمارها شامل زوال بذر در پنج سطح (۰، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ ساعت) و هیدروپرایمینگ در سه سطح (۰، ۵ و ۱۰ ساعت) بود. در این روش بذرهای کلزا پس از زوال یافتن در دمای ۴۳ درجه سانتی‌گراد و رطوبت نسبی ۱۰۰ درصد انجام شد. نتایج تغییرات فیزیولوژیکی بذر نشان داد که با افزایش سطوح زوال، خصوصیاتی نظیر درصد، سرعت و یکنواختی جوانه‌زنی، مقدار استفاده از ذخایر بذر و کارایی استفاده از ذخایر بذر کاهش یافت، اما میزان این کاهش برای بذرهای پرایمینگ شده کمتر بود. همچنین در کلیه سطوح زوال، بذرهای پرایم شده نسبت به شاهد زمان کمتری طول کشید تا به ۵۰ درصد جوانه‌زنی برسند. در مورد تغییرات بیوشمیایی که شامل تغییر در میزان پراکسیداسیون لپید، میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان سوپراکسید دیسموتاز، پراکسیداز، کاتالاز و هدایت‌الکتریکی (EC) بود، نتایج نشان داد که با افزایش سطوح زوال میزان پراکسیداسیون لیپید، افزایش و میزان فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز، پراکسیداز و کاتالاز کاهش یافت، اما میزان این افزایش و کاهش برای بذرهای پرایمینگ شده کمتر بود. همچنین در کلیه سطوح زوال، در بذرهای پرایم شده نسبت به شاهد مواد محلول سیتوپلاسمی کمتری از غشاء پلاسمایی به محیط بیرون تراوش یافت. به‌طورکلی می‌توان نتیجه گرفت که هیدروپرایمینگ باعث کاهش پراکسیداسیون لیپید، بهبود بذرهای زوال یافته و به دنبال آن افزایش قدرت سبزشدن کلزا می‌شود.

واژه‌های کلیدی: کلزا، زوال بذر، هیدروپرایمینگ، آنتی‌اکسیدان، پراکسیداسیون لیپید

[*]مسول مکاتبه: hadinajafinavaey@yahoo.com

مقدمه

کلزا (*Brassica napus*) به‌عنوان یکی از گیاهان دانه روغنی مهم در مناطق معتدله دارای طیف نسبتاً وسیعی از سازگاری اقلیمی است. دانه کلزا دارای ۲۵ تا ۵۵ درصد روغن، ۱۸ تا ۲۴ درصد پروتئین و ۱۲ تا ۲۰ درصد پوست است. رقم اصلاح شده کلزا، کانولا خوانده می‌شود که دارای مقدار کمتری اروسیک اسید و گلیکوزینولات می‌باشد. به‌دلیل محتوای کمتر مواد ضد تغذیه ای برای مصرف انسان و تک معده‌ای‌ها نسبت به رقم غیر اصلاح شده یا همان کلزا، مناسب تراست(Mobasery and Piry, 2014). جوانه زنی و رشد گیاهچه یکی از مهمترین مراحل رشدی گیاه است که تعیین‌کننده درجه موفقیت سیستم‌های زراعی در تولید می‌باشد (Forsela *et al*., 2000؛ Soltani *et al*., 2006؛ Soltani *et al*., 2004). این مراحل به شدت تحت تأثیرکیفیت بذر(قابلیت حیات و بنیه بذر) قرار می‌گیرد (Defigorid *et al*., 2003). بنیه بذر بسته به دما و رطوبت در دوران رسیدگی، برداشت و انبارداری نامناسب دچار فرسودگی می‌شود. بنابراین درصورت بالا بودن دما و رطوبت نسبی محیط انبار، بذرها سریع‌تر زوال یافته و ضمن کاهش کیفیت به مرگ نزدیکتر می‌شوند، که این تغییرات می‌تواند منجر به کاهش کیفیت بذرکاهش درصد و سرعت جوانه‌زنی، رشد کندتر گیاه، افزایش حساسیت به تنش‌های محیطی و گاهی کاهش عملکرد شوند (Mohamadi *et al*., 2007). اکثر اثرات مشهود در پیری بذر ابتدا در سطح مورفولوژیک بذر و سپس در طول جوانه‌زنی و رشد گیاهچه مشاهده می‌شوند. اما این اثرات تا تغییرات زیاد مورفولوژیک و فراساختاری پیش می‌رود، که اثرات آن به آسانی نمایان نمی‌شود. اما می‌توان اثرات آن را به وسیله روش‌های پیشرفته پایشی که برای تعیین تغییرات در پیری بذر در سطح فیزیولوژیک استفاده می‌شوند، تشخیص داد (Khajeh-Hosseini *et al*.,2003 ؛ Basra *et al*., 2003). طبق گزارش‌های موجود تغییرات بیوشمیایی زوال بذر عبارتند از: ۱) فراوانی تراوش مواد از بذر، ۲) نابودی و غیرفعال شدن آنزیمی و ۳) افزایش پراکسیداسیون لیپید. یکی از روش‌های مناسب برای به حداقل رساندن پراکسیداسیون لیپید در بذرهای زوال یافته، تیمار آبگیری و خشک کردن یا هیدروپرایمینگ می‌باشد. یک توجیه برای این مشاهدات باز احیایی خسارت ناشی از رادیکال‌های آزاد روی غشاءها و ترکیبات دیگری است که در طول فاز آبنوشی تولید می‌شوند (Ward and Powell, 1983). برخی مطالعات این مسئله را تائید می‌کنند که کارکرد بذرهای زوال یافته بعد آبنوشی و یا قرار گرفتن بذر در محلول‌های اسمزی بهتر می‌شود. گزارش‌های متعددی مبنی بر تاثیر مثبت پرایمینگ بر جوانه‌زنی و سبزشدن در گیاهان مختلف وجود دارد (Murungu*et al*., 2003 Demir Kaya *et al*., 2006; Ashrafand Rauf, 2001; Demir Kaya *et al*., (2006) گزارش کردند که پرایمینگ باعث افزایش درصد و سرعت جوانه‌زنی، وزن خشک گیاهچه و کاهش گیاهچه‌های غیرعادی آفتابگردان در شرایط تنش خشکی گردید. بورگاس و همکاران (Burgass

(*et al*., 1984 نشان دادند که تیمار هیدروپرایمینگ و پرایمینگ با پلی اتیلن گلایکول توانسته است به میزان قابل توجهی سبب ترمیم پذیری بذرهای زوال یافته کلم شود. سانگ و چانگ (Sung and Chang, 1993) افزایش جوانه‌زنی در بذهای پرایم شده را به ترمیم غشاء، ساخته شدن متابولیت‌های جوانه‌زنی، کاهش در مرحله تاخیری آبنوشی، کاهش نشت الکترولیت‌ها مواد در طی آبنوشی و ترمیم آشفتگی غشاءها که در طی بلوغ اتفاق می‌افتد مرتبط می‌دانند. ممتاز خان و همکاران(Mumtaz Khan *et al*., 2004) نشان دادند که پرایمینگ باعث کاهش میزان پراکسیداسیون لیپید می‌شود که علت آن را افزایش میزان آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان نظیر کاتالاز، سوپراکسیددیسموتاز و پراکسیداز بیان نمودند. همچنین اندازه‌گیری میزان RNA و DNA نشان داد که افزایش معنی‌دار در بذور پرایم شده در مقایسه با بذور پرایم نشده وجود دارد. افزایش مقدار اسیدهای نوکلئوئیک در طی پرایمینگ ممکن است به علت فعال سازی یا سنتز آنزیم‌ها یا متابولیسم اسید نوکلئیک یا هر دو باشد (Dell'Aquila and Taranto, 1986). هدف از این تحقیق بیان راهکار عملی برای بازسازی خسارت القا شده به غشاء توسط افزایش پراکسیداسیون لپید و کاهش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در بذرهای پیر شده کلزا می‌باشد.

مواد و روش‌ها

این تحقیق در سال ۱۳۹۰ به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملا تصادفی با سه تکرار در آزمایشگاه تکنولوژی بذر دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان انجام شد. تیمارها شامل زوال بذر در پنج سطح (صفر، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ ساعت) و هیدروپرایمینگ در سه سطح (صفر، ۵ و ۱۰ ساعت) بود. برای زوال بذرها ازروش تسریع پیری استفاده شد (Modarresi*et al*., 2002; Flynn *et al*., 2006). در این روش بذرها برای دوره‌های صفر، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ساعت در دمای ۴۳ درجه سانتی‌گراد و رطوبت نسبی۱۰۰ درصدقرار گرفتند. برای این‌کار بذرها (۱۰۰گرم برای هر تیمار) روی یک توری سیمی از جنس آلومینیوم ریخته و درظرف‌های خلاء جداگانه که درکف آن آب ریخته شده بود قرارداده شدند و سپس ظرف‌ها در دمای مورد نظر قرارگرفتند. برای تیمار هیدروپرایمینگ (پرایمینگ بذرها با آب) بذرهای کلزا به مدت ۵ و ۱۰ ساعت در آب قرار داده شدند و پس از طی این مدت بذرها از آب خارج و در شرایط آزمایشگاه نگهداری تا خشک شدند. در هر تکرار از هر تیمار، ۲۰ بذر در ظرف‌های پتری قرار داده شدند. بازدید از بذرها هر ۲۴ ساعت یک بار صورت گرفت و معیار بذرهای جوانه‌زده خروج ریشه‌چه به اندازه دو میلی‌متر یا بیشتر بود. برای محاسبه درصد، سرعت و یکنواختی جوانه‌زنی از برنامه Germin استفاده شد (Soltani *et al*., 2001). برای اندازه‌گیری رشد هتروتروفیک گیاهچه، ابتدا وزن اولیه بذرهای خشک (ISDW) هر تیمارکه با کم کردن رطوبت بذر از وزن اولیه بذرها به‌دست می‌آیند، به‌صورت جداگانه محاسبه شدند. سپس۲۰بذر از هر تیمار در داخل

ظروف پتری قرار گرفتند. بعد از ۱۴روز، وزن خشک گیاهچه (SLDW) و وزن خشک باقیمانده بذرها (FSDW) محاسبه شدند. در نهایت، مقدار استفاده از ذخایر بذر (SRUR) و کارایی تبدیل ذخایر بذر (SRUE) بر اساس روابط ۳، ۴ محاسبه شدند.

$$SRUR = ISDW - FSDW \quad (۳)$$

$$SRUE = SLDW / SRUR \quad (۴)$$

آزمون هدایت الکتریکی: برای تعیین هدایت الکتریکی (EC) نمونه‌های دو گرمی هر بذر از هر تیمار مورد آزمایش در ۲۵ میلی‌لیتر آب مقطر دی یونیزه با دمای ۲۵ درجه سانتی گراد به‌مدت ۱۲۰ دقیقه قرار گرفتند، سپس مخلوط آب و بذر از صافی عبور داده شد و از EC متر برای اندازه‌گیری هدایت‌الکتریکی استفاده شد. اندازه‌گیری هدایت‌الکتریکی هر یک از نمونه‌ها بر مبنای واحد (dS/cm/g) و در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد انجام شد.

اندازه‌گیری پراکسیداسیون لیپید: استخراج عصاره براساس روش پروچازکوا و همکاران (Prochazkova *et al.*, 2001) انجام شد. برای این منظور نمونه‌های ۰/۵ گرمی هر بذر از هر تیمار مورد آزمایش با یک میلی‌لیتر از محلول اسید تری‌کلرواستیک ۰/۱ درصد را در یک‌هاون چینی و در حمام یخ هموژنیزه شد. هموژنات به همراه یک میلی‌لیتر از محلول حاصل از شستشوی‌هاون داخل لوله سانتریفوژ ریخته شد و به مدت ۱۵ دقیقه در ۱۵۰۰۰ گرم سانتریفوژ گردید. به یک میلی‌لیتر از سوپرناتانت چهار میلی‌لیتر محلول اسید تری باربیتوریک ۰/۵ درصد در اسید تری کلرواستیک ۲۰ درصد اضافه شد و مدت ۱۵ دقیقه در ۱۰۰۰۰ گرم سانتریفوژ گردید. سوپرناتانت برای اندازه‌گیری مقدار جذب توسط دستگاه اسپکتروفتومتر مورد استفاده قرار گرفت. جذب محلول در سه طول موج اختصاصی ۵۳۲ و غیر اختصاصی ۴۴۰ و ۶۰۰ نانومتر برای مالون دی آلدئید ۲ نسبت به شاهد ثبت گردید.

سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز: سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز براساس روش چانس و مهلی (Chance and Maehly, 1955) انجام شد. محلول واکنش در حجم نهایی سه میلی‌لیتر برای پراکسیداز شامل ۲/۷۹ میلی‌لیتر بافر فسفات سدیم ۲۵ میلی‌مولار با pH=۷، ۱۰۰ میکرولیتر گایاکول ۰/۶ مولار، ۱۰۰ میکرولیتر پراکسید هیدروژن، ۱/۲ مولار و ۱۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود. تغییرات جذب محلول واکنش در طول موج ۴۷۰ نانومتر اندازه‌گیری شد و فعالیت آنزیم بر اساس میکرومول بر دقیقه بر میلی‌گرم پروتئین بیان گردید.

سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز: سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز بر اساس روش چانس و مهلی (Chance and Maehly,1955) همراه با تغییراتی انجام شد. محلول واکنش در حجم نهایی سه میلی‌لیتر برای کاتالاز شامل ۲/۸۵ میلی‌لیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار با pH=7، ۱۰۰ میکرولیتر

پراکسیدهیدروژن ۰/۴۵ مولار و۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود. تغییرات جذب محلول واکنش نسبت به شاهد در طول موج ۲۴۰ نانومتر اندازه‌گیری شد و فعالیت آنزیم براساس میکرومول بر دقیقه بر میلی‌گرم پروتئین بیان گردید.

سنجش فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز: سنجش فعالیت این آنزیم بر طبق روش چانس و مهلی (Chance and Maehly, 1955) انجام شد. مخلوط واکنش شامل ۵۰HEPES-KOH میلی مولار بافر با ۷/۸pH حاوی ۰/۱EDTA میلی‌مولار، کربنات سدیم ۵۰ میلی‌مولار با ۱۰/۲pH، ال- متیونین ۱۲ میلی‌مولار، نیتروبلوتترازولیوم ۷۵ میکرومولار، ریبوفلاوین ۱ میکرومولار و ۲۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود. سپس نمونه‌ها به مدت ۱۵ دقیقه در معرض نور قرار داده شدند و پس از این مدت آنها در طول موج ۵۶۰ نانومتر با استفاده از دستگاه طیف سنج قرائت شد. فعالیت‌های آنزیمی به ازای تغییرات جذب به میلی گرم پروتئین در دقیقه بیان کشت. در نهایت برای تجزیه و تحلیل داده‌های از نرم‌افزار آماری SAS استفاده شد و با آزمون دانکن مقایسه میانگین صورت گرفت.

نتایج و بحث

اثرات زوال بذر و پرایمینگ بر مولفه‌های خصوصیات فیزیولوژیک و بیوشمیایی بذر و اثرات متقابل آنها بر سرعت جوانه‌زنی، زمان تا ۵۰ درصدجوانه‌زنی و یکنواختی جوانه‌زنی در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود ولی اثرات متقابل زوال بذر و پرایمینگ بر درصد جوانه‌زنی، کارایی‌استفاده از ذخایر بذر، میزان انتقال ذخایربذر، هدایت الکتریکی، پراکسیداسیون لیپید، میزان آنزیمسوپراکسیددیسموتاز، پراکسیداز و کاتالاز معنی‌دار نبود (جدول ۱ و ۲). با افزایش زوال بذر درصد جوانه‌زنی در هر سه گروه بذرهای پرایمینگ شده و شاهد کاهش یافت که درصد کاهش در بذرهای شاهد بیشتر از بذرهای پرایم شده بود (شکل۱). بیشترین تأثیر پرایمینگ بر درصدجوانه‌زنی در سطوح فرسودگی ۷۲ و ۹۶ ساعت بود به طوری که در تیمار ۷۲ ساعت درصد جوانه‌زنی در بذرهای شاهد، پرایمینگ ۵ ساعت و پرایمینگ ۱۰ ساعت به‌ترتیب ۵۸/۳۳، ۶۶/۶۶ و ۷۳/۳۳ درصد و در تیمار ۹۶ ساعت به‌ترتیب ۵۰, ۴۵ و ۵۵ درصد بود. به عبارت دیگر به‌طور میانگین، با اعمال تیمارهای هیدروپرایمینگ درصد جوانه‌زنی در سطوح فرسودگی ۷۲ و ۹۶ ساعت به‌ترتیب ۱۵ و ۱۰ درصد افزایش یافت. در تیمارهای صفر، ۴۸ و ۱۴۴ ساعت، پرایمینگ تاثیر چندانی بر افزایش درصدجوانه‌زنی نداشت. پشیالاتا و همکاران (Pushpalatha *et al*., 2007) در ارزن مرواریدی مشاهده کردند که آبنوشی بذر ارزن مرواریدی با ویتامین‌های B_8, B_9, B_1, B_3, B_6 سبب افزایش درصدجوانه‌زنی و بالا رفتن بنیه بذر گردید. توکل افشاری و همکاران (TavakolAfshari *et al*., 2007) در تحقیق خود نشان داد که هورمون اسید آبسیزیک سبب ترمیم بذرهای زوال یافته کلزا شد که این امر منجر به افزایش درصدجوانه‌زنی نسبت به

بذور بدون پرایمینگ گردید. باز احیایی خسارت ناشی از رادیکال‌های آزاد روی غشاءها، به حداقل رساندن پراکسیداسیون لپید در بذرهای زوال یافته و ترکیبات دیگری که در طول فاز آبنوشی تولید می‌شوند را می‌توان علت این مشاهدات بیان نمود. همچنین چیو و همکاران (Chiu *et al.*, 1995) آبگیری را علت اصلی بهبود ترمیم غشاء در بذرهای هندوانه دانستند.

با افزایش سطوح زوال بذر پارامترD50 در هرسه گروه تیمار بذری افزایش یافت. اما میزان افزایش این پارامتر در بذرهای پرایم شده نسبت به شاهد کمتر بود (شکل ۳). به عبارت دیگر، با اعمال تیمارهای پرایمینگ، زمانی که طول می‌کشد جوانه‌زنی به ۵۰ درصد برسد کاهش می‌یابد و بذرهای پرایم شده جوانه‌زنی خود را نسبت به بذرهای شاهد سریعتر شروع می‌کنند. درصد کاهش مدت لازم برای جوانه‌زنی بذور پرایم شده ۵ ساعت نسبت به بذرهای شاهد برای D50 در تیمارهای زوال ۰، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ ساعت به‌ترتیب ۱۰/۹۲، ۴/۲، ۸/۳۴، ۸/۹۴ و ۹ درصد و برای بذرهای پرایمینگ شده ۱۰ساعت در تیمارهای زوال ۰، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ ساعت در مقایسه با بذرهای شاهد به ترتیب ۱۴/۳۱، ۱۶/۷، ۳۰/۳۹، ۲۳/۸ و ۱۸درصد بود. فاروغ و همکاران (Farooq *et al.*, 2006) روش‌های مختلف پرایمینگ را بر جوانه‌زنی و رشد گیاهچه دو نوع برنج (سخت و ریز) بررسی کردند و بیان داشتند که اسمو پرایمینگ بذور سخت باKCL و بذرهای ریز برنج با $CaCl_2$کمترین زمان تا ۵۰ درصد جوانه‌زنی و بالاترین میزان سبزشدن را داشت.

تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که یکنواختی جوانه‌زنی (GU) سطوح زوال و تیمارهای پرایمینگ و اثرات متقابل آنها معنی‌دار بود(جدول۱). درکلیه سطوح زوال، بذرهای پرایمینگ شده در مقایسه با بذرهای شاهد یکنواخت‌تر جوانه زدند. به عبارت دیگر، بذرهای پرایم شده در مقایسه با بذرهای شاهد زودتر مرحله جوانه‌زنی را طی کردند. استفاده از تیمارهای پرایمینگ موجب کاهش یکنواختی جوانه‌زنی نسبت به بذرهای شاهد گردید، که میزان این کاهش برای پرایمینگ ۱۰ ساعت بیشتر از پرایمینگ ۵ ساعت بود (شکل۴). بسرا و همکاران (Basra *et al.*, 2003) در آزمایش خود بروی جوانه‌زنی بذر پنبه نشان دادند که تیمار پرایمینگ باعث کوتاه کردن زمان کاشت تا سبزشدن و حفاظت بذرها از عوامل زنده و غیرزنده در مرحله بحرانی استقرار گیاهچه گردید، همچنین این تیمارها یکنواختی سبزشدن را موجب شدند که منجر به استقرار یکنواخت و بهبود عملکرد در محصول شدند.

سرعت جوانه‌زنی نیز به ازای هر ساعت افزایش زوال بذر به‌طور خطی کاهش یافت. با اینکه در بذرهای پرایم شده نیز با افزایش زوال بذر سرعت جوانه‌زنی کاهش یافت اما در کلیه سطوح زوال سرعت جوانه‌زنی بذرهای پرایم شده بیشتر از بذرهای شاهد بود (شکل۲). میزان افزایش سرعت جوانه‌زنی برای بذرهای پرایم شده ۵ ساعت در سطوح زوال صفر، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ ساعت در مقایسه با بذرهای شاهد به‌ترتیب ۶، ۴، ۴، ۷/۷ و ۱۰/۷ درصد و برای بذرهای پرایم شده ۱۰ ساعت در

سطوح زوال صفر، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ ساعت در مقایسه با بذرهای شاهد بـه ترتیـب ۱۸، ۴، ۱۱، ۱۷ و ۱۵درصد بود. کونجوسکی و گام (Chojnowski and Come, 1997) گزارش کردند کـه پـرایم بـذرهای آفتابگردان به مدت ۳ الی ۵ ساعت باعث افزایش سرعت جوانه‌زنی و بهبود رشد گیاهچه مـی‌شـود. ایـن محققـان افـزایش در فعالیـت‌هـای تنفسـی و در نتیجـه تولیـد ATP، تحریـک فعالیـت‌هـای RNA و پروتئین‌سازی در بذور پرایم شده را دلیل چنین واکنشی ذکر کردند. بذرهای *Vigna radiate* L. کـه ۸ ساعت در آب پرایم شده بودند سبزشدن سریع‌تری داشـتند و میـزان آلـودگی آن بـه بیمـاری ویـروس موزاییک زرد کاهش یافت و عملکرد ۵ برابر افزایش یافت (Rashid *et al*., 2004). مقاومت بـه بیمـاری می‌تواند به دلیل سبزشدن سریعتر و توسعه سریعتر سیستم ریشه باشد.

در مطالعه حاضر با افزایش دوره زوال بذر، میزان استفاده از ذخایر بذر (SRUR) بـه صـورت خطـی کاهش یافت، اما این کاهش برای بذور پرایمینگ شده کمتر بود (شکل ۵). بیشترین مقـدار اسـتفاده از ذخایر بذر مربوط تیمار بدون زوال با پرایمینگ ۱۰ساعت با ۱۱/۹ میلی‌گرم در هـر بـذر بـود. همچنـین کارایی تبدیل ذخایر بذر (SRUE) به‌صورت خطی کاهش یافت، اما این کـاهش بـرای بـذور پرایمینـگ شده کمتر بود (شکل ۶). بیشترین کارایی استفاده از ذخایر بذر مربـوط تیمـار بـدون زوال و پرایمینـگ ۱۰ ساعت با ۱/۷۸ میلی‌گرم بر میلی‌گرم در هر بذر بود. کاهش رشد و تجمع سـاکارز در گیاهچـه‌هـای حاصل ار بذور زوال یافته به دلیل کاهش فعالیت آنزیم‌های تجزیه‌کننده نشاسته مـی‌باشـد کـه موجـب کاهش متابولیسم نشاسته لپه‌ها و انتقال ساکارز از لپه‌ها به محور جنـین مـی‌شـود (Gonzales *et al*., 1995). کایور و همکاران (Kaur *et al*., 2002) اثر هیدرو و اسموپرایمینگ را بـر نخـود فرنگـی بررسـی کردند و مشاهده کردند که ۲۴ ساعت تیمار بذرهای با آب موجب تولید گیاهچه‌های بـا ریشـه و سـاقه بزرگتر در مقایسه با بذور پرایم نشده، گردید. میزان فعالیت آمیلاز در سـاقه گیاهچـه‌هـای پـرایم شـده بالاتر بود، ولی پرایمینگ بر میزان آمیلاز ریشه و کوتیلدونها اثری ندارد. فعالیت بالاتر آمـیلاز و سـاکارز فسفات سنتتاز در ساقه‌های گیاهچه‌های پرایم شده تحت تنش خشکی موجـب هیـدرولیز سـریع فـرم قابل انتقال قند در ساقه گیاهچه‌ها شده و منجر به افزایش فراهمی گلوکز برای رشد گیاهچه مـی‌گـردد که این امر افزایش میزان استفاده از ذخایر بذر و افزایش کارایی تبـدیل ذخـایر بـذر را بـه همـراه دارد. پرایمینگ بذرهای، موجب کاهش معنی‌دار در کل قندهای محلول و کاهش قندهـای موجـود در سـاقه می‌شود که نشان دهنده مصرف سریعتر قندها برای رشد ساقه می‌باشد. بنابراین افزایش فعالیت آنزیمی در ساقه گیاهچه‌های پرایمینگ شده تحت شرایط زوال بذر موجب همزمانی روابط بین منبـع و مخـزن شده و میزان تقاضای مخزن به‌عنوان یک نیروی جلو برنده برای سنتز ساکارز در لپه‌ها می‌باشد (Kaur *et al*., 2002). این محققین دلایل افزایش رشد گیاهچه تحت شرایط زوال بـذر را افـزایش آنـزیم‌هـای تجریـه‌کننـده نشاسـته و افـزایش مصـرف آن در گیاهچـه در حـال رشـد مـی داننـد. در بررسـی

هدایت‌الکتریکی که یکی از مهم‌ترین معیارها برای بیان زوال بذر است، مشاهده شد که با افزایش سطوح زوال، هدایت الکتریکی محلول و یا به عبارت دیگر مقدار مواد محلول سیتوپلاسمی تراوش یافته از غشاء پلاسمای به محیط بیرون سلول افزایش یافت. اما این میزان برای بذرهای پرایمینگ شده نسبت به بذرهای شاهد کمتر بود (شکل ۷). میزان افزایش هدایت الکتریکی برای بذرهای پرایم شده ۵ساعت در سطوح زوال صفر، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ ساعت در مقایسه با بذرهای شاهد به‌ترتیب۰/۲، ۰/۴، ۰/۵۴، ۰/۲۲ و ۰/۸ درصد و برای بذرهای پرایم شده ۱۰ ساعت در سطوح زوال صفر، ۴۸، ۷۲، ۹۶ و ۱۴۴ در مقایسه با بذرهای شاهد به ترتیب ۰/۱، ۰/۲، ۰/۶۱، ۰/۱ و ۰/۴ درصد بود. گول و همکاران (Goel *et al*., 2003) در پنبه نشان دادند که هیدرو پرایمینگ باعث کاهش نشت الکترولیت‌ها مواد مانند کلسیم، منیزیم، سدیم و ...در طی آبنوشی بذور زوال یافته گردید. که علت آن را به ترمیم غشاء، ساخته شدن متابولیت‌های جوانه‌زنی، کاهش در مرحله تاخیری آبنوشی و ترمیم آشفتگی غشاءها که در طی بلوغ اتفاق می‌افتد، مرتبط دانستند.

در ارتباط با پراکسیداسیون لیپید سطوح زوال به‌طور معنی‌داری این صفت را افزایش داد، اما این افزایش برای بذرهای پرایم شده نسبت به شاهد کمتر بود (شکل ۸). بیشترین تأثیر پرایمینگ بر پراکسیداسیون لیپید در سطوح فرسودگی ۴۸ ساعت مشاهده گردید، به طوری‌که در تیمار ۴۸ ساعت میزان پراکسیداسیون لیپید در بذرهای شاهد، پرایمینگ ۵ ساعت و پرایمینگ ۱۰ساعت به‌ترتیب ۰/۵، ۰/۴۵ و ۰/۳۷ میلی‌مول بر گرم بود. همچنین زوال بذر منجر به کاهش فعالیت آنزیم پراکسیداز، کاتالاز وسوپراکسیددیسموتاز در همه تیمارهای بذر شد، اما بذرهای پرایمینگ شده نسبت به بذرهای شاهد، دارای فعالیت آنزیمی بیشتری بودند (شکل ۹، ۱۰ و ۱۱). بیشترین فعالیت آنزیمی پراکسیداز، کاتالاز و سوپراکسیددیسموتاز مربوط به تیمار بدون زوال با پرایمینگ ۱۰ ساعت به‌ترتیب با ۱۰/۲۸ و ۱۷/۶۳ میکرومول بر دقیقه بر میلی‌گرم پروتئین و ۱۹/۲۸ میلی گرم پروتئین در دقیقه در هر بذر بود.

بسرا و همکاران (Basra *et al*., 2000) نشان دادند که زوال بذر باعث افزایش تولید رادیکال‌های آزاد و به دنبال آن افزایش پراکسیداسیون لیپید و تجزیه غشاء فسفولیپیدی می‌شود. سانچز و همکاران (Sanchez *et al*., 2001) گزارش کردند که قدرت بذر در خیار و فلفل در اثر هیدروپرایمینگ به طور معنی‌داری افزایش یافت. نتایج تحقیق سامیولا و خان (Samiullah and Khan, 1997) نشان داد که آبگیری بذرها با ویتامین B_6 (اسید سالیسیلیک) محلول در آب سبب افزایش قدرت سبز شدن بذر در خردل شد و علت آن را کاهش پراکسیداسیون لیپید و افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان کاتالاز، پراکسیداز، سوپراکسیددیسموتاز و هیدرولیتیک و به دنبال آن افزایش میزان استفاده از ذخایر بذر بیان کردند. گول و همکاران (Goel *et al*., 2003) و اسویندتار و همکاران (Sveinsdottir *et al*., 2009) نشان دادند که با افزایش سطوح زوال فعالیت‌های آنزیمی در بذر مثل کاتالاز، پراکسیداز، سوپراکسید

دیسموتاز، اسکوربات پراکسیداز و ATP آز کاهش می‌یابد، اما این کاهش برای بذرهای پرایم شده کمتر از بذرهای شاهد بود. این محققان جذب آب، همانندسازی DNA، تحریک فعالیت RNA و در نتیجه پروتئین سازی، ترمیم غشای سلولی و افزایش غلظت هورمون‌های تحریک کننده فعالیت آنزیمی بیان نمودند که مجموع این عوامل مقدمات جوانه‌زنی را فراهم می‌آورند و زمانی که این بذرهای تیمار شده تحت شرایط جوانه‌زنی قرار می‌گیرند در مقایسه با شاهد پیشی می‌گیرند.

به‌طورکلی نتایج به‌دست آمده در این تحقیق نشان داد که بین فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و میزان پراکسیداسیون لیپیدی ارتباط منفی وجود دارد. این نتیجه توسط اسفندیاری و همکاران (Esfandiari *et al.*, 2007, 2008) نیز گزارش شده است. با افزایش شدت زوال بذر میزان آسیب به غشاءها در هر تیمارهای بذری شدت یافت. افزایش حجم خزانه و نسبت احیا به اکسید این آنتی‌اکسیدان‌ها، ضمن برطرف نمودن محدودیت‌های مکانیزم‌های دفاعی، پتانسیل ردوکس سلول را افزایش می‌دهند (Dewir *et al.*, 2006). به‌علاوه آنتی‌اکسیدان‌های اسکوربات و گلوتاتیون توانایی واکنش مستقیم با رادیکال سوپراکسید و سایر فرم‌های فعال اکسیژن را دارند که می‌توانند شدت آسیب را کاهش دهند (Israr and Sahi, 2006). کاهش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و نیز کاهش حجم خزانه آنتی‌اکسیدان‌ها از عوامل اصلی محدود کننده مکانیزم‌های دفاعی به‌شمار آمده و سبب افزایش پراکسیداسیون لیپیدی می‌گردد. سوپراکسید دیسموتاز رادیکال سوپراکسید را به پراکسید هیدروژن تبدیل می‌کند. کاهش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز، تجمع رادیکال سوپراکسید را در پی دارد. این رادیکال می‌تواند با پراکسید هیدروژن ترکیب و با اجرای واکنش‌هابر- ویز رادیکال فوق‌العاده خطرناک هیدروکسیل را به‌وجود آورند (Mittler *et al.*, 2004). در تیمارهای مورد بررسی در سطوح زوال، فعالیت سوپراکسید دیسموتاز عامل محدود کننده‌ای به‌شمار می‌آید. فعالیت کم آنزیم سوپراکسید دیسموتاز کارایی چرخه مهلر را کاهش خواهد داد. کاهش کارایی این چرخه سبب افزایش شدت صدمات به بیومولکول‌ها حیاتی می‌گردد که آسیب به غشاءها می‌شود. به‌علاوه تجمع رادیکال سوپراکسید، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیدازها را کاهش می دهد (Asada, 2000). این آنزیم‌ها نقش ویژه‌ای در جمع آوری پراکسید هیدروژن موجود در سلول دارند (Shao *et al.*, 2005). کاهش فعالیت سوپراکسید دیسموتاز و عدم افزایش حجم خزانه آنتی‌اکسیدان‌ها در تیمارهای بذری ممکن است عامل کاهش فعالیت کاتالاز و اسکوربات پراکسیداز باشد. کاتالاز و اسکوربات پراکسیداز از مهم‌ترین آنزیم‌های جمع آوری کننده پراکسید هیدروژن به شمار می آیند. کاهش فعالیت آنزیم‌های مذکور شدت آسیب‌های وارده به بیومولکول‌های حیاتی سلول را افزایش می‌دهد. کاهش فعالیت آنزیم‌های اسکوربات پراکسیداز و کاتالاز به‌ترتیب در تیمارهای بذر با کاهش فعالیت سوپراکسید دیسموتاز سبب افزایش پراکسیداسیون لیپید و آسیب به غشاءها شده است، اما هیدروپرایمینگ باعث

افزایش فعالیت آنزیم‌های اسکوربات پراکسیداز، کاتالاز و سوپراکسید دیسموتاز و به‌دنبال آن کاهش پراکسیداسیون لیپید و آسیب به غشاءها را به همراه دارد.

جدول ۱- نتایج تجزیه واریانس (میانگین مربعات)خصوصیات فیزیولوژیک بذرهای پرایمینگ شده کلزا تحت سطوح زوال.

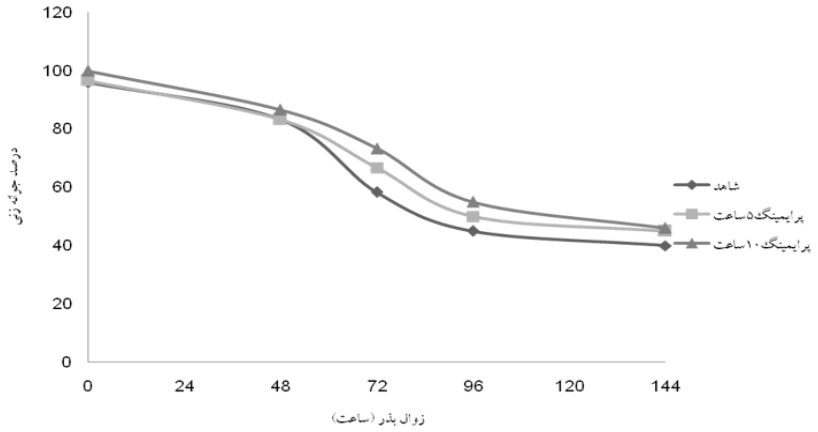
منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		کارایی استفاده از ذخایر بذر	میزان استفاده از ذخایر بذر	یکنواختکی جوانه‌زنی	زمان تا ۵۰ درصد جوانه‌زنی	سرعت جوانه‌زنی	حداکثر ژ جوانه‌زنی
زوال بذر	۴	۰/۴۳۹**	۰/۸۶۵	۴۹۴۳/۱۸**	۴۹۴۳۴/۱۵**	۰/۰۲۳۷**	۴۴۱۳/۰۵**
پرایمینگ	۲	۰/۰۴۴**	۱۳/۲۷۲**	۱۱۰۹/۳۳**	۳۸۰۸/۲۳**	۰/۰۰۰۶۱۴**	۱۹۰/۵۵**
اثرمتقابل	۸	۰/۰۴۶ns	۰/۰۰۰۹ns	۳۴۱/۶۳**	۷۲۸/۱۴**	۰/۰۰۰۰۲۷**	۲۳/۸۸ns
خطا	۳۰	۰/۰۴۸	۰/۲۱۱	۶۳/۴۸	۲۱/۹	۰/۰۰۰۰۰۵	۱۳/۸۸

ns و *، **: به‌ترتیب غیرمعنی‌دار، معنی‌دار بودن در سطح ۵ و ۱ درصد.

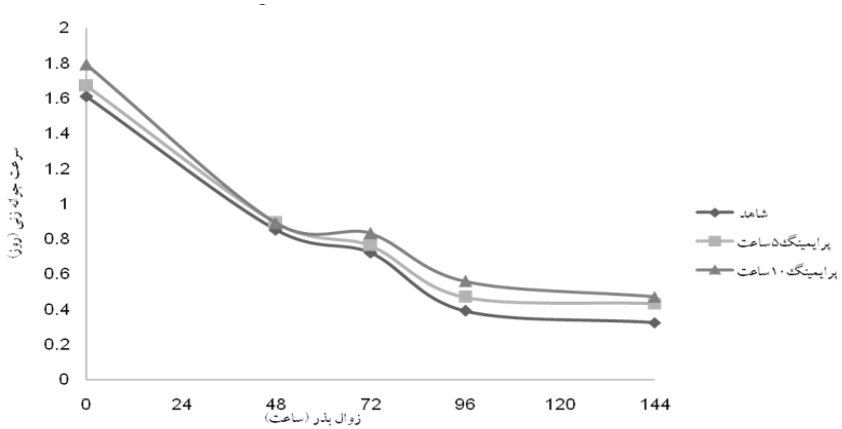
جدول ۲- نتایج تجزیه واریانس (میانگین مربعات) خصوصیات بیوشمیایی بذرهای پرایم شده کلزا تحت سطوح زوال.

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز	پراکسیداسیون لیپید	آنزیم کاتالاز	آنزیم پراکسیداز	هدایت الکتریکی
زوال بذر	۴	۱۰۷/۵۲**	۷/۴۴**	۱۲۳/۸**	۱۶/۸۰**	۲/۱۱**
پرایمینگ	۲	۱۴/۸۲**	۰/۶۱**	۲۶/۹۳**	۲/۱۱**	۰/۴۹۶**
اثرمتقابل	۸	۵۴/۴۴ ns	۰/۰۲ ns	۱/۵۹ ns	۰/۰۵۷۹ ns	۰/۰۳۸ ns
خطا	۳۰	۳۵/۱	۰/۰۷۸۲	۱/۳۷	۰/۰۶۵۶	۰/۰۲۳۳

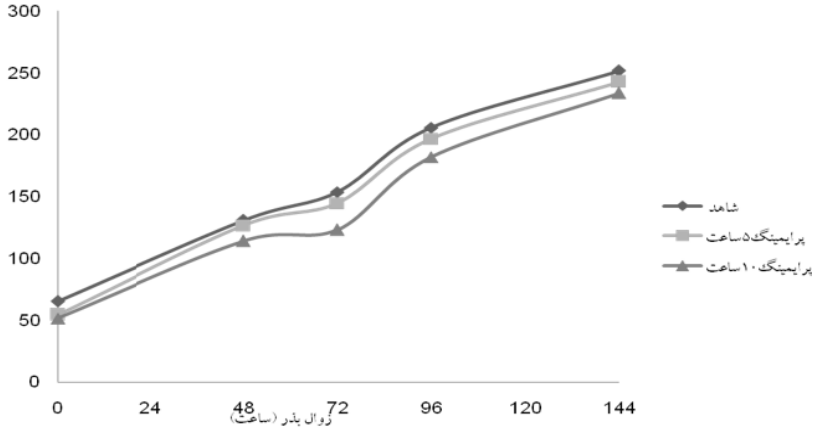
ns و *، **: به‌ترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌دار بودن در سطح ۵ و ۱ درصد.



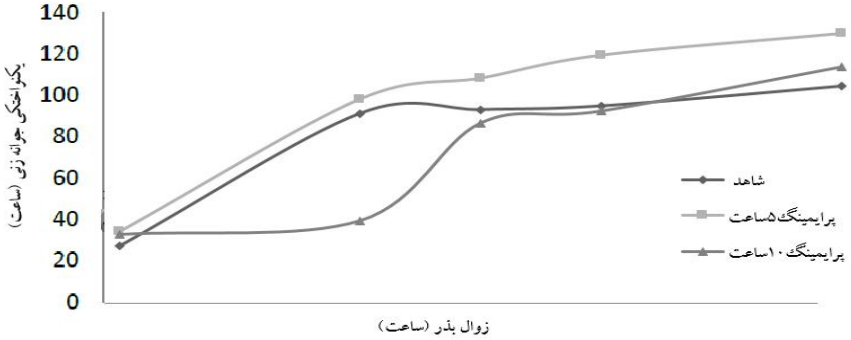
شکل ۱- حداکثر درصد جوانه زنی بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



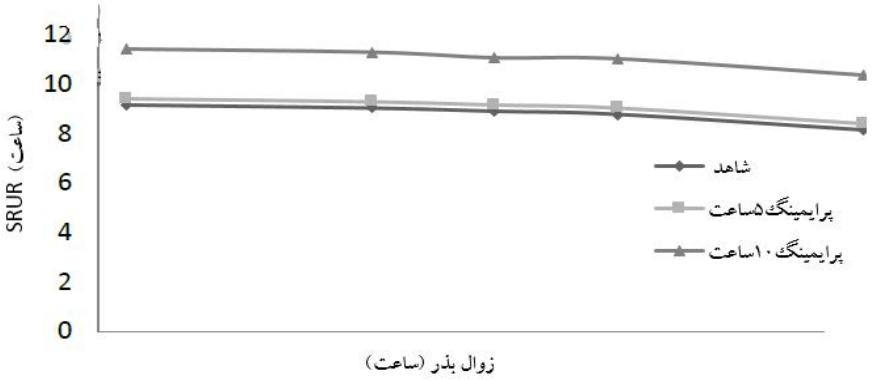
شکل۲- سرعت جوانه زنی بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



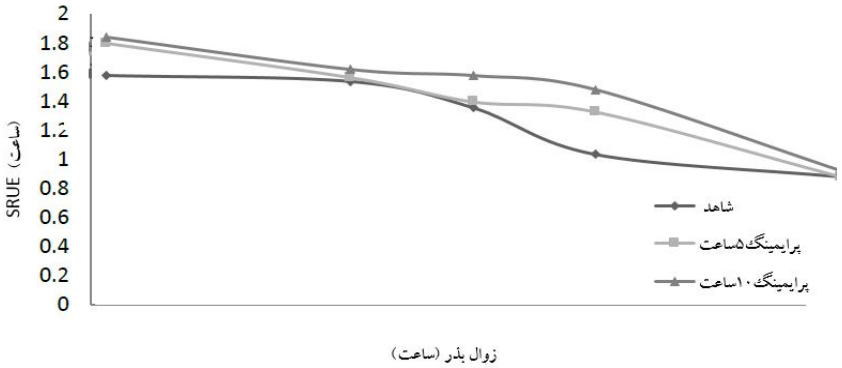
شکل۳- زمان تا جوانه زنی ۵۰ درصد بذور کلزا پرامینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



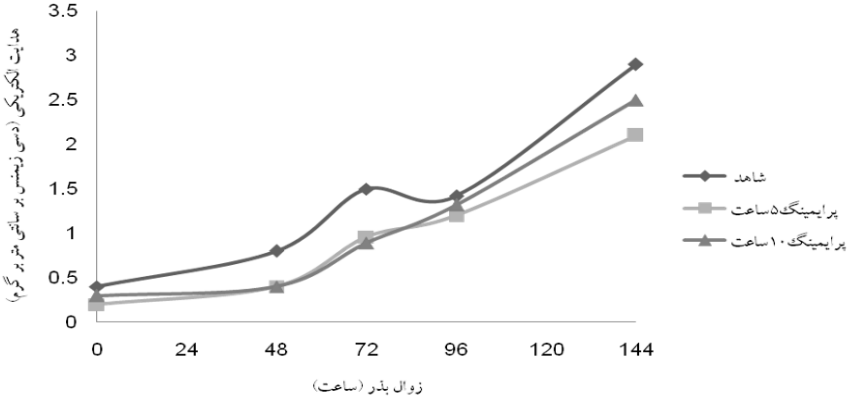
شکل ۴- یکنواختی جوانه زنی بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



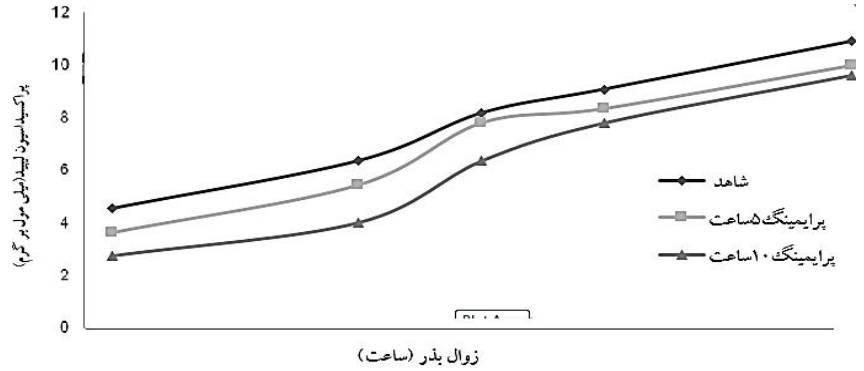
شکل۵- میزان استفاده از ذخایر بذر، بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



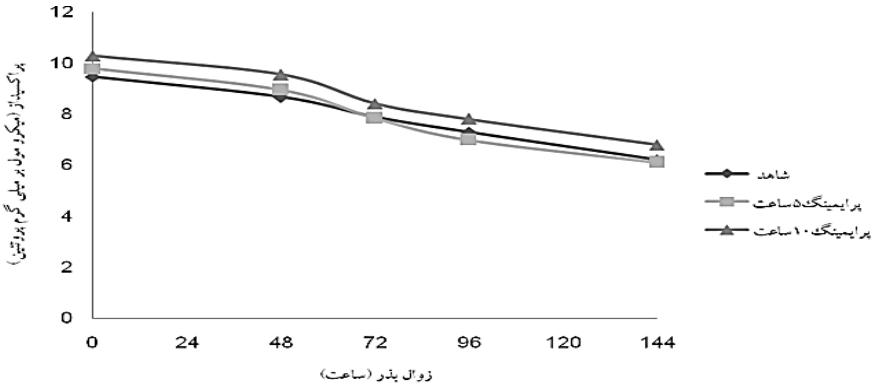
شکل۶- کارایی استفاده از ذخایر بذر، بذرهای کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



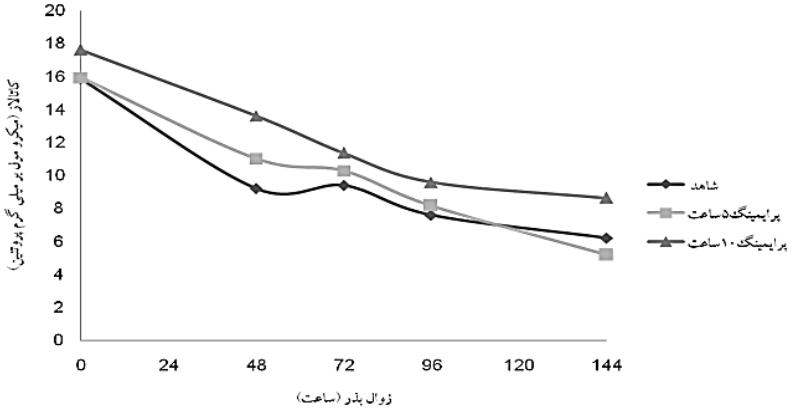
شکل ۷- هدایت‌الکتریکی بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



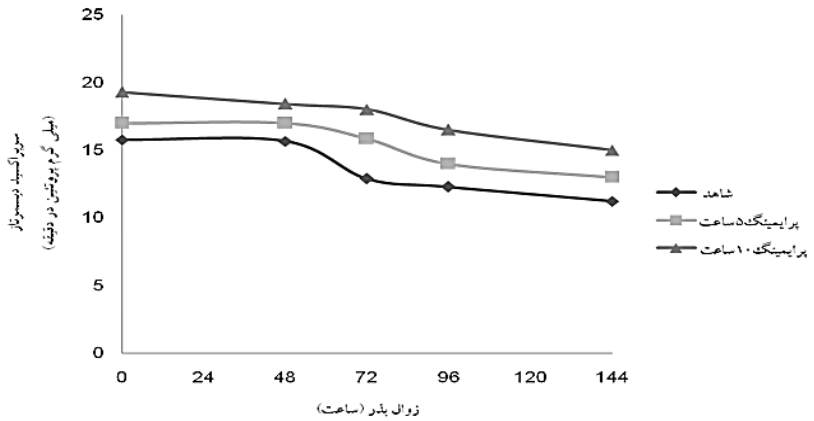
شکل۸-پراکسیداسیون لیپید بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



شکل۹- فعالیت آنزیم پراکسیداز بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



شکل۱۰- فعالیت آنزیم کاتالاز بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.



شکل ۱۱- فعالیت آنزیم سوپراکسیددسموتاز بذور کلزا پرایمینگ شده و شاهد در سطوح مختلف زوال.

منابع

Asada K. 2000. The water-water cycle as alternative photon and electron sinks. Philosophical Transactions of the Royal Society Biological Sciences. 355: 1419-1431.

Ashraf, M., and Rauf, H. 2001. Inducing salt in maize (*Zea mays* L.) through seed priming with chloride salts: growth and ion transport at early growth stages. Acta Physiologiea Plantarum. 23: 407-414.

Basra, S.M.A., Ahmad, N., Khan, M.M., Iqbal, N., and Cheema, M.A. 2003. Assessment of cotton seed deterioration during accelerated aging. Seed Sci.Technol. 31: 531-540.

Blokhina O, Virolainen E., and Fagerstedt, K.V. 2003. Antioxidants, oxidative damage and oxygen deprivation stress: A review. Ann Botany. 91: 179-194.

Breusegem F.V., Vranova E., Dat J.F., and Inze, D. 2001. The role of active oxygen species in plant signal transduction. Plant Sci. 161: 405-414.

Burgass, R.W., and Alison, Powell, A. 1984. Evidence for repair prosesses in the vigoration of seeds by hydration. Annals of botany. 53: 753-757.

Chance, B., and Maehly, A.C. 1955. Assay of catalyses and peroxides. Methods Enzymol. 11: 764-755.

Chiu, K.V., Wang, C.S., and Sung, J.M. 1995. Lipid Peroxidation and peroxide scavenging hienzymes associated with accelerate aging and hydration of water melon seed hidiffering in polity. Physiologic. Plantrum. 94: 441-446.

Chojnowski, F.C., and Come, D. 1997. Physiology and biochemical changes induced in sunflower seeds by osmopriming and drying, storage and aging. Seed Sci. Research. 7: 323-331.

De Figueiredo, E., Albuquerque, M.C., and De Carvalho, N.M. 2003. Effect of the type of envi ronmental stress on the emergence of sunflower (*Helianthus annus* L.), soybean (*Glycine max* L.) and maize (*Zea mays* L.) seeds with different levels of vigor. Seed Sci. Technol. 31: 465-479.

Dell'Aquila, A. and Taranto, G., 1986. Cell division and DNA synthesis during osmo priming treatment and following germination in aged wheat embryos. Seed Sci. & Technol. 14: 333-341.

Demir Kaya, M., Okçu, Gamze.,Atak, M., Çikili, Y., and Kolsarici, Ö. 2006. Seed treatment to overcome salt and drought stress during germination in sunflower (*Helianthus annuus*L.). Eur. J. Agro. 24: 291-295.

Dewir, Y.H., Chakrabarty, D., Ali, M.B., Hahn, E.J. and Paek, K.Y. 2006. Lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities of *Euphorbia millii* hyperhydric shoots. Environ. Exp. Bot. 58: 93-99.

Esfandiari, E.A., Shakiba M.R., Mahboob S.A., Alyari H. and Shahabivand S. 2008. The effect of water stress on the antioxidant content, protective enzyme activities, proline content and lipid peroxidation in wheat seedling. Pak. J. Bio. Sci. 11: 1916-1922.

Esfandiari E.A., Shakiba M.R., Mahboob S.A., Alyari H. and Toorchi, M. 2007. Water stress, antioxidant enzyme activity and lipid peroxidation in wheat seedling. J, of Food, Agri. & Environ. 5: 149-153.

Farooq, M., Basra, S.M.A., and Rehman, H.U., 2006. Seed priming enhances emergence, yield, and quality of direct-seeded rice. Crop manage & Physio. 31(2): 42-44.

Flynn, S., Turner, R.M., and Stuppy, W.H. 2006. Seed Information Database (release 7.0, October 2006) http://www.kew.org/data/sid.

Forcella, F., Benech, R.L., Arnold, Sanchez, R., and Ghersa, C.M. 2000. Modeling seedling emergence. Field.Crop. Res. 67: 123-139.

Goel, A., Goel, A.K. and Sheoran, I.S. 2003. Change in oxidative stress enzymes during artificial ageing in cotton (*Gossypium hirsutum* L.) seeds. Journal of Plant Physiol. 160: 1093–1100.

Israr, M. and Sahi, S.V. 2006. Ant oxidative responses to mercury in the cell cultures of *Sesbania drummondii*. Plant Physiol. Biochem. 44: 590-595.

Kaur, S., Gupta, A.K., and Kaur, N., 2002. Effect of osmo and hydro priming of chickpea seeds on seedling growth and carbohydrate metabolism under water deficit stress. Plant Growth Regu. 37: 17-22.

Khajeh-Hosseini, M., Powell, A.A., and Bingham, I.J. 2003. The interaction between salinity stress and seed vigor during germination of soybean seeds. Seed. Sci. Technol. 31: 715-725.

Marshal, A.H., and Lewis, D.N. 2004. Influence of seed storage conditions on seedling emergence, seedling growth and dry matter production of temperate forage grasses. Seed Sci. Technol. 32: 493-501.

Mittler R., Vanderauwera S., Gollery M. and Breusegem, F.V. 2004. Reactive oxygen gene network of plants. Trend Plant Sci 9: 490-498.

Mobasery H. R and Piry, A. 2014. Industrial and forage crops. Payam Noor university Publishers. Page 120.

Modarresi, R., Rucker, M., and Tekrony, D.M. 2002. Accelerating ageing test for comparing wheat seed vigor. Seed Sci. Technol. 30: 683-687.

Mohamadi, H., Soltani, A., Sadeghipor, H., and Zeinali, A. 2007. Effect of seed deterioration on vegetative growth and chlorophyll fluorescence in soybean (*Glycine max*). Gorgan J. of Agri. Sci. and Natural Resources. 15 (5): 30-38.

Momtaz Khan, M., Javed Iqbal, M., Abbas, M., Raza, H., Waseem, R., and Ali, A. 2004. Loss of vigour and viability in aged onion (*Allium cepa* L.) Seeds. International J. Agri. Bio. 6(4): 708-711.

Murungu, F.S., Nyamugafata, P., Chiduza, C., Clark, L.J., and Whalley, W.R. 2003.Effects of seed priming aggregate size and soil matric potential on emergence of cotton (*Gossypium hirsutum*L.) and maize (*Zea mays* L.). Soil. Till. Res. 74: 161- 168.

Prochazkova, D., Sairam, R.K., Srivastava, G.C., and Singh, D.V. 2001. Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in maizeleaves. Plant Sci. 161: 765-771.

Pushpalatha, H.G., Mythrashree, S.R., and Radharkrishna, S. 2007. Ability of vitamin to induse downy mildew disease resistanse and growth promotion in pearl millt.Crop protection. 26: 1674-1681.

Rashid, A., Harris, D., Hollington, P. and Ali, S. 2004. On farm seed priming reduces yield loss of mungbean (*Vigna radiate*) associated with mungbean yellow mosaic virus in the north west Frontier province, Pakistan. 23: 119-1124.

Rashid, A. Hollington, P.A., Harris, D., and Khan, P. 2006. On farm seed priming for barely on normal, saline and sodic soils in north west Frontier province, Pakistan. 24: 276-281.

Rehman, S., Harris, P.J.C., and Bourne, W.F. 1999. Effect of artificial ageing on the germination , ion leakage and salinity tolerance of *Acacia tortilis* and *A. coriacea* seeds. Seed Sci. Tech. 27: 141–149.

Soltani, A., Ghorbani, M.H., Galeshi, S., and Zeinali, E. 2004. Salinity effects on germ inability and vigor of harvested seeds in wheat. Seed Sci. Technol. 32: 583-592.

Soltani, A., Robertson, M.J., Torabi, B., Yousefi-Daz, M., and Sarparast, R. 2006. Modeling seedling emergence in chickpea as influenced by temperature and sowing depth. Agric. For. Meteorol. 138: 156-167.

Soltani, A., Zeinali, E., Galeshi, S., and Latifi, N. 2001. Genetic variation for and interrelation ships among seed vigor traits in wheat from the Caspian Sea Coast of Iran. Seed Sci. and Tech. Nol. 29: 653-662.

Samiullah, A.F and D. Khan. 1997. Improving performance of *Brassica junacoa* by seed treat ment with pyridoxine. Newzland J. crop Horti. Sci. 25: 43-47.

Sanchez, J.A., Munoz, B.C., and Fresneda, J. 2001. Combine effect of hardening hydration de hydration and heat shock treatment on the germination of tomato, pepper and cucumber. Seed Sci. and Tech. 29: 691-697.

Shao, H.B., Liang, Z.S., Shao, M.A., and Sun, Q. 2005. Dynamic changes of anti-oxidative enzymes of 10 wheat genotypes at soil water deficits. Colloids and Surfaces B: Biointerfaces. 42: 187-195.

Sivritepe, N., Sivritepe, H.O., and Eris, A. 2003. The effects of NaCl priming on salt tolerance in melon seedling grown under saline conditions. Sci. Horti. 97: 229-237.

Sveinsdottir, H., Yan, F., and Zhu, Y. 2009. Seed ageing-induced inhibition of germination and post-germination root growth is related to lower activity of plasma membrane H^+-ATPase in maize roots. J. Plant Phys. 166: 128-135.

Sung, F.J., and Chang, Y.H. 1993. Biochemical activities associated with priming of sweet corn seeds to improve vigor. Seed Sci. Technol. 21: 97-105.

TavakolAfshari, R., Afshari, S., and MajnonHoseini, N. 2007. Effect of Abscisic acid and Cytokinin on seed germination and vigor of deterioration rape seed under drought stress. J. Agro. Sci. 1(39): 194-179.

Ward, F.A., and Powell. A.A. 1983. Evidence for repair processes in onion seeds during storage at high moisture contents. J. f Experiment Botany. 34: 277-282.