نشریه فرآیند و کارکرد گیاهی، جلد ۱۵، شماره ۷۲، خرداد و تیر ۱۴۰۵ صفحه: ۸۹-۱۰۲

مقاله پژوهشی

اثر عصاره مخمر بر رشد و برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی سلول‌های گیاه *Dracocephalum polychaetum* Bornm.

زهره واصف‌پور و مرضیه تقی‌زاده*

گروه زیست‌شناسی گیاهی و جانوری، دانشکده علوم و فناوری‌های زیستی، دانشگاه اصفهان، اصفهان، ایران

چکیده

Dracocephalum polychaetum **یک گیاه دارویی متعلق به خانواده نعنائیان، بومی ایران و مناطق جنوب استان کرمان است. این مطالعه با هدف بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر رشد و بررسی برخی پاسخ‌های فیزیولوژیکی سلول‌های گیاه *D. polychaetum* انجام شد. پس از القا، کالوس، ۲ گرم کالوس مناسب به محیط‌کشت MS مایع غنی‌شده با ۰/۲ میلی‌گرم در لیترBAP، ۲ میلی‌گرم در لیتر NAA و ۲۰ گرم در لیتر ساکارز منتقل و در روی شیکر با سرعت ۱۲۰ دور در دقیقه در تاریکی قرار داده شد. سپس سلول‌های کشت‌شده با غلظت‌های ppm صفر، ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ عصاره مخمر در طول مرحله رشد نمایی آن‌ها (از روز ۸ تا ۱۳ پس از واکشت) تحت تیمار قرار گرفتند. نتایج نشان داد که عصاره مخمر سبب تغییرات معنادار در شاخص‌های فیزیویوژیک شامل محتوای فلاونول، آنتوسیانین‌ها، مالون دی‌آلدئید، هیدروژن پراکسید، ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل، پرولین و وزن تر در تمام سلول‌های تحت تیمار شد. نتایج بدست آمده نشان داد که غلظت‌های مختلف عصاره مخمر تغییرات مختلفی را در متابولیسم سلولی از طریق استرس اکسیداتیو ایجاد کرده و سیستم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدان غیرآنزیمی را تحریک و در نتیجه سبب افزایش تولید فلاونول، آنتوسیانین، پرولین و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل در این سلول‌ها شده است. غلظت ppm ۵۰ و ۱۰۰ عصاره مخمر بیشترین اثر را در ایجاد تعادل بین رشد و فعالسازی سیستم دفاع آنتی‌اکسیدان غیرآنزیمی سلول‌ها داشته است. به‌طورکلی، یافته‌ها نشان داد که عصاره مخمر به‌عنوان یک محرک زیستی می‌تواند موجب تقویت سیستم دفاعی سلول‌های *D. polychaetum* شده و سازگاری آن‌ها را در برابر شرایط تنش‌زا افزایش دهد. این امر اهمیت استفاده از عصاره مخمر را به‌عنوان ابزاری مؤثر در مطالعات فیزیولوژیکی و سازوکارهای دفاعی گیاهان برجسته می‌سازد.**

واژگان کلیدی: کشت سوسپانسیون سلولی، سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی، گیاه مفرو، عصاره مخمر

مقدمه

گیاه *Dracocephalum polychaetum* Bornm. با نام بادرنجبویه کرمانی یا لاله‌زاری، مفرو یا زررو و بومی ایران، یکی از اعضای خانواده Lamiaceae یا نعنائیان است. جنس *Dracocephalum* دارای ۵۰ گونه در سراسر جهان است که تنها ۸ گونه از این جنس در ایران یافت می‌شود. زیستگاه این

دریافت مقاله: ۱۴۰۴/۰۶/۰۶، بازنگری: ۱۴۰۴/۰۷/۱۱، پذیرش: ۱۴۰۴/۰۹/۲۵، اولین انتشار: ۱۴۰۵/۰۳/۱۲

* نویسنده مسئول، رایانامه: m.taghizadeh@bio.ui.ac.ir

حق انتشار این مستند، متعلق به انجمن فیزیولوژی گیاهی ایران است. ۱۴۰۳ ©

این مقاله تحت گواهی زیر منتشر شده و هر نوع استفاده غیرتجاری از آن مشروط بر استناد صحیح به مقاله و با رعایت شرایط مندرج در آدرس زیر مجاز است:

Creative Commons Attribution-Noncommercial 4.0 International license https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

گیاه چندساله و بومی ایران کوه‌های هزار در بخش راین، واقع در جنوب استان کرمان، است. در طب سنتی این منطقه در درمان مشکلاتی از جمله دل درد، دردهای عضلانی، اختلالات کلیه، درد دندان، اختلالات کبدی، احتقان و سرماخوردگی استفاده می‌شود (Khodami *et al.*, 2011). این گیاه سرشار از اسیدهای فنلی و فلاونوئیدها به‌ویژه رزمارینیک اسید، نارینجین، تیمول، کاروکرول، کوئرسیتین، آپیجنین‌و ترپنوییدها از قبیل پریل آلدئید و لیمونن است (Taghizadeh *et al.*, 2019). رویش گیاه در ارتفاعات بالا (۴۰۰۰ متر)، آب‌وهوای سرد رویشگاه و خواب پیچیده بذر از جمله عوامل محدودکننده رویش این گونه هستند. تغییرات آب‌وهوایی، کاهش بارندگی و استفاده بی‌رویه انسان نیز سبب کاهش سالانه جمعیت این گیاه شده است.

رویکردهای بیوتکنولوژیکی، از جمله کشت سلول‌ها و بافت‌های گیاهی، به عنوان یکی از راه‌های امیدوارکننده و مؤثر در تکثیر گیاهان دارویی در معرض خطر انقراض شناخته شده است (Mehrabani *et al.*, 2005; Taghizadeh *et al.*, 2022). همچنین به دلیل اینکه تولید متابولیت‌های ثانویه به‌طور طبیعی به کندی انجام می‌شود و میزان تولید آن‌ها کافی نیست، لازم است تا شرایطی برای تولید انبوه آن‌ها فراهم شود. علاوه‌براین، با توجه به این موضوع که تولید متابولیت‌های ثانویه به شدت تحت تأثیر عوامل محیطی و جغرافیایی است، استخراج مستقیم این ترکیبات از گیاهان صرفه اقتصادی نداشته و باعث نابودی این گیاهان بومی و با ارزش می‌شود (Jain *et al.*, 2019). بنابراین تولید این ترکیبات با تکنیک‌های کشت سلول، بافت و اندام گیاه، می‌تواند جایگزین مناسبی جهت تولید انبوه و مدام این ترکیبات باشد (Karuppusamy, 2009).

کشت سلولی گیاهی امروزه به عنوان یک جایگزین نوید بخش، تجدیدپذیر، پایدار و سازگار با محیط‌زیست برای به دست آوردن متابولیت‌های ثانویه گیاهی از گیاهان شناخته‌شده است (Narayani and Srivastava, 2017). یکی از استراتژی‌های مورد استفاده برای بهبود رشد و تولید متابولیت‌های ثانویه درکشت سوسپانسیون سلول گیاهی استفاده از محرک‌های زیستی یا غیرزیستی است که پاسخ دفاعی سلول‌های گیاهی را تحریک می‌کنند و متابولیسم ثانویه را از طریق واردکردن تنش‌های شیمیایی یا فیزیکی القا می‌کنند (Suntar *et al.*, 2021). علاوه‌براین، کشت سلولی امکان تحلیل دقیق‌تری از اثرات محرک‌های زیستی و غیرزیستی را فراهم می‌سازد. این روش به پژوهشگران اجازه می‌دهد تا پاسخ‌های فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و مولکولی سلول گیاه را به‌صورت جداگانه بررسی کنند (Zhou *et al.*, 2019).

عصاره مخمر یک نام رایج برای انواع مختلف محصولات فراوری‌شده از مخمر *ساکارومایسس سرویزیه* است که به عنوان افزودنی‌های مواد غذایی و یا طعم‌دهنده استفاده می‌شوند. اکثر ترکیبات تأثیرگذاری که در عصاره مخمر وجود دارد شامل ویتامین‌های گروه ب، کیتین، بتا گلوکان، الیگومرهای ان- استیل گلوکز آمین، گلیکوپپتیدها، آمینو اسیدها، ارگوسترول، مواد معدنی از قبیل کبالت، کلسیم و روی است که می‌تواند پاسخ سیستم ایمنی گیاه را از طریق القای تولید متابولیت‌های ثانویه فعال کند (El-Beltagi *et al.*, 2022). اولیگوساکاریدهای موجود در عصاره مخمر می‌تواند به عنوان محرک و از طریق گیرنده‌های غشای سلولی موجود در سطح غشای سلولی برهمکنش محرک-گیرنده را ایجاد کند و پاسخ دفاعی سلول‌های گیاهی از جمله افزایش تولید متابولیت‌های ثانویه را تحت تأثیر قرار دهد (زارع و همکاران، ۱۴۰۰). در اثر این برهمکنش و تحریک پیام‌رسان‌های متعددی مانند افزایش غلظت سیتوسولی Ca^{2+}، ایزوپنتیل تری‌فسفات و دی‌اسیل گلیسرول تولیدشده و آبشاری از علامت‌ها از طریق مسیرهای انتقال پیام به هسته سلول انتقال می‌یابد. این سیگنال‌ها در نهایت از طریق پروتئین کینازهای فعال‌شده با میتوژن بیان ژن‌های مرتبط با پاسخ‌های دفاعی سلول‌های گیاهی از جمله افزایش تولید متابولیت‌های ثانویه را تحت تأثیر قرار می‌دهد (زارع و همکاران، ۱۴۰۰).

مطالعات پیشین نشان دادند که، تیمار سلول‌های *Oryza sativa* L. با غلظت‌های بهینه عصاره مخمر سبب افزایش وزن تر و خشک، محتوای فنل، فلاونوئید، آنتوسیانین و

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی سلول‌ها شد (El-Beltagi, 2022). همچنین، تیمار عصاره مخمر در غلظت‌های کم سبب افزایش وزن تر در کشت سلولی *Nigella sativa* L. شد (عنبرستانی و همکاران، ۱۳۹۹). در مطالعه دیگری، عصاره مخمر در غلظت بهینه سبب افزایش وزن تر سلول، محتویات فنل کل، فلاونوئید و همچنین افزایش فعالیت‌های آنتی‌اکسیدانی در کشت سلول *Ocimum basilicum* L. شد (Zaman *et al*., 2022). بررسی پژوهش‌های پیشین نشان داد که تا کنون مطالعه‌ای در رابطه با اثر عصاره مخمر روی محتوای ترکیبات فنلی در کشت‌بافت و سوسپانسیون سلولی *D. polychaetum* انجام نشده است. لذا، با توجه به اهمیت این گیاه از نظر دارویی، و اندک مطالعات انجام‌شده در این گیاه، هدف از انجام این پژوهش بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر به عنوان یک محرک زیستی بر رشد و برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی در کشت سوسپانسیون سلولی گیاه *D. polychaetum* Bornm. است.

مواد و روش‌ها

کشت سوسپانسیون سلولی و تیمار با عصاره مخمر: برای رشد هیپوکوتیل، بذرهای استریل گیاه *D. polychaetum* در محیط MS $\frac{1}{2}$ کشت به همراه ۱۰ میلی‌گرم در لیتر جیبرلین (GA_3) و سپس در تاریکی و دمای ۲±۲۳ درجه سانتی‌گراد به مدت ۳۰ روز قرار داده شدند. هیپوکوتیل به دست آمده به عنوان ریزنمونه جهت القاء کالوس در محیط‌کشت MS به همراه ۴ میلی‌گرم در لیتر بنزیل آمینوپورین (BAP) و ۱/۵ میلی‌گرم در لیتر نفتالین استیک اسید (NAA)، ۳۰ گرم ساکاروز و ۶ گرم آگار کشت و در شرایط تاریکی مطلق با دمای ۲ ± ۲۳ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند. کالوس‌های تشکیل‌شده هر ۲۱ روز یکبار واکشت و به محیط جدید منتقل شدند. پس از چند مرحله واکشت کالوس‌ها، ۲/۵ گرم از کالوس‌های نرم، شیری رنگ و کاملاً یکدست به ارلن مایر ۱۰۰ میلی‌لیتری حاوی ۲۰ میلی‌لیتر محیط MS مایع غنی‌شده با ۲ میلی‌گرم در لیتر BAP و ۱ میلی‌گرم در لیتر NAA به همراه ۲۰ گرم ساکارز، منتقل شدند. ارلن حاوی سلول‌ها روی شیکر با دور ۱۰۰ rpm و در تاریکی مطلق، در اتاق کشت با دمای ۲±۲۳ ºC قرار داده شدند. پس از نگهداری سلول‌ها در محیط کشت مایع و چهار مرحله واکشت‌کردن، کشت سوسپانسیون سلولی یک‌دست و مناسب به‌دست آمد. بر اساس منحنی رشد سلول‌های این گیاه، در روز هشتم پس از واکشت سلول‌ها، زمانی‌که سلول‌ها در مرحله رشد لگاریتمی قرار داشتند (Taghizadeh *et al*., 2020)، غلظت‌های ppm صفر، ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ عصاره مخمر (براساس تست‌های اولیه و مطالعه پژوهش‌های پیشین) به هر ارلن اضافه شد. عصاره مخمر استفاده‌شده در این تحقیق از شرکت مرک با درصد خلوص ۹۹ درصد خریداری و جهت تیماردهی در شرایط کشت سوسپانسیون سلولی استفاده شد. روز سیزدهم از منحنی رشد سلول‌ها، زمانی‌که سلول‌ها وارد فاز ثابت رشد شدند، سلول‌ها برداشت و برای اندازه‌گیری شاخص‌های فیزیولوژیکی در فریزر ۷۰- درجه سانتی‌گراد نگهداری شدند.

اندازه‌گیری رشد سلول‌ها: برای بررسی تأثیر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر در تیمار بر رشد سلول‌های گیاه، اختلاف وزن تر اولیه سلول‌ها در روز صفر و وزن سلول‌ها در انتهای تیمار و زمان برداشت سلول‌ها در روز سیزدهم محاسبه شد.

اندازه‌گیری مقدار هیدروژن پراکسید (H_2O_2): به منظور تعیین مقدار H_2O_2، ۵۰۰ mg از سلول‌های توزین شده و روی یخ و در تاریکی به همراه ۵۰۰ µL تری‌کلرواستیک اسید ۰/۱٪، ۱ میلی‌لیتر محلول پتاسیم یدید یک مولار و ۵۰۰ میکرولیتر بافر پتاسیم فسفات ۱۰ میلی‌مولار (pH =۷) همگن شد. مخلوط حاصل به مدت ۱۵ دقیقه و با دور ۴۰۰۰ rpm در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شده و محلول رویی جداسازی و سپس جذب نمونه‌ها در طول‌موج ۳۹۰ نانومتر با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر بررسی و مقدار پراکسید هیدروژن با استفاده از منحنی استاندارد پراکسید هیدروژن محاسبه شد (Liu *et al*., 2020).

بررسی حفظ تمامیت غشا: جهت اندازه‌گیری مقدار مالون دی‌آلدهید (MDA)، ابتدا ۵۰۰ میلی‌گرم از سلول‌ها به همراه ۲

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

میلی‌لیتر تری‌کلرو استیک اسید ۲۰ درصد به خوبی همگن شدند. در مرحله بعد نمونه‌ها به مدت ۲۰ دقیقه در ۴۰۰۰ rpm و دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شدند. پس از آن، مایع رویی جدا و به لوله جدیدی منتقل شد. سپس با نسبت ۱ به ۴ (۱ میلی‌لیتر عصاره:۴ میلی‌لیتر محلول) محلول تری‌کلرو استیک اسید حاوی ۰/۵ درصد تیوباربیتوریک اسید (TBA) اضافه شد و نمونه‌ها به مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب گرم ۹۵ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند. پس از گذشت زمان موردنظر، لوله‌ها بلافاصله روی یخ قرار داده و پس از سردشدن به مدت ۵ دقیقه در ۴۰۰۰ rpm سانتریفیوژ شدند و جذب محلول رویی در طول‌موج‌های ۵۳۰ و ۶۰۰ نانومتر توسط دستگاه طیف‌سنج نوری خوانده شد. در نهایت نیز نتایج حاصل توسط قانون بیر لمبرت و با در نظر گرفتن ضریب خاموشی (ε) برابر با ۱۵۵ $mM^{-1}cm^{-1}$ بر حسب $\mu mol.ml^{-1}$ گزارش شدند (Hnilickova *et al*., 2021).

اندازه‌گیری مقدار فلاونول: برای اندازه‌گیری فلاونول‌ها، ۲۵۰ میکرولیتر از عصاره با ۲۵۰ میکرولیتر آلومینیوم کلراید ۲ درصد به خوبی مخلوط و سپس ۱۵۰۰ میکرولیتر سدیم استات ۵ درصد به آن اضافه و به خوبی ورتکس شد. پس از قرار گرفتن محلول در تاریکی به مدت ۲/۵ ساعت در دمای محیط، شدت جذب کمپلکس زرد رنگ تشکیل شده در طول‌موج ۴۴۰ نانومتر توسط دستگاه طیف‌سنج نوری خوانده شد. جهت محاسبه مقدار فلاونول موجود در هر نمونه از منحنی استاندارد کوئرستین استفاده و بر حسب میکروگرم کوئرستین بر گرم وزن تر سلول گزارش شد (Chang *et al*., 2002).

اندازه‌گیری مقدار آنتوسیانین: به منظور سنجش مقدار آنتوسیانین، ابتدا ۵۰۰ میلی‌گرم از سلول‌ها با ۱/۵ میلی‌لیتر متانول اسیدی (Methanol-HCl ۹۹:۱) هموژن شد. سپس نمونه‌ها به مدت ۲۴ ساعت در تاریکی و در دمای اتاق نگهداری شدند. پس از پایان زمان انکوباسیون نمونه‌ها به مدت ۱۵ دقیقه و با دور ۴۰۰۰ rpm سانتریفیوژ و جذب محلول رویی در طول‌موج ۵۳۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفوتومتر خوانده شد. جهت محاسبه محتوای آنتوسیانین نمونه از قانون بیر و لامبرت و ضریب خاموشی ۳۳۰۰۰ $mM^{-1}cm^{-1}$ استفاده و غلظت آنتوسیانین براساس نانو مول در گرم وزن تر بیان شد (Taghavi *et al*., 2022).

بررسی ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل با روش فسفو مولیبدات: برای سنجش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل از عصاره متانولی استفاده شد. در ابتدا معرف فسفومولیبدات حاوی ۱۰۰ میلی‌لیتر از محلول‌های سدیم فسفات ۲۸ میلی‌مولار، سولفوریک اسید ۰/۶ مولار و آمونیوم مولیبدات ۴ میلی‌مولار ساخته شد. در مرحله بعد ۱/۰۵۰ میلی‌لیتر از معرف به ۵۰ میکرولیتر عصاره اضافه و لوله‌های آزمایش به مدت ۹۰ دقیقه در حمام آب گرم با دمای ۹۵ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. در اثر انجام فرآیند، مخلوط واکنش از حالت بی رنگ به آبی تیره تغییر می‌یابد. در آخر نیز پس از سردشدن نمونه‌ها در دمای محیط، جذب نوری نمونه‌ها در طول‌موج ۷۶۵ نانومتر توسط دستگاه طیف‌سنج نوری خوانده شد. مقدار فسفومولیبدات بر اساس منحنی استاندارد آسکوربیک اسید محاسبه و بر اساس میلی‌گرم آسکوربیک اسید بر گرم وزن تر سلول گزارش شد (Mbinda and Musangi, 2019; Pathak *et al*., 2023).

اندازه‌گیری مقدار پرولین: برای اندازه‌گیری مقدار پرولین از روش اصلاح‌شده Bates و همکاران (۱۹۷۳) استفاده شد. برای این کار ابتدا ۱۰۰ میلی‌گرم از بافت گیاهی به همراه ۱/۷ میلی‌لیتر سولفوسالسیلیک اسید ۳ درصد (وزنی/حجمی) به خوبی هموژن شد. سپس عصاره حاصل در ۴۰۰۰ rpm به مدت ۲۰ دقیقه سانتریفیوژ شد. در ادامه ۱ میلی‌لیتر از محلول رویی به یک ویال جدید منتقل و ۱ میلی‌لیتر استیک اسید گلاسیال و ۱ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین اضافه شد. در مرحله بعدی نمونه‌ها به مدت یک ساعت در حمام آبگرم ۱۰۰ درجه سلسیوس قرار گرفتند. پس از سردشدن نمونه‌ها در دمای محیط، ۲ میلی‌لیتر تولوئن به آن‌ها اضافه شد و نمونه‌ها به مدت ۲۰ ثانیه با شدت زیاد ورتکس شدند. پس از این مرحله نمونه‌ها به مدت یک ساعت در شرایط ثابت و بدون نور قرار گرفتند تا دو فاز محلول از هم به خوبی تفکیک شوند. فاز بالایی به عنوان فاز آلی رنگ صورتی مایل به قرمز و فاز پایینی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

به عنوان فاز آبی رنگ شفاف گرفت. در نهایت نیز از فاز آلی برای سنجش میزان پرولین استفاده شد. بدین منظور نمونه‌ها با استفاده از دستگاه اسپکتوفتومتر در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه طیف‌سنج نوری خوانده شدند (Shabnam *et al.*, 2016).

آنالیز آماری نتایج حاصل با نرم‌افزار SPSS نسخه ۲۶ در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار انجام شد. معنادار بودن داده‌ها براساس تجزیه واریانس یک طرفه (One-Way ANOVA) در سطح ۵ درصد مشخص شد. از آزمون دانکن برای رتبه‌بندی میانگین‌ها استفاده شد.

نتایج

بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر رشد سلولی: اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر رشد سلولی با اندازه‌گیری و مقایسه اختلاف وزن تر سلول‌ها در روز صفر و روز برداشت مورد بررسی قرار گرفت. نتایج این بررسی نشان داد که غلظت‌های ppm ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ عصاره مخمر سبب افزایش رشد سلولی شد که این افزایش رشد در غلظت ppm ۱۰۰ عصاره مخمر نسبت به شاهد معنادار بود. بیشترین افزایش رشد مربوط به سلول‌های تحت تیمار با غلظت ppm ۱۰۰ عصاره مخمر (۱/۳ برابر افزایش) بود. درحالی‌که تیمار سلول‌ها با غلظت ppm ۲۰۰ عصاره مخمر موجب کاهش معنادار وزن سلول‌ها (کاهش ۰/۷۴ درصدی) در مقایسه با شاهد شد (شکل ۱).

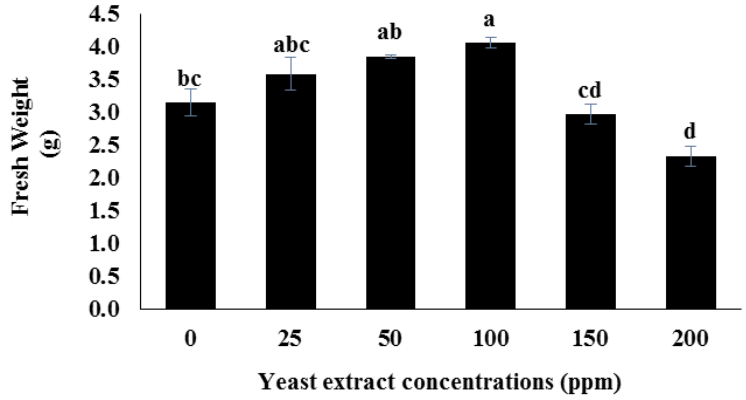
بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر تولید هیدروژن پراکسید: براساس شکل ۲a، تمامی غلظت‌های عصاره مخمر به غیر از غلظت ppm ۲۵ سبب افزایش محتوای هیدروژن پراکسید در سلول‌ها شد و با افزایش غلظت عصاره مخمر، غلظت هیدروژن پراکسید نیز افزایش یافت. بیشترین مقدار هیدروژن پراکسید در سلول‌های تحت تیمار با غلظت ppm ۲۰۰ مشاهده شد که افزایشی حدود ۱/۴۲ برابر نسبت به نمونه شاهد داشت.

بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر حفظ تمامیت غشا: حفظ تمامیت غشا با استفاده از ارزیابی مقدار MDA تولیدشده در سلول‌های تیمارشده با غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بررسی شد. براساس نتایج نشان داده‌شده در شکل ۲b تفاوت معنادار در مقدار MDA در سلول‌های تیمارشده با غلظت‌های ppm ۲۵ و ۵۰ عصاره مخمر در مقایسه با شاهد مشاهده نشد. غلظت‌های ppm ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ سبب افزایش معنادار در مقدار MDA در سلول‌های تحت تیمار در مقایسه با شاهد مشاهده شد، به‌طوری‌که با افزایش غلظت عصاره مخمر، مقدار MDA افزایش یافت. بیشترین مقدار MDA مربوط به سلول‌های تیمارشده با غلظت ppm ۲۰۰ عصاره مخمر بود که افزایشی حدود ۱/۴۲ برابر نسبت به محتوای MDA کنترل نشان داد.

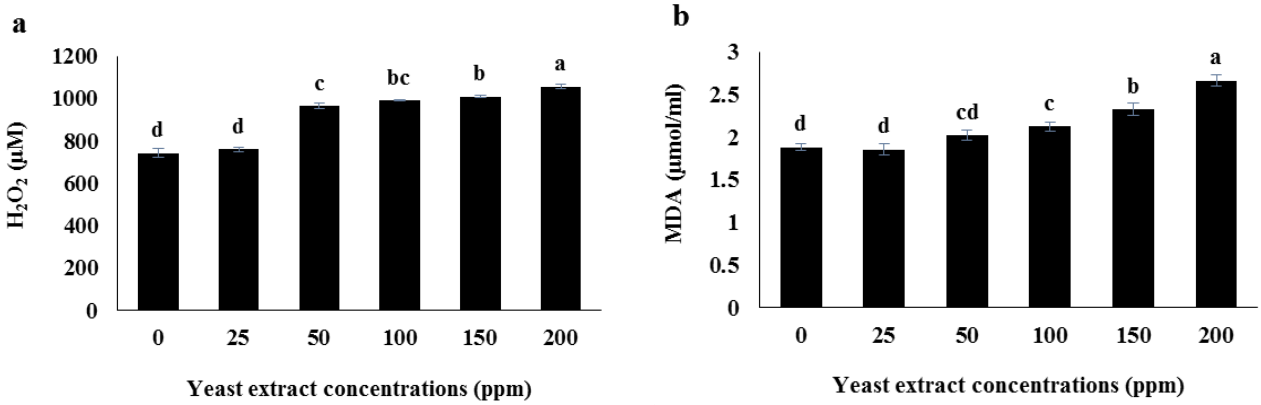
بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر محتوای فلاونول: نتایج حاصل از بررسی محتوای فلاونول سلول، نشان داد که غلظت‌هایی ppm ۵۰، ۱۰۰ و ۱۵۰ عصاره مخمر سبب افزایش معنادار محتوای فلاونول در مقایسه با نمونه شاهد شد. بیشترین مقدار فلاونول در سلول‌های تحت تیمار با غلظت ppm ۱۰۰ و ۱۵۰ عصاره مخمر مشاهده شد که افزایشی حدود ۱/۷۸ و ۱/۶۶ را نسبت به شاهد نشان داد. همچنین محتوای فلاونول در سلول‌های تحت تیمار با تیمار با غلظت‌های ppm ۲۵ و ۲۰۰ تفاوت معنادار با نمونه شاهد نشان ندادند (شکل ۳a).

بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر محتوای آنتوسیانین: نتایج حاصل از بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر محتوای آنتوسیانین کل نشان داد که تمامی غلظت‌های عصاره مخمر به جز غلظت ppm ۲۰۰ سبب افزایش معنادار تولید آنتوسیانین در سلول‌ها شد. تیمار با غلظت‌های ppm ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ عصاره مخمر سبب تولید بیشترین مقدار آنتوسیانین به ترتیب ۱/۱۹، ۱/۲ و ۱/۳ برابر افزایش نسبت به شاهد شد. کمترین مقدار آنتوسیانین هم در سلول‌های تحت تیمار با عصاره مخمر با غلظت ppm ۲۰۰ مشاهده شد که کاهشی حدود ۰/۸ برابری نسبت به کنترل

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]



شکل ۱- اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر (صفر، ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ ppm) بر اختلاف وزن تر سلول‌های *Dracocephalum polychaetum*. مقادیر براساس میانگین سه تکرار ± SE بوده و حروف نامشابه معرف معنادار بودن براساس آزمون دانکن (P≤0.05) است.



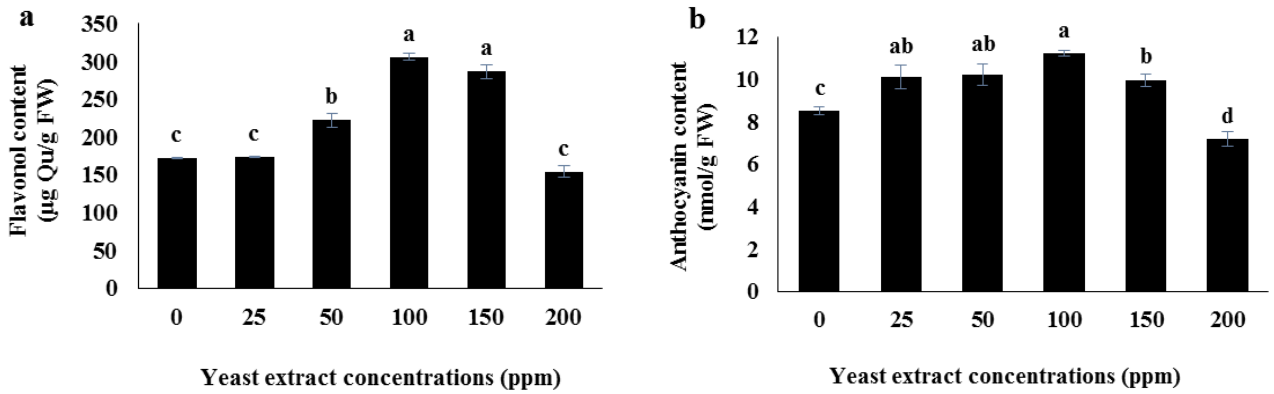
شکل ۲- اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر (صفر، ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ ppm) بر مقدار H_2O_2 (a) و MDA (b) سلول‌های *Dracocephalum polychaetum*. مقادیر براساس میانگین سه تکرار± SE بوده و حروف نامشابه معرف معنادار بودن براساس آزمون دانکن (P≤0.05) است.

نشان داد (شکل ۳b).

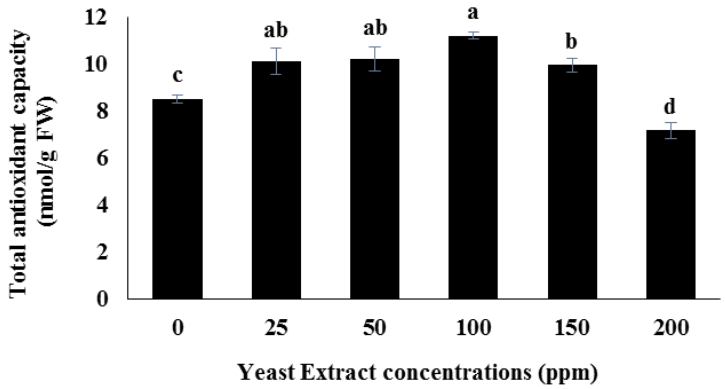
بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل: نتایج حاصل از بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل با استفاده از روش فسفومولیبدات در شکل ۴ نشان داده شده است. بر اساس نتایج بیشترین ظرفیت آنتی‌اکسیدانی در سلول‌های تیمار شده با غلظت ppm ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ عصاره مخمر مشاهده شد. به‌طوری‌که تیمار ppm ۱۰۰ سبب افزایش ۱/۳۲ برابری ظرفیت آنتی‌کسیدانی در مقایسه با شاهد شد. تیمار با غلظت ppm ۲۰۰ سبب کاهش معنادار (حدود ۰/۸۲) ظرفیت آنتی‌اکسیدانی سلول‌ها در مقایسه با کنترل شد.

بررسی اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر مقدار پرولین: ارزیابی میزان اسیدآمینه پرولین تولیدشده توسط سلول‌های تیمارشده با غلظت‌های مختلف عصاره مخمر نشان داد که تمامی غلظت‌های به کار برده شده عصاره مخمر سبب افزایش معنادار انباشت پرولین در سلول‌های تحت تیمار در مقایسه با شاهد شد. بیشترین مقدار پرولین در سلول‌های تیمارشده با غلظت ppm ۵۰، ۱۰۰ و ۱۵۰ عصاره مخمر مشاهده شد به‌طوری‌که این افزایش حدود ۱/۲۵ برابر نسبت به شاهد بود (شکل ۵).

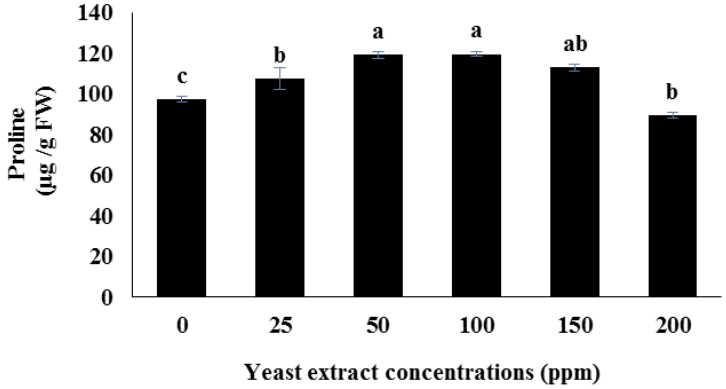
[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]



شکل ۳- اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر (صفر، ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ ppm) بر مقدار فلاونول (a) و آنتوسیانین (b) سلول‌های *Dracocephalum polychaetum*. مقادیر براساس میانگین سه تکرار± SE بوده و حروف نامشابه معرف معنادار بودن براساس آزمون دانکن (P≤0.05) است.



شکل ۴- اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر (صفر، ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ ppm) بر ظرفیت آنتی‌اکسیدانی سلول‌های *Dracocephalum polychaetum*. مقادیر براساس میانگین سه تکرار± SE بوده و حروف نامشابه معرف معنادار بودن براساس آزمون دانکن (P≤0.05) است.



شکل ۵- اثر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر (صفر، ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ ppm) بر مقدار پرولین سلول‌های *Dracocephalum polychaetum*. مقادیر براساس میانگین سه تکرار± SE بوده و حروف نامشابه معرف معنادار بودن براساس آزمون دانکن (P≤0.05) است.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

بحث

رشد سلول‌های گیاهی با طویل‌شدن و افزایش اندازه سلول و در پی آن تقسیم سلولی و تجمع زی‌توده همراه است. رشد گیاهان تحت تأثیر عوامل داخلی و خارجی متعددی قرار دارد که از جمله آن‌ها می‌توان به محرک‌های زیستی اشاره کرد (Sohn *et al.*, 2022). تیمار سلول‌های گیاهی با محرک‌هایی مانند عصاره مخمر به منظور تحریک تولید متابولیت‌های ثانویه ممکن است با تغییرات زی‌توده نیز همراه باشد (Pathak *et al.*, 2023). نتایج حاصل از بررسی رشد سلولی *D. polychaetum* تحت تیمار با غلظت‌های مختلف عصاره مخمر مشخص کرد، غلظت‌های عصاره مخمر شامل ۲۵ ppm، ۵۰ و ۱۰۰ موجب افزایش معنادار وزن تر سلول‌ها در مقایسه با نمونه شاهد شد، درحالی‌که تیمار سلول‌ها با غلظت‌های ۱۵۰ ppm و ۲۰۰ موجب کاهش معنادار وزن سلول‌ها در مقایسه با نمونه کنترل شد. عصاره مخمر منبع اصلی اسیدهای آمینه ضروری مختلف، ویتامین‌ها است که می‌تواند موجب افزایش رشد سلول‌های گیاهی شود (Abdelaal *et al.*, 2017). اگر چه این ترکیب می‌تواند یک محرک رشد مناسب برای گیاه باشد اما استفاده از غلظت‌های بالای این ترکیب نه تنها موجب تحریک رشد نمی‌شود بلکه می‌تواند با ایجاد تنش اکسیداتیو در سلول سبب کاهش رشد سلول شود. افزایش محتوای MDA، در سلول‌های تحت تیمار با غلظت‌های بالای عصاره مخمر می‌تواند تأییدکننده کاهش رشد به دلیل تخریب غشای سلولی و مرگ سلولی باشد. در تأیید این نتایج، تیمار سلول‌های *Oryza sativa* L. با غلظت‌های مختلف عصاره مخمر سبب افزایش وزن تر و خشک سلول‌ها به ویژه در غلظت‌های ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌گرم در لیتر شد (El-Beltagi, 2022). همچنین، تیمار عصاره مخمر در غلظت‌های کم سبب افزایش وزن تر در کشت سلولی *Nigella sativa* L. شد (عنبرستانی و همکاران، ۱۳۹۹). در طی مطالعه‌ای دیگر اثرات عصاره مخمر بر رشد و تولید متابولیت‌های ثانویه کشت سلولی *Malus domestica* Borkh. بررسی شد و نتایج نشان داد که عصاره مخمر در غلظت ۱۰۰ میلی‌گرم بر لیتر سبب افزایش رشد سلول تا ۷۲ درصد نسبت به شاهد شد (Cai *et al.*, 2014).

براساس نتایج به‌دست آمده، در تمامی سلول‌های تیمار شده با غلظت‌های مختلف عصاره مخمر، به غیر از غلظت ۲۵ ppm محتوای هیدروژن پراکسید (H_2O_2) نسبت به شاهد افزایش یافت. اغلب تنش‌ها باعث ایجاد تنش اکسیداتیو از طریق افزایش تولید و تجمع H_2O_2 و سایر رادیکال‌های آزاد در سلول‌های گیاهی می‌شوند که می‌تواند موجب عدم تعادل بین تولید رادیکال‌های آزاد و دفاع آنتی‌اکسیدانی سلولی شده و بر حفظ تمامیت غشا اثر گذارد (Goncharuk *et al.*, 2022). H_2O_2 مانند سایر گونه‌های فعال اکسیژن در سلول‌های گیاهی نقش دوگانه‌ای ایفا می‌کند. H_2O_2 در غلظت‌های پایین به عنوان مولکول سیگنال عمل کرده و سبب فعال‌شدن مسیرهای پاسخ‌های مسیرهای دفاعی مختلف می‌شود و در غلظت‌های بالا با فعالیت اکسایشی خود سبب ایجاد استرس اکسایشی و آسیب به سلول و در نهایت مرگ سلول می‌شود (Ho *et al.*, 2020). براساس مطالعات پیشین، استفاده از غلظت‌های بالای عصاره مخمر به علت ایجاد تنش اکسایشی می‌تواند منجر به آسیب سلولی و مهار رشد آن‌ها گردد. به دنبال افزایش تولید و تجمع H_2O_2 و دیگر رادیکال‌های آزاد در سلول، اجزای سلولی از جمله غشاءهای زیستی دچار آسیب می‌شوند (Skinner *et al.*, 1977).

پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی به علت تنش اکسایشی درون سلولی منجر به تولید مالون دی‌آلدهید (MDA) در سلول می‌شود. این ترکیب شاخصی برای آسیب به غشاء سلول‌های گیاهی است (Morales and Munne-Bosch, 2019). در این پژوهش مقدار MDA مانند H_2O_2، در تمامی تیمارها به غیر از تیمار با غلظت ۲۵ ppm عصاره مخمر نسبت به نمونه شاهد افزایش یافت که نشان‌دهنده بروز تنش اکسایشی در سلول‌های تحت تیمار با غلظت‌های عصاره مخمر است. همچنین افزایش مقدار MDA همانند افزایش مقدار H_2O_2، با افزایش غلظت عصاره مخمر رابطه مستقیم داشت. در تأیید نتایج به‌دست آمده در این پژوهش، در مطالعه‌ای غلظت‌های صفر تا ۱۲۰۰ میلی‌گرم بر لیتر عصاره مخمر در کشت سوسپانسیون گیاه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

Zataria multiflora Bioss. سبب افزایش سطوح H_2O_2 و MDA به‌طور قابل‌توجهی در سلول‌های تیمارشده با عصاره مخمر شد که این افزایش با افزایش غلظت تیمار رابطه مستقیم داشت (Bavi *et al*., 2022). براساس این نتایج ممکن است کاهش رشد در سلول‌های تیمارشده با غلظت‌های بیشتر عصاره مخمر به علت تخریب غشاءهای زیستی باشد. همچنین در میان غلظت‌های مختلف، تیمار ۲۵ ppm عصاره مخمر مقدار H_2O_2 و MDA کمتر و رشد بیشتری نشان داده است.

افزایش محتوای H_2O_2 و MDA در تیمار با غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بیانگر ایجاد تنش اکسایشی در سلول‌های *D. polychaetum* است که انتظار می‌رود سلول‌ها در جهت کاهش آن، ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل را افزایش دهند. نتایج حاصل نشان داد تیمار با غلظت‌های ۲۵ ppm، ۵۰، ۱۰۰ و ۱۵۰ منجر به افزایش معنادار ظرفیت آنتی‌اکسیدانی در سلول‌ها شد درحالی‌که تیمار با غلظت ۲۰۰ ppm موجب کاهش معنادار ظرفیت آنتی‌اکسیدانی شد. سلول‌های گیاهی مخزنی از ترکیبات احیاءکننده قوی مثل ترکیبات فنلی، آسکوربات، کاروتنوئیدها، کامپفرول، پلی‌آمین‌ها، پروتئین‌های گوگرد دار و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی هستند که با اهدا الکترون خود به اتم‌ها و مولکول‌های حاوی الکترون جفت نشده از انجام واکنش اکسایشی ممانعت می‌کنند (Mittler *et al*., 2004). بنابراین، عصاره مخمر عوامل احیاءکننده درون سلولی از جمله ترکیبات فنلی، پرولین و غیره را افزایش داده تا با احیاء رادیکال‌های آزاد تشکیل‌شده درسلول، آن‌ها را غیرفعال کرده و مانع از آسیب به سلول در اثر رادیکال‌های آزاد شود. همچنین، می‌توان گفت، در غلظت بالای عصاره مخمر، کاهش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی در سلول به دلیل عدم برقراری تعادل بین این ترکیبات احیاکننده و رادیکال‌های آزاد تولیدشده است و این امر سبب افزایش MDA و تخریب غشای سلولی شده است که در نهایت کاهش رشد و احتمالاً مرگ سلولی را به دنبال داشته است. از مهمترین ترکیبات آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی، متابولیت‌های ثانویه از قبیل ترکیبات فنلی هستند (Gill and Tuteja, 2010). براساس نتایج مشاهده‌شده، افزایش ترکیبات فنلی در سلول‌های تحت تیمار با غلظت‌های مختلف عصاره مخمر می‌تواند تأییدکننده افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی در این سلول‌ها باشد. مشابه با نتایج به‌دست آمده در این پژوهش، در مطالعه‌ای غلظت‌های بالای عصاره مخمر موجب القای تنش اکسایشی، افزایش H_2O_2 و در پی آن افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی در کشت کالوس *Ocimum basilicum* L. شد (Zaman, 2022). در تیمار کالوس *Ammi visnaga* L. با عصاره مخمر در غلظت‌های صفر، ۱۰۰، ۲۵۰، ۵۰۰ و ۱۰۰۰ میلی‌گرم بر لیتر، حداکثر مقادیر فنل کل، فلاونوئید کل، فلاونول کل و بیشترین رشد کالوس‌ها در غلظت ۵۰۰ میلی‌گرم بر لیتر عصاره مخمر مشاهده شد (Akbary and Golkar, 2023).

غلظت‌های ppm ۲۵، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ عصاره مخمر سبب تغییر محتوای فنل کل، فلاونوئیدها (Vasefpour *et al*., 2025)، فلاونول و آنتوسیانین در کشت سلولی *D. polychaetum* شد. با افزایش غلظت عصاره مخمر محتوای این ترکیبات افزایش یافت درحالی‌که در غلظت ppm ۲۰۰ محتوای آن‌ها کاهش یافت. متابولیت‌های ثانویه بخشی از سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی هستند و عصاره مخمر به عنوان یک محرک، احتمالاً با اثر بر بیان ژن‌های پاسخ‌های دفاعی، بیان عوامل تنظیمی (فعال‌کننده و یا مهارکننده‌ها) ژن‌های کدکننده آنزیم‌های مسیر بیوسنتز متابولیت‌های ثانویه، به تنظیم مسیرهای بیوسنتزکننده آن‌ها و تجمع این ترکیبات در سلول و خنثی‌سازی رادیکال‌های آزاد می‌پردازد (Gharechahi *et al*., 2013; Li *et al*., 2022).

ترکیبات فنلی، فلاونوئیدها، فلاونول‌ها و آنتوسیانین‌ها نقش عمده‌ایی در سیستم آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی دارند و می‌توانند به عنوان دهنده الکترون و هیدروژن در به دام انداختن رادیکال‌های آزاد عمل کنند. این آنتی‌اکسیدان‌های قوی با روش‌های متعددی مانند جاروب‌کردن رادیکال‌های آزاد، انتقال هیدروژن، خاموش کردن اکسیژن یکتایی، کلات‌کردن یون‌های فلزی و همکاری با پراکسیدازها جهت پاکسازی H_2O_2 به خنثی‌سازی عوامل اکسیدکننده و رادیکال‌های آزاد در سلول می‌پردازند (Khanpour-Ardestani, 2015). از این‌رو ترکیبات

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

فنلی پتانسیل بالایی در مقابله با تنش اکسایشی در سلول دارند. نقش محرک‌ها در افزایش تولید متابولیت‌های ثانویه در کشت‌های درون شیشه‌ای بارها گزارش شده است (Ram *et al.*, 2013). از طرفی محرک‌ها با فعال‌کردن سیستم دفاعی، سلول را به سمت پاسخ‌های دفاعی و متابولیسم ثانویه پیش می‌برند و معمولاً موازی با افزایش غلظت محرک و متابولیت‌های تولیدشده، مهار رشد نیز مشاهده می‌شود. بنابراین انتخاب غلظتی از محرک که اثر مثبتی بر تولید متابولیت‌های ثانویه داشته و کم‌ترین اثر منفی را بر رشد بگذارد حائز اهمیت است. مشابه با نتایج به‌دست آمده در این پژوهش، تأثیر غلظت‌های مختلف عصاره مخمر بر رشد سلولی، تولید ترکیبات فیتوشیمیایی و فعالیت‌های آنتی‌اکسیدانی در کشت کالوس *Ocimum basilicum* L. var. purpurascens نشان داد که غلظت ۱۰۰ میلی‌گرم بر لیتر عصاره مخمر سبب افزایش وزن تر سلول و افزایش محتویات فنل کل، فلاونوئید و همچنین افزایش فعالیت‌های آنتی‌اکسیدانی شد (Zaman *et al.*, 2022). عصاره مخمر در غلظت ۱۰۰ میلی‌گرم بر لیتر در کشت سوسپانسیون سلولی گیاه *Oryza sativa* L. سبب افزایش محتوای فنل کل، فلاونوئید، آنتوسیانین، تانن و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی شد (El-Beltagi *et al.*, 2022). نتایج به‌دست آمده نشان می‌دهد، سلول جهت مقابله با اثرات مخرب رادیکال‌های تولیدشده، تجمع ترکیبات فنلی، فلاونوئیدها، فلاونول‌ها و آنتوسیانین‌ها را افزایش داده است. همچنین، کاهش محتوای این ترکیبات به همراه افزایش مقدار MDA در غلظت ۲۰۰ ppm، احتمالاً نشان‌دهنده این است که غلظت بالای عصاره مخمر از طریق تولید بیش از حد ROS و آسیب به غشاءهای زیستی، مولکول‌های زیستی و تخریب سلول سبب کاهش تولید این ترکیبات و کاهش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی سلول شده باشد.

پرولین به عنوان یک اسیدآمینه ضروری نقش مهمی در گیاهان دارد و از آن‌ها در برابر تنش‌های مختلف محافظت می‌کند و همچنین به آن‌ها کمک می‌کند تا سریع‌تر از استرس بازیابی شوند. نتایج نشان داد که در تمامی تیمارها پرولین بیشتری در مقایسه با نمونه کنترل تولید شد. بیشترین مقدار این اسیدآمینه در تیمار ۱۰۰ ppm عصاره مخمر مشاهده شد. پرولین علاوه بر نقش اسمولیتی، می‌تواند از آنزیم‌ها محافظت کند و سبب افزایش ثبات غشا در طی تنش شود، ممکن است در سم‌زدایی غیرآنزیمی رادیکال‌های آزاد کمک کند. علاوه بر این، پرولین نقش مهمی در تنظیم عملکرد میتوکندری‌ها، محافظت از کلروپلاست‌ها در برابر آسیب اکسایشی و فعال کردن بیان ژن‌های مختلف جهت مقابله با تنش دارد (Hayat *et al.*, 2012). براساس مطالعات، برخی تنش‌ها با القای تنش اکسایشی باعث آسیب غشای سلولی می‌شوند اما افزایش تولید متابولیت‌های ثانویه و ترکیبات آنتی‌اکسیدانی مانند اسیدآمینه پرولین می‌تواند آن‌ها را از آسیب‌های جدی اکسایشی محافظت می‌کند (Sahin *et al.*, 2017). در همین راستا، در مطالعه‌ای کاربرد عصاره مخمر سبب افزایش تولید پرولین در گیاه *Calendula officinalis* L. شد (El-Shawa *et al.*, 2020).

نتیجه‌گیری

به‌طورکلی، عصاره مخمر به عنوان یک محرک زیستی، در غلظت‌های مختلف با اثر بر سلول و بروز تنش اکسایشی سطوح H_2O_2 و MDA را در سلول افزایش داده و سلول برای مقابله با این تنش با افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل سلول، افزایش محتوی پرولین و افزایش فلاونول، آنتوسیانین به پاسخ به این محرک پرداخته است. در این پژوهش تیمار سوسپانسیون سلولی با غلظت ۵۰ ppm و ۱۰۰ عصاره مخمر در کنار افزایش رشد و زی‌توده اثر مثبتی بر افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدان غیرآنزیمی داشت. نتایج به‌دست‌آمده نشان داد که عصاره مخمر می‌تواند به‌عنوان یک محرک زیستی در فعال‌سازی پاسخ‌های دفاعی سلول‌های *D. polychaetum* مؤثر باشد. این یافته اهمیت استفاده از عصاره مخمر را به‌عنوان ابزاری کارآمد در مطالعات فیزیولوژیکی و بررسی سازوکارهای دفاعی گیاهان نشان می‌دهد، هر چند بررسی نقش آن در شرایط تنش‌زا نیازمند پژوهش‌های تکمیلی است.

تشکر و قدردانی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

نویسندگان این مقاله مراتب قدرانی خود را از دانشگاه اصفهان
به منظور حمایت از انجام این پژوهش ابراز می‌نمایند.

منابع

زارع، ناصر، نوروزپور، مهران، و شیخ‌زاده مصدق، پریسا (۱۴۰۰). تأثیر عصاره مخمر بر رشد، ویژگی‌های بیوشمیایی و تولید متابولیت‌های ثانویه در کشت‌های درون‌شیشه‌ایی قره‌قاط (*Vaccinium arctostaphylos* L.). *علوم زیستی گیاهی*، ۱۳(۱)، ۳۷-۵۴.

عنبرستانی، صادق (۱۳۹۹). پاسخ‌های بیوشیمیایی به عصاره مخمر و ساکارز در کشت سلولی سیاه‌دانه (*Nigella sativa* L.). *تحقیقات گیاهان دارویی و معطر ایران*، ۳۴(۶)، ۹۹۷-۱۰۰۶.

Abdelaal, K. A., Hafez, Y. M., El Sabagh, A., & Saneoka, H. (2017). Ameliorative effects of abscisic acid and yeast on morpho-physiological and yield characteristics of maize plant (*Zea mays* L.) under water deficit conditions. *Fresenius Environmental Bulletin*, *26*(12), 7372-7383.

Akbary, R, & Golkar, P. (2023). Elicitation of medicinally-valuable secondary metabolites, enzymatic, and antioxidant activity using chitin and yeast extract in callus cultures of *Ammi visnaga* L. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, *154*(3), 689-702. https://doi.org/10.1007/s11240-023-02543-1

Bates, L. S., Waldren, R., & Teare, I. (1973). Rapid determination of free proline for waterstress studies. *Plant and Soil 39*, 205-207. https://doi.org/10.1007/BF00018060

Bavi, K., Khavari-Nejad, R. A., Najafi, F., & Ghanati, F. (2022). Phenolics and terpenoids change in response to yeast extract and chitosan elicitation in *Zataria multiflora* cell suspension culture. *3 Biotech*, *12*(8), 163. https://doi.org/10.1007/s13205-022-03235-x

Cai, Z., Kastell, A., & Smetanska, I. (2014). Chitosan or yeast extract enhance the accumulation of eight phenolic acids in cell suspension cultures of *Malus× domestica* Borkh. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, *89*(1), 93-99. https://doi.org/10.1080/14620316.2014.11513054

Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, *10*(3). https://doi.org/10.38212/2224-6614.2748

El-Beltagi, H. S., Mohamed, H. I., Aldaej, M. I., Al-Khayri, J. M., Rezk, A. A., Al-Mssallem, M. Q., Sattar, M. N., & Ramadan, K. M. (2022). Production and antioxidant activity of secondary metabolites in Hassawi rice (*Oryza sativa* L.) cell suspension under salicylic acid, yeast extract, and pectin elicitation. *In Vitro Cellular and Developmental Biology-Plant*, *58*(4), 615-629. https://doi.org/10.1007/s11627-022-10264-x

El-Shawa, G. M., Rashwan, E. M., & Abdelaal, K. A. (2020). Mitigating salt stress effects by exogenous application of proline and yeast extract on morpho-physiological, biochemical and anatomical characters of calendula plants. *Scientific Journal of Flowers and Ornamental Plants*, *7*(4), 461-482. https://doi.org/10.21608/sjfop.2020.135166

Gharechahi, J., Khalili, M., Hasanloo, T., & Salekdeh, G. H. (2013). An integrated proteomic approach to decipher the effect of methyl jasmonate elicitation on the proteome of *Silybum marianum* L. hairy roots. *Plant Physiology and Biochemistry*, *70*, 115-122. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2013.05.031

Gill, S. S, & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, *48*(12), 909-930. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016

Goncharuk, E. A., Zubova, M. Y., Nechaeva, T. L., Kazantseva, V. V., Gulevich, A. A., Baranova, E. N., Lapshin, P. V., Katanskaya, V. M., Aksenova, M. A., & Zagoskina, N. V. (2022). Effects of hydrogen peroxide on in vitro cultures of tea (*Camellia sinensis* L.) grown in the dark and in the light: Morphology, content of malondialdehyde, and accumulation of various polyphenols. *Molecules*, *27*(19), 6674. https://doi.org/10.3390/molecules27196674

Hayat, S., Hayat, Q., Alyemeni, M. N., Wani, A. S., Pichtel, J., & Ahmad, A. (2012). Role of proline under changing environments: A review. *Plant Signaling and Behavior*, *7*(11), 1456-1466. https://doi.org/10.4161/psb.21949

Hnilickova, H., Kraus, K., Vachova, P., & Hnilicka, F. (2021). Salinity stress affects photosynthesis, malondialdehyde formation, and proline content in *Portulaca oleracea* L. *Plants*, *10*(5), 845. https://doi.org/10.3390/plants10050845

Ho, T. T., Murthy, H. N., & Park, S. Y. (2020). Methyl jasmonate induced oxidative stress and accumulation of secondary metabolites in plant cell and organ cultures. *International Journal of Molecular Sciences*, *21*(3), 716. https://www.mdpi.com/1422-0067/21/3/716

Jain, C., Khatana, S., & Vijayvergia, R. (2019). Bioactivity of secondary metabolites of various plants: A review. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, *10*(2), 494-504. https://doi.org/10.13040/IJPSR.0975-8232.10(2).494-04

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

Karuppusamy, S. (2009). A review on trends in production of secondary metabolites from higher plants by *in vitro* tissue, organ and cell cultures. *Research Journal of Medicinal Plant, 3*(13), 1222-1239. https://doi.org/10.5897/JMPR.9000026

Khanpour-Ardestani, N. (2015). Effect of methyl jasmonate on antioxidant enzyme activities, phenolic and flavonoid compounds in *Scrophularia striata* cell culture. *Journal of Plant Research (Iranian Journal of Biology), 27*(5). https://doi.org/840-853. 20.1001.1.23832592.1393.27.5.8.4

Khodami, M., Abbasnejad, M., Sheibani, V., Mobasher, M., Mehrabani, M., Anaie Goodary, A., & Salari, S. (2011). Evaluation of the analgesic and anxiolytic effects of *Dracocephalum polychaetum*. *Physiology and Pharmacology*, *15*(3), 444-454.

Li, C., Xu, M., Cai, X., Han, Z., Si, J., & Chen, D. (2022). Jasmonate signaling pathway modulates plant defense, growth, and their trade-offs. *International Journal of Molecular Sciences*, *23*(7), 3945. https://www.mdpi.com/1422-0067/23/7/3945

Liu, T., Ye, X., Li, M., Li, J., Qi, H., & Hu, X. (2020). H_2O_2 and NO are involved in trehalose-regulated oxidative stress tolerance in cold-stressed tomato plants. *Environmental and Experimental Botany*, *171*, 103961. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2019.103961

Mbinda, W, & Musangi, C. (2019). Antioxidant activity, total phenolic and total flavonoid. *Journal of Phytopharmacol*, *8*(4), 161-166. https://doi.org/10.3390/foods11213519

Mehrabani, M., Roholahi, S., & Foruomadi, A. (2005). Phytochemical studies of *Dracocephalum polychaetum* Bornm. *Agriculture*, *11*(3), 212. https://doi.org/20.1001.1.2717204.2005.4.16.5.2

Mittler, R., Vanderauwera, S., Gollery, M., & Van Breusegem, F. (2004). Reactive oxygen gene network of plants. *Trends in Plant Science*, *9*(10), 490-498. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2004.08.009

Morales, M, & Munne-Bosch, S. (2019). Malondialdehyde: Facts and artifacts. *Plant Physiology*, *180*(3), 1246-1250. https://doi.org/10.1104/pp.19.00405

Narayani, M, & Srivastava, S. (2017). Elicitation: A stimulation of stress in *in vitro* plant cell/tissue cultures for enhancement of secondary metabolite production. *Phytochemistry Reviews*, *16*, 1227-1252. https://doi.org/10.1007/s11101-017-9534-0

Pathak, A. R., Patel, S. R., Joshi, A. G., Shrivastava, N., Sindhav, G., Sharma, S., & Ansari, H. (2023). Elicitor mediated enhancement of shoot biomass and lupeol production in *Hemidesmus indicus* L. (R. Br. ex. Schult.) and *Tylophora indica* (Burm. F.) merrill using yeast extract and salicylic acid. *Natural Product Research*, *37*(11), 1767-1773. https://doi.org/10.1080/14786419.2022.2119388

Ram, M., Prasad, K. V., Singh, S. K., Hada, B. S., & Kumar, S. (2013). Influence of salicylic acid and methyl jasmonate elicitation on anthocyanin production in callus cultures of *Rosa hybrida* L. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, *113*(3), 459-467. https://doi.org/10.1007/s11240-013-0287-1

Sahin, G., Verma, S. K., & Gurel, E. (2017). Investigation of relationship between chemical stress factors and certain metabolites including cardenolides in callus cultures of endemic *Turkish Digitalis* L. Species. *International Journal of Secondary Metabolite*, *4*(3), 27-36. https://doi.org/10.21448/ijsm.356249

Shabnam, N., Tripathi, I., Sharmila, P., & Pardha-Saradhi, P. (2016). A rapid, ideal, and eco-friendlier protocol for quantifying proline. *Protoplasma, 253*, 1577-1582. https://doi.org/10.1007/s00709-015-0910-6

Skinner, F., Roughley, R., & Chandler, M. R. (1977). Effect of yeast extract concentration on viability and cell distortion in *Rhizobium* spp. *Journal of Applied Microbiology*, *43*(2), 287-297. https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1977.tb00753.x

Sohn, S. I., Pandian, S., Rakkammal, K., Largia, M. J. V., Thamilarasan, S. K., Balaji, S., Zoclanclounon, Y. A. B., Shilpha, J., & Ramesh, M. (2022). Jasmonates in plant growth and development and elicitation of secondary metabolites: An updated overview. *Frontiers in Plant Science*, *13*, 942789. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.942789

Suntar, I., Cetinkaya, S., Haydaroglu, U. S., & Habtemariam, S. (2021). Bioproduction process of natural products and biopharmaceuticals: Biotechnological aspects. *Biotechnology Advances*, *50*, 107768. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2021.107768

Taghavi, T., Patel, H., Akande, O. E., & Galam, D. C. A. (2022). Total anthocyanin content of strawberry and the profile changes by extraction methods and sample processing. *Foods*, *11*(8), 1072. https://doi.org/10.3390/foods11081072

Taghizadeh, M., Nasibi, F., Kalantari, K. M., & Benakashani, F. (2020). Callogenesis optimization and cell suspension culture establishment of *Dracocephalum polychaetum* Bornm. and *Dracocephalum kotschyi* Boiss.: An *in vitro* approach for secondary metabolite production. *South African Journal of Botany*, *132*, 79-86. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.04.015

Taghizadeh, M., Nasibi, F., Kalantari, K. M., & Ghanati, F. (2019). Evaluation of secondary metabolites and antioxidant activity in *Dracocephalum polychaetum* Bornm. cell suspension culture under magnetite nanoparticles and static magnetic field elicitation. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, *136*(3), 489-498. https://doi.org/10.1007/s11240-018-01530-1

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

Taghizadeh, M., Soltanian, S., & Nasibi, N. (2022). Phytochemical analysis of volatile and non-volatile fractions, antioxidant, and anti-cancer activities of *Dracocephalum polychaetum* and *Dracocephalum kotschyi*. *Journal of Cell and Molecular Research*, *14*(1), 11-19. https://doi.org/10.22067/jcmr.2022.75035.1031

Vasefpour, Z., Taghizadeh, M., & Moazzami Farida, S. H. (2025). The dose-dependent effect of yeast extract on the content of some phenolics in the cell suspension culture of *Dracocephalum polychaetum* Bornm. *Journal of Plant Biological Sciences*, *16*(1), 21-38. https://doi.org/10.22108/IJPB.2025.143444.1379

Zaman, G., Farooq, U., Bajwa, M. N., Jan, H., Shah, M., Ahmad, R., Andleeb, A., Drouet, S., Hano, C., & Abbasi, B. H. (2022). Effects of yeast extract on the production of phenylpropanoid metabolites in callus culture of purple basil (*Ocimum Basilicum* L. var purpurascens) and their in-vitro evaluation for antioxidant potential. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, *150*(3), 543-553. https://doi.org/10.1007/s11240-022-02303-7

Zhou, C., Guo, J., Zhu, L., Xiao, X., & Xie, Y. (2019). Exogenous GABA application enhances carotenoid accumulation and alleviates oxidative damage in plants under salt stress. *Plant Growth Regulation*, *89*(1), 85-92. https://doi.org/10.1007/s10725-019-00544-4

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]

The effect of yeast-extract on the growth and some physiological indicators of *Dracocephalum polychaetum* Bornm. Cells

Zohreh Vasefpour and Marzieh Taghizadeh*

Department of Plant and Animal Biology, Faculty of Biological Science and Technology, University of Isfahan, Isfahan, Iran

Abstract

Dracocephalum polychaetum Bornm. is a medicinal herb from the Lamiaceae family and is native to Iran, specifically from regions in the southern part of Kerman province. This study aimed to investigate the effects of different concentrations of yeast extract on the growth and physiological responses in the cell suspension of *D. polychaetum*. After callus induction, suitable callus was transferred to liquid MS medium supplemented with 0.2 mg/L BAP, 2 mg/L NAA, and 20 g/L sucrose and incubated on a gyratory shaker at 120 rpm in the dark. Suspension-cultured cells were then treated with 0, 25, 50, 100, 150, and 200 ppm concentrations of yeast extract during their exponential growth phase (from day 8 to 13 after sub-culturing). The results showed that the content of flavonol, anthocyanins, malondialdehyde (MDA), hydrogen peroxide (H_2O_2), proline, total antioxidant capacity, and fresh weight in all treated cells had a significant difference from the control. The results indicated significant differences in the content of flavonol, anthocyanins, malondialdehyde (MDA), hydrogen peroxide (H2O2), proline, phosphomolybdate, and fresh weight among all treated cells compared to the control. Different concentrations of yeast extract induced various changes in cell metabolism through oxidative stress and stimulated non-enzymatic antioxidant defense systems, leading to increased production of flavonol, anthocyanin, proline, and total antioxidant capacity. Concentrations of 50 and 100 ppm yeast extract had the most significant impact on balancing growth and activating the non-enzymatic antioxidant defense system of the cells. Overall, the findings suggest that yeast extract, as a biostimulant, can enhance the defense system of *D. polychaetum* cells and improve their adaptability to stressful conditions. This underscores the importance of using yeast extract as an effective tool in physiological studies and plant defense mechanisms.

Keywords: Antioxidant defense system, Cell suspension culture, *Dracocephalum polychaetum*, Yeast extract

Received: Aug. 28, 2025; Revised: Oct. 03, 2025; Accepted: Dec. 16, 2025; Published Online: June. 02, 2026
*Corresponding Author: m.taghizadeh@bio.ui.ac.ir

Copyright © 2025 Iranian Society of Plant Physiology, Published by Isfahan University of Technology press. This work is licensed under a Creative Commons Attribution-Noncommercial 4.0 International license (https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/). Non-commercial uses of the work are permitted, provided the original work is properly cited.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-06-06]