مقاله پژوهشی

اثر کاربرد برگی متیل جاسمونات بر تحمل گیاه فیسالیس (*Physalis peruviana* L.) به تنش خشکی

نرگس حاجی‌لو، مهناز وفادار، زهره طغرانگار*، الهه وطن‌خواه

گروه زیست شناسی، دانشکده علوم، دانشگاه زنجان، زنجان، ایران

(تاریخ دریافت:۱۴۰۱/۰۴/۱۲، تاریخ پذیرش نهایی:۱۴۰۱/۰۶/۰۸)

چکیده

تنش خشکی نامطلوب‌ترین عامل محیطی است که رشد و عملکرد گیاهان را به‌شدت می‌کاهد. جاسمونات‌ها به‌عنوان تنظیم کننده‌های رشد گیاهی و مؤثر در فرآیندهای فیزیولوژیکی، تحمل گیاهان به شرایط تنشی را افزایش می‌دهند. فیسالیس گیاه دارویی از خانواده بادمجانیان است. به‌منظور بررسی اثر پیش تیمار متیل جاسمونات (MeJA) و تنش خشکی بر پاسخ‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی فیسالیس، آزمایشی به‌صورت فاکتوریل با ترکیب دو فاکتور سطوح رطوبتی [٪۱۰۰ (شاهد)، ٪۵۰ و ٪۳۰ ظرفیت‌زراعی (FC)] و سطوح MeJA (صفر،۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار) با چهار تکرار انجام شد. گیاهان ۲۴ ساعت پس از آخرین محلول‌پاشی با MeJA، به‌مدت دو ماه تحت سطوح مختلف رطوبتی قرار گرفتند. نتایج نشان داد پیش تیمار گیاهان با MeJA منجر به افزایش سطح برگ،RWC ، وزن خشک کل گیاه، کلروفیل کل و کاروتنوئیدها به‌ترتیب ۳۶/۴۸، ۳۱/۰۷، ۱۷۸/۵۳، ۳۷/۱۱ و ۴۹/۷۳٪ درصد طی تنش خشکی شد. در این تحقیق کاربرد MeJA به‌ویژه ۱۰۰ میکرومولار با افزایش محتوای قندهای محلول (۱۲/۱۳ و ۱۶/۶۹٪)، پرولین (۲۲/۸۴ و ۴۵/۸۶٪)، فلاوونوئید (۱۴/۰۱ و ۲۱/۶۹٪)، پروتئین (۱۶/۵۳ و ۲۰/۹۸٪) و فعالیت آنزیم SOD (۲۲/۰۹ و ۱۳/۹۶٪) و کاهش فعالیت POD (۱۲/۸۲ و ۳۹/۰۶٪)، APX (۲۰/۸۵ و ۱۷/۳۳٪) و PPO (۱۴/۸۳ و ۱۸/۶۸٪) در بخش هوایی و زیرزمینی موجب تعدیل اثرات منفی تنش خشکی به‌خصوص در FC٪۳۰ شد. همچنین MeJA تغییراتی را در انباشتگی و توزیع مواد غذایی معدنی در گیاهان تحت تنش ایجاد کرد. نتایج تحقیق نشان داد کاربرد برگی MeJA با بهبود شاخص‌های رشدی و فتوسنتزی، سیستم آنتی‌اکسیدانی و وضعیت تغذیه‌ای می‌تواند راهکاری مناسب برای افزایش تحمل گیاه فیسالیس نسبت به تنش خشکی باشد.

کلمات کلیدی: تنش کم‌آبی، تنظیم‌کننده رشد گیاهی، سیستم‌آنتی‌اکسیدان، شاخص‌های رشدی، عناصر غذایی، فیسالیس

مقدمه

خشکی یکی از موثرترین عوامل محدودکننده رشد و نمو گیاهان در سرتاسر دنیا و از متداول‌ترین تنش‌های محیطی است. در کشور ایران نیز به‌دلیل خشک و نیمه خشک بودن اغلب نقاط آن، کمبود آب رشد و عملکرد محصولات کشاورزی را به‌شدت کاهش می‌دهد (Smaeili *et al*., 2022). با توجه به محیط زندگی گیاه در دو بستر خاک و هوا، تنش خشکی یا ناشی از خشک بودن هوا به‌دلیل پایین بودن رطوبت است که اغلب با بادهای گرم و خشک همراه می‌باشد و حتی امکان دارد در خاک‌هایی با رطوبت نسبتا بالا نیز رخ دهد

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: Ztoghranegar@znu.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

(Seleiman *et al.*, 2021) و یا دلیل آن خشکی خاک است که در این شرایط میزان رطوبت خاک کمتر از تلفات آن توسط تبخیر و تعرق می‌باشد. بنابراین شرایط نامناسب خاک یا هوا یا هر دو مانع دسترسی گیاه به آب مورد نیاز برای انجام فعالیت‌های حیاتی می‌شود و تداوم آن در نهایت منجر به از دست دادن آب بافت‌های گیاه می‌گردد که به آن تنش خشکی گفته می‌شود (Hojati *et al.*, 2011; Liu *et al.*, 2020). اثر تنش خشکی به‌مدت، شدت و زمان وقوع آن و نیز ژنوتیپ گیاه بستگی دارد (Bandurska, 2022). تنش خشکی بر طیف وسیعی از عملکردهای گیاهی نظیر تقسیم و طویل شدن سلول، سیستم ریشه‌ای، فتوسنتز و تنفس، محتوای نسبی آب، یکپارچگی غشاء، پتانسیل اسمزی، حرکت روزنه‌ای، تخصیص مواد فتوسنتزی، متابولیسم آنتی‌اکسیدانی و نیز فعالیت آنزیم‌ها، محتوای مواد مغذی و هورمون‌های گیاهی و هم‌چنین سطوح رونویسی ژن‌های تنظیمی و عملکردی تأثیر می‌گذارد (Qian *et al.*, 2018; Sadeghipour, 2018). به‌طور معمول، مخرب‌ترین اثر تنش خشکی بر گیاهان، تجمع گسترده گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) است که موجب آسیب غشای سلولی می‌گردد (He *et al.*, 2020)، در این وضعیت، سیستم دفاعی آنتی‌اکسیدانی برای حذف ROS اضافی، جهت کاهش آسیب غشای سلولی ناشی از پراکسیداسیون لیپیدی غشاء تحت شرایط تنش، به‌طور موثری فعال می‌شود (Zhang *et al.*, 2020). در نهایت گیاهان با تغییرات ریخت-شناختی، بیوشیمیایی و فیزیولوژیکی مختلف به تنش خشکی واکنش نشان می‌دهند و با شرایط سازگار می‌شوند (Liu *et al.*, 2020).

گیاهان تحت شرایط تنش، جهت فعال شدن سازوکارهای دفاعی خود، توسط مولکول‌های انتقال‌دهنده پیام ازجمله اسید جاسمونیک، اتیلن و اسید سالیسیلک پیام‌هایی را به مسیرهای مختلف متابولیسمی سلول ارسال می‌کنند (Senaratna *et al.*, 2000; Yang *et al.*, 2019). جاسمونات‌ها از تنظیم کننده‌های رشد گیاهی جدید و متعلق به اکسی‌لیپین‌ها، از اسید لینولنیک طی مسیر اکتادکانوئید سنتز می‌شوند و نقش مهمی را در افزایش توانایی گیاهان در مقابل انواع تنش‌های محیطی ایفاء می‌کنند (Ali and Baek , 2020; Taheri *et al.*, 2020; Kamińska, 2021). اسید جاسمونیک (JA) و متیل استر آن، متیل جاسمونات (MeJA)، به‌عنوان القاءکننده ژن‌های دخیل در پاسخ گیاهان به تنش‌های زیستی و غیرزیستی معرفی شده‌اند، که موجب کاهش خسارات ناشی از کم‌آبی، شوری، سرما و نیز حمله حشرات و عوامل بیماری‌زا می‌گردند (Memelink, 2009; Wasternack and Hause, 2013; Kamińska, 2021). مطالعات نشان داده است که MeJA در تنظیم فرآیند رشد و نمو جنین و نشاء، جوانه زنی بذر، رشد و زمین گرایی ریشه، تشکیل کرک و غده، حرکت برگ، رسیدن میوه، پیری برگ و ریخت‌زایی گیاهان نقش مهمی ایفاء می‌نماید، همچنین MeJA با افزایش فعالیت سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه و مهار رادیکال‌های آزاد و ایجاد مقاومت در برابر تنش خشکی، صدمات ناشی از کم‌آبی را می‌کاهد و همزمان موجب افزایش تقسیم سلولی و طویل شدن سلول‌ها می‌شود (Wasternack, 2014; Gumerova *et al.*, 2015; Yu *et al.*, 2019). تحت شرایط تنش، این تنظیم‌کننده تجمع ترکیبات فعال را القاء می‌نماید و با تاثیر بر روی سطوح هورمون‌های داخلی و دیگر ویژگی‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاهان از جمله تجمع ترکیبات فنلی که جزء قوی‌ترین آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی هستند، رشد گیاه را بهبود می‌بخشد (Yu *et al.*, 2019).

Miranshahi و Sayyari (۲۰۱۶) گزارش کردند که در شرایط کم آبی، MeJA ابتدا سنتز پرولین را تحریک می‌کند، سپس طی کاهش شدت تنش آنزیم‌های سنتزکننده پرولین را مهار می‌نماید. همچنین با تجزیه پرولین می‌تواند عوامل مورد نیاز فسفوریلاسیون اکسیداتیو میتوکندریایی و تولید ATP را فراهم نماید و خسارات ناشی از تنش خشکی را ترمیم کند. تحقیقات نشان می‌دهد که کاربرد MeJA به‌شکل برون‌زاد در شرایط تنش خشکی توان دفاع آنتی اکسیدانی گیاه را افزایش می‌دهد و با کاهش تنش اکسیداتیو، موجب بهبود رشد و افزایش رنگیزه‌های فتوسنتزی و نیز کاهش پراکسیداسیون لیپیدی و مقدار مالون دی‌آلدئید می‌گردد (Pazirandeh *et al.*, 2013; Abdelgawad *et al.*, 2014; Ghasemlou *et al.*,

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

2019). یافته‌های به‌دست آمده از بررسی تاثیر MeJA بر آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی، کاهش ترکیبات فنلی و فلاوونوئیدی در برخی گیاهان را نشان می‌دهد که دلایل آن مهار ROSها با دخالت مستقیم این تنظیم کننده، افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و نیز اثر منفی MeJA بر فعالیت آنزیم فنیل‌آلانین آمونیالیاز گزارش شده است (Cao *et al.*, 2009; Shahabinejad *et al.*, 2014; Shirani Bidabadi and Sharifi, 2021). همچنین Luo و همکاران (۲۰۱۰) اظهار داشتند که میزان پروتئین با محلول پاشی MeJA، با القای سنتز آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و دیگر آنزیم‌های سایر مسیرهای متابولیسمی افزایش می‌یابد. نورسته‌نیا و یوسف‌زاده (۱۳۹۵) در مطالعه روی گیاهچه‌های توتون تحت شرایط خشکی نشان دادند که کاربرد خارجی MeJA با کاهش مقادیر مالون دی آلدئید، پرولین و بتاکاروتن و افزایش قندهای محلول، رنگیزه‌های فتوسنتزی، آنتوسیانین، فلاوونوئید و فلاونول این گیاه همراه است. گزارشاتی نیز مبنی بر تاثیر MeJA بر فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدان در گیاه گل ماهور (*Verbascum nudicuale*) (Ghasemlou *et al.*, 2019) و زرد آلو (*Prunus armeniaca*) (Cavusoglu *et al.*, 2021) ارائه شده است.

گیاه عروسک پشت پرده، فیسالیس، با نام علمی *Physalis peruviana* L. از خانواده بادمجانیان یا سیب‌زمینی (Solanaceae) است که بومی منطقه آند در آمریکای جنوبی بوده و در کشورهای آکوادور، کنیا، زیمباوه، مالزی، برزیل و کلمبیا و نیز در سایر نقاط جهان کشت می‌شود (Reyes *et al.*, 2019). میوه این گیاه به‌دلیل داشتن ارزش غذایی بالا، علاوه بر تازه‌خوری به‌صورت اشکال مختلف فرآوری شده نیز مصرف می‌شود، این ویژگی‌ها موجب تبدیل این گیاه به یک محصول مهم در بازار ملی و بین‌المللی شده است (Chaves-Gómez *et al.*, 2020). میوه‌های این گیاه گرد، نارنجی روشن و به‌دلیل منشا گرمسیری آن‌ها دارای طعمی مطبوع و خاص هستند و با داشتن اسید آسکوربیک فراوان، ویتامین A، فسفر، آهن و انواع آنتی‌اکسیدان‌ها نظیر فلاوونوئیدها، آلکالوئیدها، فیتواستروئیدها و کاروتنوئیدها، پروتئین، و نیز ترکیبات فعال زیستی از جمله ویتانولیدها، گلیکوزیدها و فیزالین‌ها که در طب سنتی برای درمان سرطان و لوسمی استفاده می‌شود، بسیار حائز اهمیت بوده و مورد توجه صنایع دارویی و غذایی قرار گرفته‌اند (Pellizzaro *et al.*, 2019; Roveda-Hoyos and Moreno-Fonseca, 2019).

با درک اهمیت روزافزون گیاه دارویی فیسالیس در بازار بین المللی و احتمال رو به رشد مشکل کمبود آب در مناطق تولید کننده این محصول و با توجه به اثرات مثبت کاربرد خارجی MeJA بر روی بهبود رشد و عملکرد گیاهان، این مطالعه جهت ارزیابی آستانه تحمل گیاه فیسالیس و همچنین بررسی پاسخ‌های ریخت‌شناختی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی این گیاه با کاربرد برون زاد MeJA تحت سطوح مختلف تنش کم‌آبی انجام شد و فرضیه کاهش اثرات سوء تنش کم‌آبی در گیاه فیسالیس با کاربرد برگی MeJA مورد بررسی قرار گرفت. بر اساس گزارشات پیشین، این پژوهش اولین مطالعه کاربرد برون‌زاد MeJA در گیاه فیسالیس تحت تنش کم‌آبی می‌باشد.

مواد و روش‌ها

این تحقیق جهت بررسی اثر MeJA و سطوح مختلف خشکی روی گیاه فیسالیس، به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملا تصادفی با ۴ تکرار در آزمایشگاه تحقیقاتی گروه زیست شناسی دانشگاه زنجان در سال ۱۳۹۸ انجام شد. بذرهای گیاه فیسالیس (*Physalis peruviana* L.) (تهیه شده از شرکت زرین گیاه ارومیه) بعد از ضدعفونی سطحی با هیپوکلریت سدیم ۵ درصد به‌مدت ۱۵ دقیقه و شستشوی مکرر با آب مقطر استریل (Amanifar and Toghranegar, 2020; Taheri *et al.*, 2020)، در عمق ۱/۵ سانتی‌متری خاک گلدان‌های‌آماده (جدول ۱) در شرایط کنترل شده (شرایط نوری ۱۶ ساعت روشنایی و ۸ ساعت تاریکی، دمای $^{\circ}$C ۲۵±۲) در تاریخ ۱۵ دی ۱۳۹۸ کشت شدند و با آب مقطر در حد ظرفیت زراعی (۷۶۰ میلی‌لیتر) آبیاری شدند، در این مدت هر ماه یک بار به گلدان‌ها در زمان آبیاری محلول غذایی لانگ اشتون (Hewitt,1953) اضافه شد و حدود دو ماه بعد در تاریخ ۲۵ اسفند ۱۳۹۸ در مرحله ۴ برگی، گیاهان برای تیمار با خشکی و MeJA آماده

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

جدول ۱- برخی خصوصیات فیزیکی و شیمیایی خاک مورد استفاده

Texture	pH	EC_e dS m^{-1}	FC %	OC %	SP %	P ppm	K ppm	N %
لومی شنی	۷/۸	۲/۲۲	۱۹	۱/۱۴	۲۸	۵/۴	۳۷۰	۰/۱۱۴

شدند. در این پژوهش بافت خاک مورد استفاده لوم شنی (Gee and Bauder, 1986) با pH ۷/۸ (در گل اشباع) و قابلیت هدایت الکتریکی آن در عصاره گل اشباع (ECe) ۲/۲۲ دسی‌زیمنس بر متر (Rhoades and Oster, 1986) بود. همچنین رطوبت وزنی ظرفیت زراعی (FC) خاک با استفاده از دستگاه صفحه‌های فشار (در مکش معادل ۱۰ کیلوپاسکال) تعیین شد (Klute, 1986) که برابر ۱۹ درصد وزنی بود (جدول ۱).

جهت تیمار گیاهان با MeJA، ابتدا استوک ۰/۱ مولار از MeJA (Sigma-Aldrich) تهیه شد، از آن‌جایی که MeJA حلالیت کمی درآب دارد، مقدار معین از این ماده در اتانول حل گردید و با آب مقطر به حجم مورد نظر رسانده شد (Taheri *et al.*, 2020). سپس غلظت‌های ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA (نظریان سیرزار و همکاران، ۱۳۹۷) تهیه شد (حجم مورد نظر از استوک را برداشته و با آب مقطر به حجم رسانده شد). سپس برگ‌های گیاه با این محلول‌ها اسپری شدند، گیاهان شاهد نیز با همان حجم آب مقطر حاوی چند قطره اتانول اسپری شدند. حجم محلول MeJA که هر بار بر روی برگ‌ها اسپری می‌شد ۲۰۰ میلی‌لیتر بود. محلول پاشی برگی گیاهان ۳ بار و به‌صورت یک روز در میان در تاریکی و موقع عصر انجام شد و ۲۴ ساعت بعد از آخرین محلول پاشی، گیاهان در معرض سطوح مختلف رطوبتی قرار گرفتند (نظریان سیرزار و همکاران، ۱۳۹۷). سطوح رطوبتی به‌کار برده شده در طی مرحله رویشی گیاه شامل سه سطح ۱۰۰ درصد (شاهد)، ۵۰ درصد و ۳۰ درصد FC بود (Rugeles Reyes *et al.*, 2019)، که با توزین روزانه گلدان‌ها میزان تخلیه‌ی رطوبتی خاک کنترل گردید و در صورت نیاز گیاهان آبیاری شدند. یک ماه بعد از اعمال تنش، در تاریخ اول اردیبهشت ۱۳۹۹ گیاهان برداشت شده و شاخص‌های زیر در آن‌ها مورد بررسی و سنجش قرار گرفت.

اندازه گیری شاخص‌های رشد: ابتدا گیاهان را از گلدان خارج کرده و پس از شستشو و جداسازی بخش هوایی از بخش زیرزمینی شاخص‌های رشد سه بوته از گیاه در هر گلدان نظیر وزن تر و خشک بخش هوایی و زیرزمینی و هم‌چنین طول آن‌ها، سطح برگ و محتوای نسبی آب برگ (RWC) اندازه گیری شد. وزن خشک بخش هوایی و زیرزمینی نمونه‌ها بعد از قرار دادن آن‌ها در آون با دمای ۷۰ ^{o}C به‌مدت ۴۸ ساعت اندازه‌گیری شد. به‌منظور اندازه-گیری سطح برگ، با استفاده از کاغذ شطرنجی و تهیه کپی کاغذی از برگ‌های بوته‌های انتخابی، مساحت برگ‌ها با شمارش مربعات کوچک بر حسب میلی‌مترمربع محاسبه شد.

برای اندازه‌گیری RWC، از هر برگ سه دیسک با قطر ۱ سانتی‌متر تهیه و با ترازو اندازه گیری شد (FW). برای محاسبه وزن حالت تورژسانس کامل (TW)، دیسک‌ها به‌مدت ۲۴ ساعت در ظروف پتری‌دیش حاوی آب مقطر شناور و دوباره وزن شدند. جهت محاسبه وزن خشک (DW)، دیسک‌ها به‌مدت ۴۸ ساعت در انکوباتور در دمای ۷۰ ^{o}C خشک و سپس توزین شدند. RWC برگ از رابطه‌ی زیر محاسبه شد (Wheatherley, 1950).

$$RWC\ (\%) = [(FW-DW)/(TW-DW)] \times 100$$

سنجش رنگیزه‌های فتوسنتزی: برای استخراج رنگیزه‌های فتوسنتزی، ۰/۱ گرم بافت تر گیاه در استن ۸۰ درصد سائیده شد و محلول حاصل صاف گردید. سپس جذب محلول‌ها در طول موج‌های ۶۶۳ نانومتر (کلروفیل a)، ۶۴۷ نانومتر (کلروفیل b) و ۴۷۰ نانومتر (کاروتنوئیدها) یادداشت و با استفاده از روابط زیر، میزان رنگیزه‌ها بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر نمونه محاسبه شد (Lichtenthaler and Buschmann, 2001).

$$Chl\ a\ (\mu g/mL) = (۱۲/۲۵A_{663} - ۲/۷۹A_{647})$$

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

$$Chl\ b\ (\mu g/mL) = (۲۱/۵۰ A_{647} - ۵/۱۰ A_{663})$$

$$Total\ Chl = Chl\ a + Chl\ b$$

$$Total\ Carotenoids\ (\mu g/mL) = (۱۰۰۰ A_{470} - ۱/۸۲\ Chl\ a - ۸۵/۰۲ Chl\ b)/۱۹۸$$

در این روابط: A جذب نور در طول موج‌های مورد نظر می‌باشد.

سنجش قندهای محلول: محتوای قندهای محلول نمونه‌ها با استفاده از معرف آنترون و بر اساس روش Roe (۱۹۵۵) تعیین شد. ابتدا بافت‌های تر در اتانول ۸۰ درصد به‌مدت ۶۰ دقیقه در بن ماری (°C ۹۵) قرار گرفت. پس از صاف کردن عصاره، الکل آن تبخیر و رسوب حاصل در آب مقطرحل شد. سپس ۲۰۰ میکرولیتر عصاره با ۵ میلی‌لیتر معرف آنترون مخلوط شد و داخل بن‌ماری (°C ۹۰) به‌مدت ۱۷ دقیقه قرار گرفت. پس از سرد شدن، جذب نمونه‌ها در طول موج ۶۲۵ نانومتر قرائت گردید و مقدار قند محلول نمونه‌ها با استفاده از منحنی استاندارد گلوکز بر اساس میلی‌گرم بر گرم وزن تر محاسبه شد.

سنجش پرولین: اندازه‌گیری سطح پرولین با استفاده از روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) انجام شد. ابتدا بافت‌های تر در اسید سولفوسالسیلیک ۳ درصد به‌خوبی سائیده و صاف شد. ۲ میلی‌لیتر از عصاره با ۲ میلی‌لیتر معرف نین هیدرین و ۲ میلی‌لیتر اسید استیک گلایسیال مخلوط شد و به‌مدت یک ساعت در حمام آب گرم (°C ۱۰۰) قرار داده شد. جهت قطع انجام کلیه واکنش‌ها، بلافاصله لوله‌ها در حمام یخ قرار داده شدند، بعد از افزودن ۴ میلی‌لیتر تولوئن به‌خوبی مخلوط شدند و دو لایه مجزا در آن‌ها تشکیل شد. برای اندازه گیری غلظت پرولین، جذب فاز فوقانی در طول موج ۵۲۰ نانومتر تعیین و مقدار پرولین هر نمونه با استفاده از منحنی استاندارد پرولین بر حسب میکرومول برگرم وزن تر محاسبه گردید.

سنجش مقدار فنل کل و فلاوونوئیدها: محتوای فنل کل و فلاوونوئیدها با استفاده از متانول خالص در دمای اطاق به‌مدت ۴۸ ساعت استخراج شد. پس از صاف کردن عصاره و تبخیر الکل، رسوب حاصل در ۴ میلی‌لیتر آب مقطر یا متانول خالص حل شد. عصاره آبی (محتوای فنلی کل) و عصاره متانولی (ترکیبات فلاوونوئیدی) برای سنجش مورد استفاده قرار گرفت. محتوای فنلی کل عصاره آبی با استفاده از معرف فولین-سیوکالتو در طول موج ۷۶۵ نانومتر اندازه‌گیری شد و مقدار فنل با استفاده از منحنی استاندارد اسید گالیک (GAE) و به‌صورت معادل میلی‌گرم GAE بر گرم وزن خشک نمونه محاسبه شد (Pourmorad *et al.*, 2006).

برای تعیین فلاوونوئید از روش کلرید آلومینیوم (Chang *et al.*, 2002) در طول موج ۴۱۵ نانومتر استفاده شد. مقدار فلاوونوئید با استفاده از منحنی استاندارد کوئرستین محاسبه و به‌صورت معادل میلی‌گرم کوئرستین در گرم وزن خشک نمونه گزارش شد.

سنجش مالون دی‌آلدئید (MDA): مقدار MDA بر اساس روش Heath و Packer (۱۹۶۸) تعیین شد. بافت‌های تر در ۵ میلی‌لیتر اسید تری کلرواستیک (TCA) ۰/۱ درصد به‌خوبی سائیده شد. عصاره‌ی حاصل به‌مدت ۵ دقیقه با سرعت g× ۱۰۰۰۰ سانتریفیوژ شد. سپس ۱ میلی‌لیتر از محلول روشناور با ۴ میلی‌لیتر TCA ۲۰ درصد (W/V) که حاوی ۰/۵ درصد (W/V) اسید تیوباربیتوریک (TBA) بود، مخلوط شد و به‌مدت ۳۰ دقیقه در دمای °C ۹۵ حرارت داده شد و بلافاصله سرد گردید. جذب محلول رویی، پس از سانتریفیوژ با سرعت g× ۱۰۰۰۰ به‌مدت ۱۰ دقیقه، در طول موج ۵۳۲ نانومتر قرائت شد. ماده مورد نظر برای جذب در این طول موج کمپلکس قرمز (MDA-TBA) است. جذب بقیه رنگیزه‌های غیر اختصاصی در ۶۰۰ نانومتر تعیین گردید و از میزان جذب در ۵۳۲ نانومتر کسر شد. غلظت MDA با استفاده از ضریب خاموشی معادل $۱۵۵\ mM^{-1}\ cm^{-1}$ محاسبه شد و در نهایت مقدار MDA براساس میکرومول بر گرم وزن تر محاسبه شد.

سنجش عناصر معدنی (فسفر، کلسیم، منیزیم و پتاسیم): بدین منظور ۰/۱ گرم از پودر خشک بخش هوایی و زیرزمینی گیاه در ۴ میلی‌لیتر اسید نیتریک غلیظ به‌مدت ۲۴ ساعت در جای تاریک و در دمای محیط حل شد. سپس محلول حاصل جهت خروج بخارات اسیدی گرم شد. بعد از خارج شدن بخارات اسید نیتریک با استفاده از آب مقطر به حجم ۵۰ میلی-

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

لیتر رسانده و با استفاده از کاغذ صافی صاف گردید. از محلول به‌دست آمده جهت اندازه‌گیری عناصر استفاده شد. غلظت کلسیم، منیزیم و پتاسیم با استفاده از دستگاه طیف‌سنجی پلاسمای جفت شده القایی (ICP-OES) اندازه گیری شد. غلظت فسفر به روش اسپکتروفتومتری با استفاده از روش رنگ سنجی وانادات- مولیبدات در طول موج ۴۳۰ نانومتر تعیین گردید (Cottenie *et al.*, 1980) و غلظت عناصر بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن خشک محاسبه شد.

سنجش پروتئین: به‌منظور استخراج پروتئین محلول و هم‌چنین آنزیم‌ها، مقدار ۰/۱ گرم از بافت تر بخش هوایی و زیرزمینی گیاه در داخل هاون به کمک نیتروژن مایع به‌خوبی سائیده شد. سپس به‌مقدار ۱ میلی‌لیتر بافر استخراج (بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH=۶/۸ حاوی Na-EDTA ۱ میلی‌مولار) به آن افزوده شد. سپس در دمای $^{\circ}C$ ۴، به‌مدت ۲۰ دقیقه با سرعت g× ۱۳۰۰۰ سانتریفیوژ و محلول رویی جدا و از آن برای سنجش پروتئین و آنزیم‌ها استفاده شد. سنجش محتوای پروتئین با استفاده از روش Bradford (۱۹۷۶) در طول موج ۵۹۵ نانومتر انجام شد و با استفاده از منحنی استاندارد آلبومن سرم گاوی، مقدار پروتئین بر حسب میلی‌گرم برگرم وزن تر محاسبه گردید.

سنجش فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدان، سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز (CAT): سنجش فعالیت آنزیمCAT (EC 1.11.1.6) بر اساس کاهش جذب آب اکسیژنه در طول موج ۲۴۰ نانومتر صورت گرفت (Aebi, 1984). برای سنجش فعالیت این آنزیم، ۹۵۰ میکرولیتر از بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH=۷ حاوی Na-EDTA ۰/۱ میلی‌مولار و H_2O_2 ۱۰ میلی‌مولار و همچنین ۵۰ میکرولیتر از عصاره آنزیمی به‌عنوان مخلوط واکنش استفاده شد و تغییرات جذب بر زمان در طول موج ۲۴۰ نانومتر در مدت زمان ۱۲۰ ثانیه قرائت شد. برای محاسبه فعالیت آنزیم CAT از ضریب خاموشی آب‌اکسیژنه ($۴۰ \ mM^{-1} \ cm^{-1}$ در ۲۴۰nm) استفاده شد و فعالیت آنزیم به‌صورت میلی‌مول آب اکسیژنه در دقیقه در میلی‌گرم پروتئین گزارش گردید.

سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز (POD): سنجش فعالیت آنزیم POD (EC 1.11.1.7) بر اساس روش Sariri و همکاران (۲۰۰۶) با استفاده از فنل آمینوآنتی‌پیرین ۰/۰۰۲۵ مولار و پراکسیدهیدروژن ۰/۰۰۱۷ مولار که هر دو در محلول بافر فسفات ۰/۲ مولار با pH=۷ تهیه شدند، انجام گردید. برای سنجش فعالیت این آنزیم، ۴۷۵ میکرولیتر H_2O_2 و ۴۷۵ میکرولیتر فنل‌آمینوآنتی‌پیرین و سپس ۵۰ میکرولیتر از عصاره آنزیمی به‌عنوان مخلوط واکنش استفاده شد و تغییرات جذب بر زمان در طول موج ۵۱۰ نانومتر در مدت زمان ۱۲۰ ثانیه قرائت گردید. فعالیت این آنزیم به‌صورت میکرومولار آب اکسیژنه تجزیه شده در دقیقه در میلی‌گرم پروتئین گزارش شد.

سنجش فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز (APX): سنجش فعالیت آنزیم APX (EC 1.11.1.11) بر اساس روش Nakano و Asada (۱۹۸۷) با استفاده از بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH=۷ حاوی EDTA ۰/۱ میلی‌مولار و آسکوربات ۰/۵ میلی‌مولار و همچنین H_2O_2 ۱ میلی‌مولار انجام شد. برای سنجش فعالیت این آنزیم، ۹۳۰ میکرولیتر بافر فسفات، ۵۰ میکرولیتر H_2O_2 و ۲۰ میکرولیتر از عصاره آنزیمی به‌عنوان مخلوط واکنش استفاده شد و تغییرات جذب بر زمان در طول موج ۲۹۰ نانومتر در مدت زمان ۱۲۰ ثانیه اندازه‌گیری و ثبت گردید. برای محاسبه فعالیت آنزیم APX از ضریب خاموشی $۲/۸ \ mM^{-1} \ cm^{-1}$ برای آسکوربات احیاشده استفاده شد و فعالیت آنزیم به‌صورت میکرومول آسکوربات در دقیقه در میلی‌گرم پروتئین گزارش گردید.

سنجش فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز (PPO): سنجش فعالیت آنزیم PPO (EC 1.10.3.1) بر اساس روش Raymond و همکاران (۱۹۹۳) با استفاده از بافر فسفات ۰/۲ مولار با pH=۶/۸ و پیروگالل ۰/۰۲ مولار انجام شد. برای سنجش فعالیت این آنزیم، ۲/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات، ۰/۲ میلی‌لیتر پیروگالل و ۲۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی به‌عنوان مخلوط واکنش استفاده شد و تغییرات جذب بر زمان در طول موج ۴۳۰ نانومتر در مدت زمان ۱۸۰ ثانیه توسط اسپکتروفتومتر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

قرائت شد. فعالیت آنزیم PPO به‌صورت تغییرات جذب در دقیقه در میلی‌گرم پروتئین گزارش گردید.

سنجش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز (SOD): سنجش فعالیت آنزیم SOD (EC 1.15.1.1) بر اساس روش Giannopolitis و Ries (۱۹۷۷) با استفاده از بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH=۷/۵ که حاوی متیونین ۱۳ میلی‌مولار، نیترو بلو تترازولیوم (NBT) ۷۵ میکرومولار، ریبوفلاوین ۷۵ میکرومولار و EDTA ۰/۱ میلی‌مولار بود، انجام شد. برای سنجش فعالیت این آنزیم، ۳ میلی‌لیتر بافر فسفات مخلوط تهیه شده و ۱۰۰ میکرولیتر از عصاره آنزیمی به‌عنوان مخلوط واکنش استفاده شد و به‌مدت ۱۲ دقیقه در زیر نور فلورسنت قرار گرفت و میزان جذب آن در طول موج ۵۶۰ نانومتر قرائت گردید. یک واحد آنزیمی برابر است با مقداری آنزیمی که احیای نوری NBT را به میزان ۵۰٪ بازدارندگی کند. بنابراین فعالیت این آنزیم براساس واحد آنزیم به ازای هر میلی‌گرم پروتئین محاسبه گردید.

این پژوهش در قالب طرح کاملا تصادفی با ۴ تکرار انجام شد. آزمون نرمال بودن توزیع داده‌ها و برابری واریانس‌ها با استفاده از آزمون کولموگروف- اسمیرنف (Kolmogorove-Smirnov Test) و آزمون لون (Levene's Test) و سپس تحلیل واریانس و مقایسه میانگین‌ها آن‌ها توسط آزمون دانکن در سطح احتمال $p \leq ۰/۰۵$ با استفاده نرم افزار SPSS نسخه ۱۷ انجام شد. همچنین رسم نمودارها با نرم افزار Excel نسخه ۲۰۱۳ انجام گردید.

نتایج و بحث

صفات رشدی و RWC: نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که اثر تنش کم‌آبی بر همه شاخص‌های رشد، به‌جزء وزن خشک بخش هوایی در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). همچنین اثر پیش تیمار MeJA بر کلیه شاخص‌های رشد به استثنای طول بخش زیرزمینی در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار بود. اثر متقابل کم‌آبی و محلول پاشی MeJA نیز به‌غیر از وزن تر بخش هوایی و طول بخش هوایی و زیرزمینی بر همه شاخص‌های رشد با احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۲).

اثر متقابل تنش کم‌آبی و پیش تیمار MeJA بر وزن تر و خشک بخش هوایی و زیرزمینی در گیاه فیسالیس نشان داد که محلول‌پاشی برگی هر دو غلظت MeJA در شرایط تنش اثر مثبتی بر وزن تر و خشک بخش هوایی و زیرزمینی داشت و موجب افزایش آن‌ها گردید، البته این افزایش در شرایط تنش ۳۰٪FC برای شاخص وزن خشک بخش هوایی با کاربرد غلظت ۵۰ میکرومولار MeJA و نیز وزن تر بخش زیرزمینی در هر دو سطح ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA نسبت به شاهد مربوطه معنی‌دار نبود (جدول ۳). در شرایط تنش، بیشترین مقدار این شاخص‌ها به استثنای وزن تر بخش هوایی، در سطح رطوبتی ۵۰٪FC و غلظت ۱۰۰ میکرومولار MeJA مشاهده شد (جدول ۳).

کاربرد برگی هر دو غلظت MeJA در همه سطوح رطوبتی مقدار R/S و وزن خشک کل گیاهان را افزایش داد و بیشترین وزن خشک گیاه در سطوح تنشی با کاربرد برگی ۱۰۰ میکرومولار MeJA مشاهده شد و میزان آن در سطوح ۵۰٪FC و ۳۰٪FC به ترتیب ۱۷۶/۵۰ و ۱۷۸/۵۲ درصد در مقایسه با شاهد مربوطه بیشتر بود. همچنین افزایش مقدار R/S با کاربرد برگی ۱۰۰ میکرومولار MeJA تنها در سطح ۵۰٪FC مشاهده گردید درحالی‌که تفاوت معنی‌داری بین دو غلظت ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA در سطح FC ۳۰٪ یافت نشد (جدول ۳).

هم‌چنین برهم‌کنش تنش کم‌آبی و پیش تیمار MeJA بر طول بخش هوایی و زیرزمینی این گیاه نشان داد که هر دو سطح تنش رطوبتی متوسط و شدید طول بخش هوایی و زیرزمینی گیاهان بدون پیش تیمار MeJA را کاهش داد، البته این کاهش برای طول بخش هوایی در سطح ۳۰٪FC و طول بخش زیرزمینی در سطح ۵۰٪FC معنی‌دار بود (جدول ۳). محلول پاشی MeJA در دو سطح تنش، طول بخش هوایی و زیرزمینی را افزایش داد، البته این افزایش فقط برای تیمار ۱۰۰ میکرومولار MeJA در سطح ۵۰٪FC برای طول بخش زیرزمینی معنی‌دار بود (جدول ۳).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

جدول ۲- تجزیه واریانس (میانگین مربعات) اثر متیل جاسمونات بر برخی شاخص‌های رشدی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه فیسالیس تحت تنش کم‌آبی

منابع تغییرات	Df	FW_S	DW_S	FW_R	DW_R	R/S	TDW	L_S	L_R	LA	RWC
Stress (S)	۲	۱۳۳/۱۱**	۰/۲۰^{ns}	۰/۷۴**	۰/۰۰۵**	۰/۰۰۹**	۰/۵۰۴**	۳۴۶/۴۶**	۱۰۵/۰۸*	۵۸۳/۸۰**	۶۸۹/۷۳**
MeJA (M)	۲	۵۳/۸۷**	۱/۳۶**	۰/۴۸**	۰/۰۲۰**	۰/۰۰۵**	۲/۵۸۵**	۱۳۶/۲۵**	۵۹/۵۶^{ns}	۲۲۰/۹۹**	۴۴۴/۱۹**
S×M	۴	۷/۰۸^{ns}	۰/۴۰**	۰/۱۲**	۰/۰۰۳**	۰/۰۰۱**	۰/۴۱۲**	۳۲/۴۱^{ns}	۴۴/۹۲^{ns}	۳۰۰/۷۹**	۲۵/۸۹**
اشتباه آزمایشی	۲۷	۴/۴۲	۰/۰۸	۰/۰۲	$۱/۸۹\times۱۰^{-۴}$	$۴/۴۱\times۱۰^{-۵}$	۰/۰۴۴	۱۹/۶۹	۲۰/۵۲	۱۶/۷۲	۳/۰۶
ضریب تغییرات	-	۱۵/۱۶	۲۰/۷۹	۱۹/۴۹	۱۲/۶۷	۷/۹۸	۱۴/۲۲	۶/۶۴	۲۳/۷۷	۵/۷۱	۲/۷۹

ns، * و ** به‌ترتیب عبارتنداز غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. FW_S: وزن تر بخش هوایی، DW_S: وزن خشک بخش هوایی، FW_R: وزن تر بخش زیزمینی، DW_R: وزن خشک بخش زیرزمینی، R/S: نسبت وزن خشک بخش زیرزمینی به هوایی، TDW: وزن خشک کل گیاه، L_S: طول بخش هوایی، L_R: طول بخش زیرزمینی، LA: سطح برگ، RWC: محتوای نسبی آب برگ

ادامه جدول ۲-

منابع تغییرات	Df	Chl a	Chl b	TChl	Car	SS_S	SS_R	Pr_S	Pr_R	PC_S	PC_R	Flas	Fla_R
Stress (S)	۲	۰/۳۲**	۰/۰۵**	۰/۶۷**	۰/۰۱*	۰/۶۹۰**	۰/۴۹**	۹۴/۵۱**	۴۸/۱۱**	۱۰/۶۳**	۰/۴۷۵**	۰/۲۱۹**	۰/۱۰۴**
MeJA (M)	۲	۰/۲۷**	۰/۰۹**	۰/۶۸**	۰/۰۲*	۰/۳۱۴**	۰/۴۸**	۲۹/۸۵**	۱۶/۲۴**	۷۱/۷۶**	۰/۰۰۴^{ns}	۰/۰۰۱^{ns}	۰/۰۰۸**
S×M	۴	۰/۰۳**	۰/۰۱**	۰/۰۴**	۰/۰۰۳^{ns}	۰/۰۲۴*	۰/۰۶**	۲/۱۷^{ns}	۳/۱۳**	۱۲/۸۸**	۰/۴۰۳**	۰/۰۶۸**	۰/۰۱۲**
اشتباه آزمایشی	۱۸	۰/۰۰۴	۰/۰۰۲	۰/۰۰۳	۰/۰۰۳	۰/۰۰۷	۰/۰۱	۱/۴۴	۰/۵۷	۰/۰۷	۰/۰۰۴	۰/۰۰۱	۰/۰۰۱
ضریب تغییرات	-	۴/۴۳	۴/۹۴	۲/۳۴	۱۸/۵۰	۴/۲۳	۳/۸۷	۸/۹۰	۷/۱۶	۵/۴۸	۲/۹۴	۱/۵۴	۴/۱۱

ns، * و ** به‌ترتیب عبارتنداز غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد.Chla: کلروفیل a، Chlb: کلروفیل b، TChl: کلروفیل کل، Car: کاروتنوئید، SS_S: قند محلول بخش هوایی، SS_R: قند محلول بخش زیرزمینی، Pr_S: پرولین بخش هوایی، Pr_R: پرولین بخش زیرزمینی، PC_S: فنل بخش هوایی، PC_R: فنل بخش زیرزمینی، Flas: فلاوونوئید بخش هوایی، Fla_R: فلاوونوئید بخش زیرزمینی

ادامه جدول ۲-

منابع تغییرات	Df	MDA_S	MDA_R	Pros	Pro_R	CATs	CAT_R	PODs	POD_R	APXs	APX_R	PPOs	PPO_R
Stress (S)	۲	$۱/۰۸\times۱۰^{-۶}$**	$۴/۶۷\times۱۰^{-۷}$**	۳/۲۹**	۷/۰۳**	$۱/۶۳\times۱۰^{-۵}$**	$۳/۷۱\times۱۰^{-۴}$**	۰/۰۰۲**	۰/۰۰۱**	۰/۰۱۷**	۰/۰۲۰**	۰/۰۳۱**	۰/۰۵۳*
MeJA (M)	۲	$۴/۶۹\times۱۰^{-۶}$**	$۲/۰۰\times۱۰^{-۶}$**	۱/۲۲**	۰/۲۵**	$۲/۰۱\times۱۰^{-۶}$*	$۱/۴۷\times۱۰^{-۵}$**	۰/۰۰۰۲**	۰/۰۰۱**	۰/۰۰۵**	۰/۰۰۸**	۰/۰۴۷**	۰/۰۶۹**
S×M	۴	$۸/۷۱\times۱۰^{-۷}$**	$۱/۰۶\times۱۰^{-۷}$**	۰/۴۴**	۰/۱۴*	$۲/۸۷\times۱۰^{-۷}$^{ns}	$۳/۳۸\times۱۰^{-۵}$**	۰/۰۰۰۲**	۰/۰۰۰۲**	۰/۰۰۱**	۰/۰۰۲*	۰/۰۲۵**	۰/۰۱۵^{ns}
اشتباه آزمایشی	۱۸	$۱/۵۴\times۱۰^{-۸}$	$۵/۷۰\times۱۰^{-۹}$	۰/۰۳	۰/۰۳	$۴/۵۴\times۱۰^{-۷}$	$۵/۱۹\times۱۰^{-۷}$	$۲/۲۳۰\times۱۰^{-۵}$	$۳/۱۴\times۱۰^{-۵}$	۰/۰۰۰۲	۰/۰۰۱	۰/۰۰۳	۰/۰۱۱
ضریب تغییرات	-	۷/۶۷	۴/۸۲	۲/۷۰	۶/۰۹	۸/۴۲	۸/۰۴	۹/۴۸	۹/۹۳	۶/۵۵	۸/۱۱	۵/۳۰	۱۲/۹۰

ns، * و ** به‌ترتیب عبارتنداز غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. ، MDA_S: مالون دی‌آلدهید بخش هوایی، MDA_R: مالون دی‌آلدهید بخش زیرزمینی، Pros: پروتئین بخش هوایی، Pro_R: پروتئین بخش زیرزمینی، CATs: کاتالاز بخش هوایی، CAT_R: کاتالاز بخش زیرزمینی، PODs: پراکسیداز بخش هوایی، POD_R: پراکسیداز بخش زیرزمینی، APXs: آسکوربات پراکسیداز بخش هوایی، APX_R:آسکوربات پراکسیداز بخش زیرزمینی، PPOs: پلی فنل اکسیداز بخش هوایی، PPO_R: پلی فنل اکسیداز بخش زیرزمینی

کاهش ارتفاع بوته، وزن تر و خشک بخش هوایی و زیرزمینی و طول ریشه گیاهان آویشن (Babaee *et al.*, 2010) و عدس (Biju *et al.*, 2017) طی تنش خشکی گزارش شده است. Tong و همکاران (۲۰۱۷) در تحقیقی روی گیاه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

ادامه جدول ۲-

منابع تغییرات	Df	SOD_S	SOD_R	Ps	P_R	Cas	Ca_R	Mgs	Mg_R	Ks	K_R
Stress (S)	۲	۰/۱۶۳**	۰/۰۷۱**	۰/۹۵۴**	۰/۴۶۶**	۵/۶۵**	۵/۸۷**	۷/۴۷**	۳/۳۶**	۷۰۷/۵۳**	۵۸/۳۵**
MeJA (M)	۲	۰/۰۱۰^{ns}	۰/۰۲۲**	۰/۰۷۷**	۰/۰۳۱**	۳۲/۲۹**	۰/۹۴**	۲/۲۲**	۱/۶۷**	۲۵۰/۳۰**	۲۱۷/۸۶**
S×M	۴	۰/۰۰۶^{ns}	۰/۰۰۶**	۰/۰۴۰**	۰/۰۰۶**	۱۰/۸۶**	۳/۷۰**	۱/۲۶**	۰/۵۴**	۱۳۳/۹۹**	۱۲۳/۲۰**
اشتباه آزمایشی	۱۸	۰/۰۰۴	۰/۰۰۱	۰/۰۰۲	۰/۰۰۱	۰/۰۴	۰/۰۱	۰/۰۳	۰/۰۲	۱/۵۴	۰/۵۷
ضریب تغییرات	-	۱۱/۳۱	۲/۹۶	۲/۷۹	۲/۰۲	۳/۴۸	۲/۲۲	۴/۱۹	۵/۱۶	۲/۷۰	۳/۲۳

ns، * و ** به‌ترتیب عبارتنداز غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. SOD_S: سوپر اکسید دیسموتاز بخش هوایی، SOD_R: سوپر اکسید دیسموتاز بخش زیرزمینی، Ps: فسفر بخش هوایی، P_R: فسفر بخش زیرزمینی، Cas: کلسیم بخش هوایی، Ca_R: کلسیم بخش زیرزمینی، Mgs: منیزیم بخش هوایی، Mg_R: منیزیم بخش زیرزمینی، Ks: پتاسیم بخش هوایی، K_R: پتاسیم بخش زیرزمینی

آرابیدوپسیس اظهار داشتند که تنش خشکی با کاهش توسعه و تقسیمات یاخته‌ای و تورژسانس منجر به کاهش ارتفاع و رشد رویشی گیاه شده است. در پژوهش حاضر کاربرد خارجی هر دو غلظت MeJA به‌ویژه غلظت ۱۰۰ میکرومولار در هر دو سطح تنش کم‌آبی به‌ویژه سطح متوسط توانایی این گیاه را برای مواجهه با شرایط تنش بهبود بخشید و با تاثیر مثبت بر شاخص‌های رشدی موجب کاهش آسیب ناشی از تنش کم‌آبی در گیاه فیسالیس شد. در مطالعه‌ای بر گیاه سویا تحت تنش خشکی مشاهده شد که MeJA می‌تواند آسیب ناشی از کمبود آب را با تغییر فیتوهورمون‌های درون‌زا، پلی آمین‌ها و الگوهای باند پروتئینی کاهش دهد (Hassanein *et al*. 2009) و کاربرد این تنظیم‌کننده می‌تواند طیف وسیعی از پاسخ‌های مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی به تنش‌های محیطی را برانگیزد (Ghasem *et al*., 2012). Miranshahi و Sayyari (۲۰۱۶) در مطالعه‌ای بر روی گیاه مرزه بیان کردند که پیش‌تیمار MeJA تحت شرایط تنش، منجر به بهبود شاخص‌های رشدی ازجمله ارتفاع گیاه، تعداد شاخه‌ها، قطر ساقه و وزن تر و خشک گیاه و برگ می‌گردد. این محققان پیشنهاد دادند تنش، بیان ژن‌های پاسخگر به MeJA را القاء می‌نماید و موجب مقاومت گیاهان در برابر تنش می‌شود، نتایج به‌دست آمده از این تحقیق با نتایج مطالعات انجام شده مطابقت داشت.

در مطالعه حاضر، همچنین افشانه MeJA در تمام سطوح رطوبتی RWC برگ را به‌صورت معنی‌داری افزایش داد که بیشترین مقدار این شاخص مربوط به تیمارهای ۱۰۰ میکرومولار MeJA بود (جدول ۳). اما شاخص سطح برگ تنها در شرایط تنش با کاربرد برگی هر دو غلظت این تنظیم‌کننده افزایش معنی‌دار نشان داد، البته تفاوت‌ها در دو سطح MeJA از نظر آماری معنی‌دار نبود (جدول ۳).

نتایج به‌دست آمده از این مطالعه نشان داد که کاربرد خارجی MeJA منجر به افزایش سطح برگ و RWC در طی تنش شد. Bhosal و Shinde (۲۰۱۱) در مطالعه‌ای روی گیاه زنجبیل گزارش کردند زمانی که RWC، اندازه سلول‌ها و تقسیمات سلولی تحت شرایط کمبود آب کاهش یابد، این امر کندی رشد برگ، کاهش سطح برگ و تولید آن، تسریع پیری برگ و ریزش آن را در پی خواهد داشت. البته به‌نظر می‌رسد کاهش تعداد و سطح برگ در گیاهان تحت تنش خشکی می‌تواند یکی از شاخص‌های انطباق گیاه با شرایط نامناسب محیطی باشد که با کاهش سطح اندام تعرق کننده به‌دلیل کاهش سرعت تقسیم سلولی مانع از دست رفتن رطوبت گیاه می‌شود، در نتیجه با کاهش سطح فتوسنتز کننده، ظرفیت فتوسنتزی نیز تقلیل می‌یابد (Bangar *et al*., 2019).

Fugate و همکاران (۲۰۱۸) گزارش کردند کاهش درصد پسابش گیاهان چغندرقند تحت پیش تیمار MeJA در شرایط کمبود آب را می‌توان به اثرات تنظیمی احتمالی MeJA در بسته شدن روزنه‌ها نسبت داد که باعث افزایش توانایی بافت‌ها برای نگهداری آب گیاه می‌شود (Rohwer and Erwin, 2008). همچنین به‌طور مشابه، Anjum و همکاران (۲۰۱۱) اظهار داشتند که کاربرد MeJA به حفظ محتوای نسبی آب در گیاهان

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

جدول ۳- اثر متقابل متیل جاسمونات و سطوح مختلف رطوبتی بر شاخص‌های رشدی گیاه فیسالیس تحت تنش کم‌آبی

سطوح MeJA	سطوح کم آبی	وزن تر بخش هوایی	وزن خشک بخش هوایی	وزن تر بخش زیرزمینی	وزن خشک بخش زیرزمینی	طول بخش هوایی (cm)
		(g pot^{-1})				
M0	S0	۱۶/۷۳±۱/۲۴^{abc}	۱/۴۰±۰/۰۹^{b}	۰/۶۸±۰/۰۳^{de}	۰/۱۱±۰/۰۰۷^{c}	۶۵/۸±۲/۳^{bcd}
	S1	۹/۸۷±۰/۵۶^{ef}	۰/۶۶±۰/۰۷^{d}	۰/۴۵±۰/۰۴^{f}	۰/۰۶±۰/۰۰۵^{d}	۶۴/۵±۲/۶^{cde}
	S2	۷/۸۲±۱/۰۴^{f}	۰/۸۱±۰/۰۶^{cd}	۰/۳۲±۰/۰۳^{f}	۰/۰۳±۰/۰۰۴^{e}	۵۸/۵±۱/۶۷^{e}
M1	S0	۱۷/۲۴ ±۱/۵۳^{ab}	۱/۵۳±۰/۲۰^{ab}	۱/۲۲±۰/۱۵^{a}	۰/۱۲±۰/۰۰۷^{bc}	۷۷/۹۵±۱/۷۵^{a}
	S1	۱۴/۵۴±۰/۶^{bcd}	۱/۵۲±۰/۰۹^{ab}	۰/۹۳±۰/۰۳^{bc}	۰/۱۱±۰/۰۰۴^{c}	۶۸/۸±۳/۲۸^{bc}
	S2	۱۲/۱۲±۰/۳۹^{de}	۱/۱۷±۰/۱۲^{bc}	۰/۴۵±۰/۰۶^{f}	۰/۱۰±۰/۰۰۳^{c}	۶۱/۰۹±۱/۳۸^{de}
M2	S0	۱۸/۸۷±۱/۷۶^{a}	۱/۴۰±۰/۱۲^{b}	۰/۸۰±۰/۰۶^{cd}	۰/۱۴±۰/۰۰۷^{b}	۷۲/۳۵±۱/۵۴^{ab}
	S1	۱۳/۸۹±۰/۵۹^{cd}	۱/۸۸±۰/۲۲^{a}	۱/۰۱±۰/۰۸^{b}	۰/۱۹±۰/۰۱^{a}	۶۷/۷۴±۲/۱^{bcd}
	S2	۱۳/۷۵±۰/۸۵^{cd}	۱/۵۷±۰/۱۷^{ab}	۰/۵۱±۰/۲۰^{ef}	۰/۱۲±۰/۰۱^{bc}	۶۴/۲۶±۱/۵^{cde}

ns، * و ** به ترتیب عبارتند از غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. حروف لاتین غیر مشابه در هر ستون بیانگر تفاوت معنی‌دار می‌باشد (آزمون دانکن، $P < ۰/۰۵$). S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و ۳۰ ٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA

سویا تحت تنش آبی کمک می‌نماید که این یافته‌ها با نتایج مطالعه حاضر مطابقت داشت.

رنگیزه‌های فتوسنتزی: مطابق نتایج جدول ۲، اثرهای اصلی تنش و MeJA، برهم‌کنش آن‌ها بر میزان کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود. درحالی‌که میزان کاروتنوئیدها به‌طور معنی‌داری ($P\leq ۰/۰۵$) تحت تاثیر اثرهای اصلی تنش و MeJA قرار گرفت. نتایج نشان داد کاربرد خارجی MeJA در دو سطح تنش متوسط و شدید، محتوای کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل و کاروتنوئیدها را افزایش داد و بیشترین محتوای آنها در تمام سطوح رطوبتی در تیمارهای ۱۰۰ میکرومولار MeJA مشاهده شد. افزایش محتوای کلروفیل a با کاربرد برگی غلظت ۱۰۰ میکرومولار MeJA در سطوح تنش رطوبتی شاهد، متوسط و شدید به‌ترتیب ۱۳/۰۳، ۳۷/۴۶، ۳۵/۸۶ درصد، کلروفیل b به‌ترتیب ۱۳/۶۰، ۴۲/۸۴ و ۱۹/۸۹ درصد، کلروفیل کل به‌ترتیب ۱۵/۸۲، ۳۷/۱۱ و ۲۹/۲۱ درصد و کاروتنوئیدها به‌ترتیب ۱۹/۲۸، ۳۹/۱۱ و ۵۰/۵۴ درصد نسبت به شاهد بدون MeJA ثبت شد (جدول ۴). نتایج نشان‌دهنده این است که غلظت ۱۰۰ میکرومولار MeJA در افزایش محتوای رنگیزه‌ها در سطوح تنشی بیشتر مؤثر بود.

ازجمله شاخص‌های فیزیولوژیکی مقاومت به تنش در شرایط تنش، حفظ کلروفیل برگ و دوام فتوسنتز می‌باشد (Moraga *et al.*, 2022). کمبود آب با تولید گونه‌های فعال اکسیژن منجر به آسیب دستگاه فتوسنتزی و تخریب کلروفیل به‌دلیل پراکسیداسیون لیپیدی می‌شود (Sachdev *et al.*, 2021; Bandurska, 2022).

در مطالعه حاضر کاربرد MeJA موجب افزایش رنگیزه‌های فتوسنتزی گیاه فیسالیس تحت تنش کم آبی شد. همچنین نتایج مطالعه Abdelgawad و همکاران (۲۰۱۴) در گیاه ذرت نشان داد که تیمار گیاهان با MeJA منجر به افزایش رنگدانه‌های فتوسنتزی در تمام سطوح تنش خشکی در مقایسه با گیاهان شاهد مربوطه گردید. Ueda و Saniewski (۲۰۰۶) اظهار داشتند که MeJA در بیان یکسری از ژن‌های آنزیم‌های کلیدی بیوسنتز کلروفیل از طریق تشکیل آمینولوولینیک اسید دخالت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

ادامه جدول ۳-

سطوح MeJA	سطوح کم آبی	طول بخش زیرزمینی (cm)	محتوای نسبی آب برگ (%)	سطح برگ (mm^2)	نسبت وزن خشک بخش زیرزمینی به بخش هوایی	وزن خشک کل گیاه ($g\ pot^{-1}$)
M0	S0	۲۱/۳۳±۱/۴^{ab}	۶۷/۴۸±۰/۶۹^{b}	۸۲/۷۹±۲/۸۷^{a}	۰/۰۸±۰/۰۰۲^{d}	۱/۴۷±۰/۱۱^{cd}
	S1	۱۳/۶۳±۰/۸۰^{c}	۵۱/۸۸±۰/۹۴^{e}	۶۶/۸۵±۳/۱۶^{d}	۰/۰۸±۰/۰۰۳^{d}	۰/۷۲±۰/۰۷^{e}
	S2	۱۴/۶۰±۰/۵۲^{bc}	۴۹/۶۱±۰/۷۵^{e}	۵۱/۱۵±۰/۷۰^{e}	۰/۰۴±۰/۰۰۲^{f}	۰/۶۸±۰/۰۶^{e}
M1	S0	۲۴/۰۰±۴/۰۸^{a}	۷۱/۹۳±۱/۱۴^{a}	۸۰/۴۳±۱/۲۱^{ab}	۰/۱۰±۰/۰۰۵^{c}	۱/۹۳±۰/۰۷^{ab}
	S1	۱۸/۰۸±۱/۶۱^{abc}	۶۱/۶۹±۰/۵۸^{c}	۷۴/۳۰±۰/۸۰^{bc}	۰/۰۸±۰/۰۰۴^{d}	۱/۶۳±۰/۰۹^{bc}
	S2	۲۰/۰۲±۲/۰۱^{abc}	۵۶/۴۸±۰/۳۸^{d}	۷۱/۱۹±۱/۴۷^{cd}	۰/۰۶±۰/۰۰۲^{e}	۱/۲۸±۰/۱۰^{d}
M2	S0	۲۱/۴۷±۱/۴۱^{ab}	۷۴/۰۲±۰/۶۹^{a}	۷۰/۰۲±۱/۷۳^{cd}	۰/۱۴±۰/۰۰۴^{a}	۱/۶۷±۰/۰۶^{abc}
	S1	۲۳/۷۰±۴/۱۹^{a}	۶۷/۱۰±۰/۸۹^{b}	۷۸/۳۹±۲/۶۱^{ab}	۰/۱۱±۰/۰۰۳^{b}	۲/۰۰±۰/۲۲^{a}
	S2	۱۴/۶۸±۰/۶۵^{bc}	۶۳/۳۱±۱/۳۸^{c}	۶۹/۸۱±۳/۵۱^{cd}	۰/۰۶±۰/۰۰۳^{e}	۱/۸۹±۰/۰۶^{ab}

ns، * و ** به ترتیب عبارتند از غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. حروف لاتین غیر مشابه در هر ستون بیانگر تفاوت معنی‌دار می‌باشد (آزمون دانکن، $p < ۰/۰۵$). S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و ۳۰ ٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA.

جدول ۴- اثر متقابل متیل جاسمونات و سطوح مختلف رطوبتی بر میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی برگ، ترکیبات فنلی کل، فلاوونوئیدها و مالون دی‌آلدهید بخش هوایی و زیرزمینی گیاه فیسالیس تحت تنش کم‌آبی

سطوح MeJA	سطوح کم آبی	کلروفیل a	کلروفیلb	کلروفیل کل	کاروتنوئید	فنل بخش هوایی
		($mg\ g^{-1}$ FW)				($mg\ g^{-1}$ DW)
M0	S0	۱/۵۰±۰/۰۱۳^{c}	۰/۹۱±۰/۰۰۱^{c}	۲/۴۱±۰/۰۱۳^{c}	۰/۳۱±۰/۰۰۸^{ab}	۷/۷۹±۰/۱۷۹^{b}
	S1	۱/۲۴±۰/۰۴۲^{c}	۰/۷۵±۰/۰۲۶^{d}	۱/۹۹±۰/۰۱۶^{e}	۰/۲۵±۰/۰۰۲^{b}	۶/۹۳±۰/۲۳۴^{c}
	S2	۱/۰۶±۰/۰۰۱^{c}	۰/۷۵±۰/۰۱۴^{d}	۱/۸۱±۰/۰۱۵^{f}	۰/۱۹±۰/۰۱۳^{c}	۸/۵۹±۰/۲۲۶^{a}
M1	S0	۱/۶۷±۰/۰۰۱^{c}	۰/۹۹±۰/۰۱۰^{b}	۲/۶۶±۰/۰۱۲^{b}	۰/۳۶±۰/۰۱۷^{a}	۸/۰۹±۰/۱۲۱^{b}
	S1	۱/۳۳±۰/۰۰۹^{c}	۰/۸۸±۰/۰۰۶^{c}	۲/۲۱±۰/۰۰۸^{d}	۰/۳۰±۰/۰۱۲^{ab}	۲/۰۱±۰/۰۹۴^{e}
	S2	۱/۲۳±۰/۰۱۴^{c}	۰/۸۶±۰/۰۴۸^{c}	۲/۰۸±۰/۰۴۲^{e}	۰/۲۵±۰/۰۲۵^{b}	۲/۵۳±۰/۰۷۲^{d}
M2	S0	۱/۶۹±۰/۰۷۱^{c}	۱/۰۴±۰/۰۱۲^{ab}	۲/۷۹±۰/۰۴۸^{a}	۰/۳۷±۰/۰۲۱^{a}	۱/۹۲±۰/۰۲۶^{e}
	S1	۱/۷۱±۰/۰۵۵^{c}	۱/۰۷±۰/۰۰۸^{a}	۲/۷۳±۰/۰۳۵^{ab}	۰/۳۵±۰/۰۳۱^{a}	۲/۵۵±۰/۱۴۸^{d}
	S2	۱/۴۴±۰/۰۲۴^{c}	۰/۹۰±۰/۰۳۷^{c}	۲/۳۴±۰/۰۶۰^{c}	۰/۲۸±۰/۰۳۱^{b}	۲/۱۰±۰/۱۰۸^{de}

ns، * و ** به ترتیب عبارتند از غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. حروف لاتین غیر مشابه در هر ستون بیانگر تفاوت معنی‌دار می‌باشد (آزمون دانکن، $p < ۰/۰۵$). S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی ۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و۳۰٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتند از سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

ادامه جدول ۴-

سطوح MeJA	سطوح کم آبی	فنل بخش زیرزمینی	فلاوونوئید بخش هوایی	فلاوونوئید بخش زیرزمینی	مالون دی‌آلدهید بخش هوایی	مالون دی‌آلدهید بخش زیرزمینی
		(mg g^{-1} DW)			(µmol g^{-1} FW)	
M0	S0	۲/۰۷±۰/۰۲۰^{b}	۱/۸۷±۰/۰۰۳^{e}	۰/۶۳±۰/۰۰۹^{f}	۰/۰۰۱۳۸±۰/۰۰۰۰۴^{c}	۰/۰۰۱۶۲±۰/۰۰۰۰۴^{c}
	S1	۱/۷۱±۰/۰۱۹^{e}	۱/۹۶±۰/۰۳۱^{d}	۰/۷۸±۰/۰۰۵^{cd}	۰/۰۰۲۶۷±۰/۰۰۰۱۴^{b}	۰/۰۰۲۱۷±۰/۰۰۰۰۳^{b}
	S2	۲/۶۲±۰/۰۴۷^{a}	۲/۳۴±۰/۰۲۷^{a}	۰/۸۱±۰/۰۰۷^{bc}	۰/۰۰۳۲۷±۰/۰۰۰۱۰^{a}	۰/۰۰۲۵۰±۰/۰۰۰۰۴^{a}
M1	S0	۱/۹۳±۰/۰۲۷^{cd}	۱/۹۱±۰/۰۰۳^{de}	۰/۷۱±۰/۰۱۴^{e}	۰/۰۰۱۲۶±۰/۰۰۰۰۳^{cde}	۰/۰۰۱۲۶±۰/۰۰۰۰۴^{f}
	S1	۲/۰۱±۰/۰۲۵^{bc}	۲/۲۴±۰/۰۲۱^{b}	۰/۷۹±۰/۰۰۳^{cd}	۰/۰۰۱۳۴±۰/۰۰۰۰۶^{cd}	۰/۰۰۱۴۲±۰/۰۰۰۰۲^{de}
	S2	۲/۵۳±۰/۰۴۲^{a}	۲/۰۷±۰/۰۱۲^{c}	۰/۸۴±۰/۰۰۱^{b}	۰/۰۰۱۳۷±۰/۰۰۰۰۳^{c}	۰/۰۰۱۵۳±۰/۰۰۰۰۱^{cd}
M2	S0	۱/۹۰±۰/۰۰۵^{d}	۱/۹۴±۰/۰۰۹^{d}	۰/۶۵±۰/۰۱۱^{f}	۰/۰۰۱۰۹±۰/۰۰۰۰۷^{ef}	۰/۰۰۱۰۸±۰/۰۰۰۰۳^{g}
	S1	۲/۵۵±۰/۰۴۲^{a}	۱/۹۶±۰/۰۰۶^{d}	۰/۷۵±۰/۰۰۱^{de}	۰/۰۰۱۰۲±۰/۰۰۰۰۵^{f}	۰/۰۰۱۲۲±۰/۰۰۰۰۳^{f}
	S2	۲/۰۸±۰/۰۱۰^{b}	۲/۲۵±۰/۰۳۸^{b}	۰/۹۸±۰/۰۳۵^{a}	۰/۰۰۱۱۴±۰/۰۰۰۰۵^{def}	۰/۰۰۱۲۹±۰/۰۰۰۰۹^{ef}

ns، * و ** به ترتیب عبارتند از غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. حروف لاتین غیر مشابه در هر ستون بیانگر تفاوت معنی‌دار می‌باشد (آزمون دانکن، $p < ۰/۰۵$). S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی ۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و۳۰٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتند از سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA.

دارد. به‌نظر می‌رسد در این تحقیق کاربرد MeJA باعث افزایش تولید و نیز حفاظت از رنگیزهای فتوسنتزی شد و با افزایش ظرفیت فتوسنتزی، رشد و عملکرد گیاه را افزایش داد که همسو با نتایج این تحقیق می‌باشد. با توجه به یافته‌های این پژوهش احتمال می‌رود MeJA، با افزایش محتوای کاروتنوئیدها، کاهش رادیکال‌های آزاد و نیز بالا نگه داشتن RWC، موجب حفاظت از کلروفیل‌ها و نیز حفظ عملکردهای متابولیکی گیاه شده و نقش موثری در تعدیل اثرات منفی تنش داشته است.

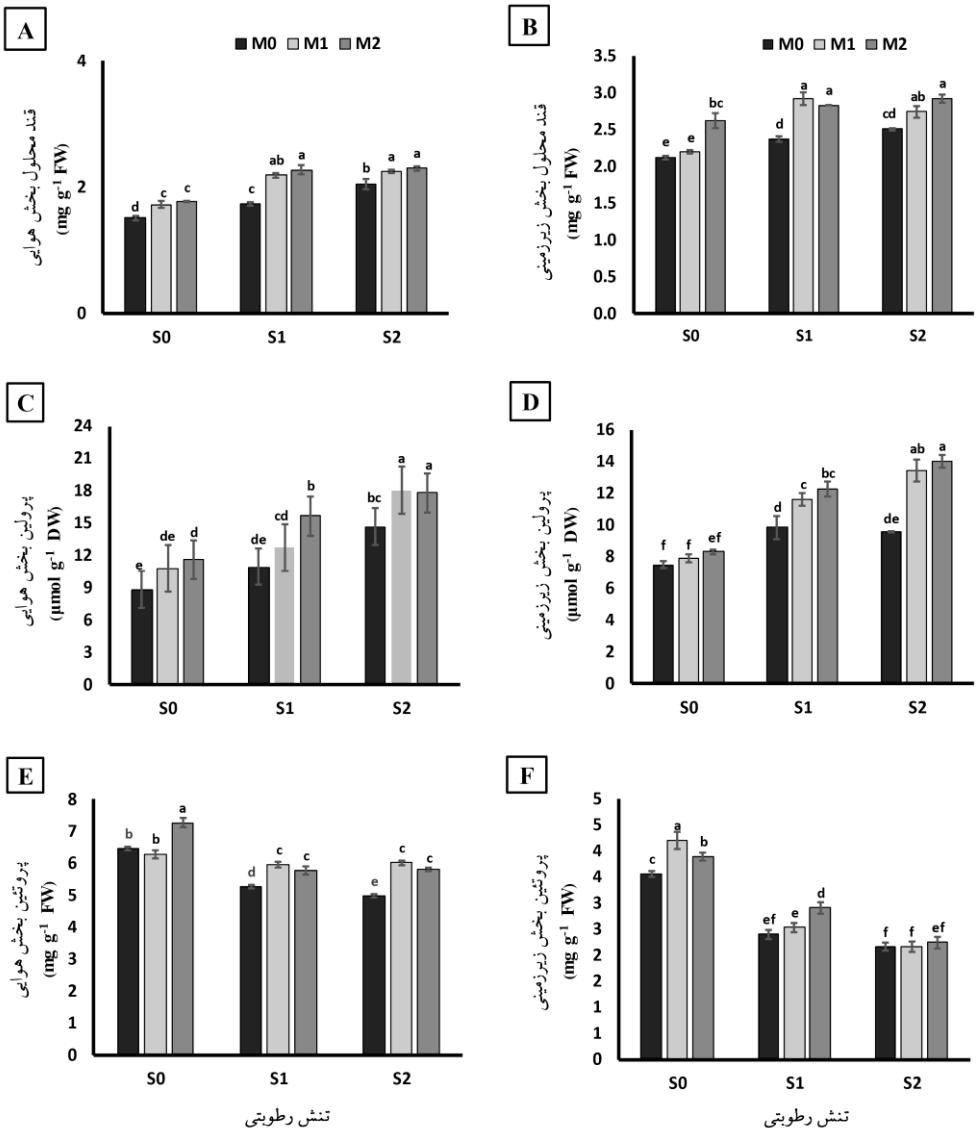
قندهای محلول و پرولین: با توجه به نتایج جدول تجزیه واریانس، اثرهای اصلی تنش و MeJA بر محتوای قندهای محلول بخش هوایی و زیرزمینی در سطح احتمال ۱ درصد و اثر برهم‌کنش این دوعامل در سطح احتمال ۵ و ۱ درصد به‌ترتیب بر این شاخص‌ها معنی‌دار بود (جدول ۲).

در این پژوهش پیش تیمار MeJA با غلظت‌های ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار در تمام سطوح رطوبتی موجب افزایش محتوای قندهای محلول بخش هوایی و زیرزمینی نسبت به گیاهان بدون محلول پاشی MeJA همان سطح رطوبتی شد که تنها افزایش میزان قندهای محلول بخش زیرزمینی با تیمار ۵۰ میکرومولار MeJA در سطح رطوبتی شاهد معنی‌دار نبود. همچنین تغییرات میزان قندهای محلول بخش هوایی و زیرزمینی بین دو سطح ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA در سطوح مختلف رطوبتی به‌جز تیمار ذکر شده در فوق از نظر آماری معنی‌دار نبود (شکل B و A۱).

Bandurska (۲۰۲۲) بیان کردند که تحت شرایط کم‌آبی و با کاهش پتانسیل آب خاک، گیاهان قادرند از طریق سازوکار تنظیم اسمزی، پتانسیل آب درونی خود را کاهش داده و توانایی جذب و انتقال آب از بافت خاک به ریشه‌ها را حفظ نمایند. همچنین Sharma و همکاران (۲۰۱۹) اظهار داشتند که کاربرد MeJA موجب القای تجمع محلول‌های سازگارکننده از جمله قندهای محلول، پلی‌ساکاریدها و کربوهیدرات‌های کل در گیاهان تحت تنش می‌شود که با یافته‌های حاصل از این پژوهش همسو است. بنابراین انباشتگی قند تحت تاثیر MeJA از طریق تنظیم فشار اسمزی، ذخیره کربن و حذف

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]



شکل ۱- اثر متقابل قارچ و تنش کم‌آبی بر محتوای قند محلول بخش هوایی (A)، محتوای قند محلول بخش زیرزمینی (B)، محتوای پرولین بخش هوایی (C)، محتوای پرولین بخش زیرزمینی (D)، محتوای پروتئین بخش هوایی (E)، محتوای پروتئین بخش زیرزمینی (F)، S0 ، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی ۹۵٪ (شاهد)، ۵۰٪ و۳۰٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار متیل جاسمونات می‌باشند. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد با استفاده از آزمون دانکن می‌باشد.

رادیکال‌های آزاد موجب تحمل گیاهان به شرایط تنشی می‌شود (Sheteawi, 2007; Yu *et al.*, 2019).

محتوای پرولین بخش هوایی و زیرزمینی با تنش خشکی افزایش یافت که این افزایش تنها در سطح تنش شدید در بخش هوایی و سطوح تنش متوسط و شدید در بخش زیرزمینی نسبت به شاهد رطوبتی معنی‌دار بود (شکل D وC۱).

کاربرد هر دو غلظت MeJA، در بخش زیرزمینی در دو سطح تنش متوسط و شدید و در بخش هوایی در سطح تنش شدید بر میزان پرولین، موثر بود (شکل D وC۱). بیشترین میزان پرولین بخش هوایی و زیرزمینی در سطح تنش رطوبتی FC٪۳۰ و هر دو سطح ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA مشاهده گردید (شکل D وC۱).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

شواهد زیادی نقش مفید پرولین را در مقابله با تنش خشکی نشان می‌دهند. این اسمولیت علاوه بر تنظیم اسمزی، در حفاظت و ثبات غشاهای سلولی و پروتئین‌ها، در افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی و خنثی‌سازی رادیکال‌های آزاد هیدروکسیل، تنظیم pH سلولی و تنظیم نسبت NADP/NADPH (Kavi and Sreenivasulu, 2014; Elewa *et al.*, 2017)، همچنین به‌عنوان ذخیره کربن، نیتروژن و انرژی و یک مولکول علامت‌دهی در پاسخ‌های دفاعی گیاه (Amini *et al.*, 2015; Bandurska, 2022)، نقش مهمی را در شرایط تنشی ایفا می‌نماید. نتایج حاصل از مطالعه Miranshahi و Sayyari (۲۰۱۶) نشان داد که هر دو عامل MeJA و تنش خشکی به‌طور موثری میزان پرولین را افزایش می‌دهند.

Fedina و Benderliev (۲۰۰۰) گزارش کردند که ممکن است MeJA در شرایط تنش ازجمله خشکی از طریق القای فعالیت آنزیم سنتز کننده پرولین، دلتا- ۱- پرولین ۵- کربوکسیلات سنتتاز (P5CR)، از دو مسیر گلوتامات و آرژنین/اورنیتین میزان آن را در بافت‌های گیاهی افزایش دهد و یا با ممانعت از فعالیت آنزیم اکسیدکننده پرولین از جمله پرولین دهیدروژناز (PDH) موجب تجمع پرولین در گیاه شود. مطابق نتایج حاصل از این تحقیق پیش تیمار MeJA با افزایش تجمع پرولین تحمل گیاه فیسالیس تحت شرایط کم‌آبی را بهبود بخشید.

پروتئین: همان‌طور که در جدول ۲ مشهود است، اثرهای اصلی تنش، MeJA و برهم‌کنش آن‌ها بر محتوای پروتئین بخش هوایی و زیرزمینی معنی‌دار بود. برهم‌کنش دو عامل تنش خشکی و کاربرد MeJA نشان داد که کاربرد برگی هر دو غلظت MeJA در سطوح خشکی متوسط و شدید بر مقدار پروتئین بخش هوایی اثر مثبت معنی‌داری داشت، ولی تفاوت‌ها بین دو غلظت MeJA معنی‌دار نبود اما کاربرد تنها غلظت ۱۰۰ میکرومولار در سطح خشکی متوسط، محتوای پروتئین بخش زیرزمینی را افزایش داد (شکل F و 1E).

تغییرات کمی و کیفی در پروتئین‌های گیاهی یکی از پاسخ‌های سازشی گیاهان در مواجهه با تنش‌های محیطی از جمله تنش خشکی است (Hieng *et al.*, 2004). کاهش مقدار پروتئین‌های محلول موجود در برگ اغلب گیاهان می‌تواند به‌دلیل کاهش سنتز پروتئین‌ها، تجزیه آن‌ها به‌دنبال افزایش فعالیت آنزیم‌های پروتئاز، کاهش میزان اسیدهای آمینه فراهم و نیز واسرشت آنزیم‌های سنتزکننده پروتئین تحت تنش خشکی باشد (Mafakheri *et al.*, 2010). تحقیقات نشان داده است که محلول‌پاشی اسیدجاسمونیک باعث افزایش قابل توجه میزان اسیدهای آمینه آزاد، پروتئین‌ها و محتوای پرولین می‌شود (Abdelgawad *et al.* 2014; Manan *et al.* 2016; Ahmad *et al.* 2018). Pakar و همکاران (۲۰۱۶) گزارش کردند که اسید جاسمونیک تولید پروتئین‌های دفاعی را در گیاه القاء می‌نماید و موجب محافظت از گیاه در مقابله با تنش خشکی و شوری می‌شود. در این تحقیق نیز اثر مثبت MeJA محتوای پروتئین بخش هوایی و زیرزمینی مشاهده شد که همسو با نتایج تحقیقات انجام شده است.

فنل کل و فلاوونوئید: نتایج نشان داد که اثر تنش کم‌آبی بر محتوای فنل کل و فلاوونوئیدهای بخش هوایی و زیرزمینی در سطح یک درصد معنی‌دار بود. در حالی‌که اثر MeJA تنها بر محتوای فنل بخش هوایی و فلاوونوئید بخش زیرزمینی در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار شد، همچنین برهم‌کنش دو عامل تنش و MeJA نیز اثر معنی‌داری ($p\leq$۰/۰۱) بر همه این شاخص‌ها داشتند (جدول ۲).

نتایج ارائه شده در جدول ۴ نشان داد که محلول پاشی MeJA در دو سطح تنشی، مقدار فنل بخش هوایی را به‌طور معنی‌داری کاهش داد. هم‌چنین کاهش مقدار فنل بخش زیرزمینی در سطح تنش شدید با کاربرد غلظت ۱۰۰ میکرومولار نسبت به تیمار بدون MeJA مربوطه کاهش معنی‌داری نشان داد، در حالی‌که در سطح تنش متوسط، هر دو غلظت MeJA موجب افزایش معنی‌دار این شاخص شد که بیشترین مقدار در غلظت ۱۰۰ میکرومولار مشاهده گردید (جدول ۴).

ترکیبات فنلی، گروه بزرگی از متابولیت‌های ثانویه در گیاهان هستند که به‌دلیل توانایی آنتی‌اکسیدانی و مهار

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

رادیکال‌های آزاد مورد توجه قرار گرفته‌اند (Alipieva *et al.*, 2014). Shirani Bidabadi و Sharifi (۲۰۲۱) در مطالعه‌ای روی گیاه *Dracocephalum kotschyi* در شرایط تنش خشکی بیان کردند که برای روبشگری ROSها مانند H_2O_2، گیاه با افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدانی کل و ترکیبات فنلی کل، سیستم دفاعی آنتی‌اکسیدانی خود را برای مقابله با تنش محیطی تقویت می‌نماید. در مطالعه حاضر، افزایش محتوای فنل کل در بخش هوایی و زیرزمینی تحت تنش خشکی شدید با نتایج به‌دست آمده از این تحقیقات هم‌خوانی دارد که می‌تواند با افزایش بیان ژن‌های فنیل آلانین آمونیالیاز (PAL) و چالکون سنتاز همراه باشد (Sharma *et al.* 2016). در تحقیقی کاهش ترکیبات آنتی‌اکسیدانی مانند فنل و فلاوونوئیدها را مداخله مستقیم MeJA و استریگولاکتون در پاکروبی ROSهای تولید شده از طریق افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان می‌دانند (Shahabinejad *et al.*, 2014; Shirani Bidabadi and Sharifi, 2021) که موافق با نتایج به‌دست آمده از پژوهش حاضر می‌باشد. همچنین کاهش ترکیبات فنلی تحت تاثیر پیش تیمار MeJA می‌تواند به‌دلیل تاثیر منفی حضور این تنظیم‌کننده بر فعالیت آنزیم PAL، به‌عنوان اولین آنزیم مسیر بیوسنتز فنل‌ها، باشد (Cao *et al.*, 2009). از طرفی کاربرد برگی MeJA بر میزان ترکیبات فنلی گیاهان تحت تنش به سطح تنش نیز بستگی دارد به‌طوری که Sheyhakinia و همکاران (۲۰۲۰) نشان دادند کاربرد برگی اسیدجاسمونیک روی نهال‌های گل‌سرخ تنها در شرایط بدون تنش و نیز در سطح پایین شوری تاثیر مثبت بر توان سیستم آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی و تولید و تجمع ترکیبات فنلی داشت و در سطوح شوری متوسط و بالا برای نهال‌های تیمار شده با اسیدجاسمونیک این ترکیب آنتی‌اکسیدانی، به‌عنوان سیستم اصلی مهار ROSها عمل نکرد. در پژوهش حاضر کاربرد MeJA تنها موجب افزایش محتوای فنل کل در بخش زیرزمینی گیاه فیسالیس تحت تنش خشکی متوسط شد که با نتیجه تحقیق Sheyhakinia و همکاران (۲۰۲۰) مطابقت دارد. بنابراین MeJA در پاسخ سازشی به تنش خشکی تنها در شرایط تنش متوسط از طریق انباشتگی ترکیبات فنلی در تعدیل تنش، کارآمد بوده و در تنش شدید روی این ترکیبات تاثیری نداشت.

در این تحقیق کاربرد برگی MeJA، محتوای فلاوونوئید بخش هوایی در سطوح بدون تنش و تنش متوسط و در بخش زیرزمینی در سطوح بدون تنش و تنش شدید را افزایش داد (جدول ۴).

فلاوونوئیدها نیز یکی از متنوع‌ترین ترکیبات طبیعی هستند که سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه را تقویت می‌نمایند و با مهار ROSها موجب حفظ سیالیت و یکپارچگی غشاء می‌گردند (Michalak, 2006). MeJA به‌عنوان الیسیتور می‌تواند موجب افزایش توان سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه با افزایش سنتز متابولیت‌های ثانویه زیستی نظیر ترکیبات فنلی و فلاوونوئیدها شود (Horbowicz *et al.*, 2011) که در تحقیق حاضر نیز افزایش محتوای فلاوونوئید تحت تأثیر MeJA مشاهده شد. محققین در پژوهشی بر روی گیاه سیب‌زمینی شیرین تحت تنش خشکی گزارش کردند که گیاهان محلول‌پاشی شده با MeJA فعالیت PAL بیشتری نشان دادند و تولید آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی مانند ترکیبات فنلی، فلاوونوئیدها، آنتوسیانین‌ها و β کاروتن به‌خصوص در گیاهان تحت تنش بیشتر بود (Ghasemzadeh *et al.* 2016; Yoshida *et al.* 2020). افزایش فلاوونوئیدهای کل در گیاهانی که روی آن‌ها MeJA افشانه شده است، نشان می‌دهد که ممکن است محتوای این ترکیبات توسط MeJA تعدیل و کنترل شود (Baatour *et al.*, 2012).

مالون دی‌آلدئید: اثرهای اصلی تنش، MeJA و برهم‌کنش آن‌ها بر محتوای MDA بخش هوایی و زیرزمینی با سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). کاربرد هر دو غلظت ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA در همه سطوح رطوبتی میزان MDA بخش هوایی و زیرزمینی را نسبت به شاهد بدون MeJA در همان سطح رطوبتی کاهش داد و گیاهانی که روی آن‌ها، غلظت ۱۰۰ میکرومولار MeJA افشانه شده بود کم‌ترین مقدار این شاخص را دارا بودند (جدول ۴).

سطح MDA، به‌عنوان محصول پراکسیداسیون اسیدهای

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

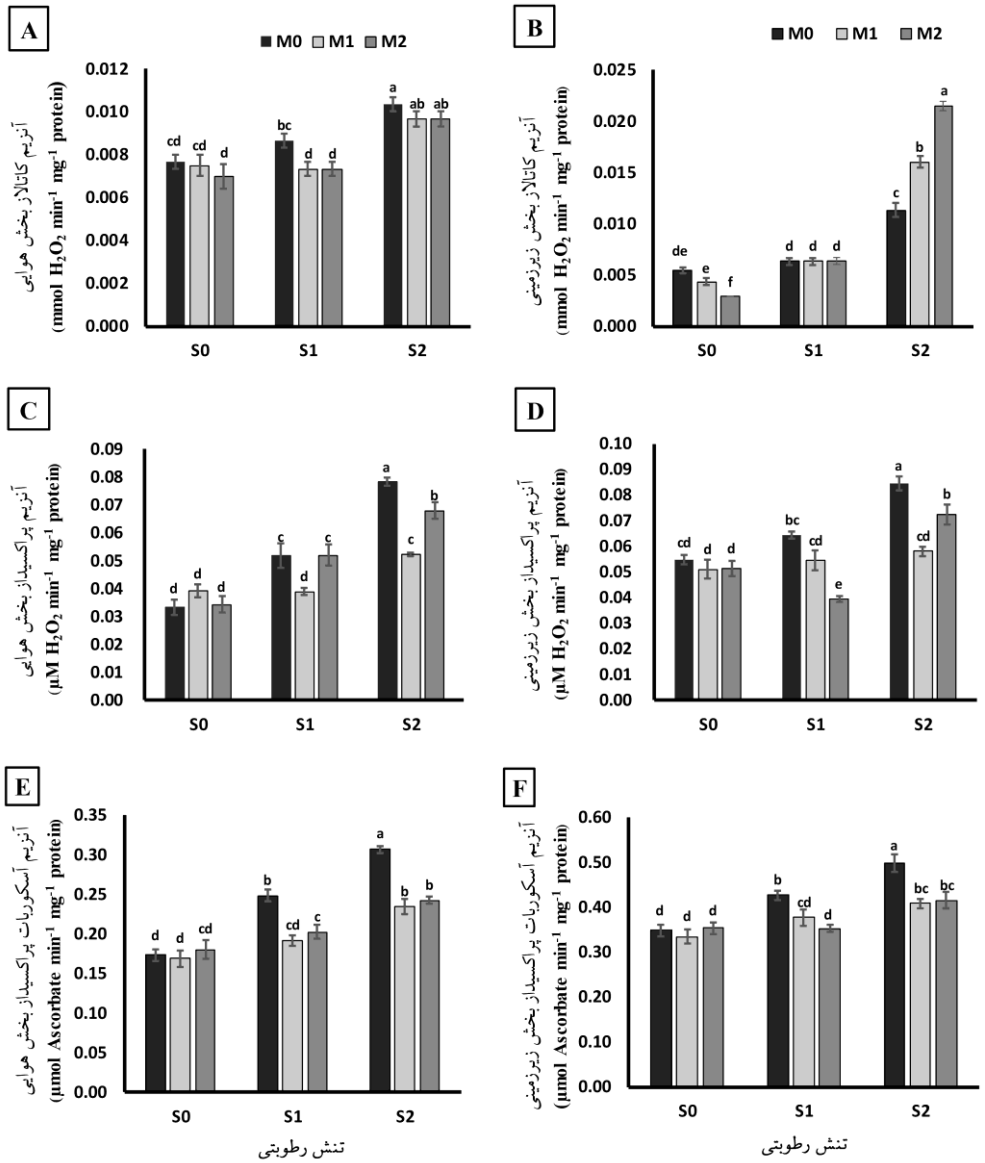
چرب غیراشباع فسفولیپیدهای غشایی ناشی از افزایش ROSها، اغلب به‌عنوان یک شاخص برای آسیب اکسیداتیو و میزان تخریب و نفوذپذیری غشاء سلول‌ها در شرایط تنش در نظر گرفته می‌شود (Antoniou *et al.*, 2017). افزایش سطح MDA طی تنش خشکی در گیاهان مختلف گزارش شده است (Gunes *et al*., 2007; Xiong *et al*., 2022) که موافق با نتایج این پژوهش می‌باشد. در مطالعه حاضر، محلول پاشی گیاهان تحت تنش با هر دو غلظت MeJA موجب کاهش محتوای MDA شد. ایـن نتایج مطابق با تحقیق انجام‌شده روی گیاهچـه‌هـای ذرت تحت تنش کم‌آبی است که در این بررسی محلول‌پاشی MeJA روی گیاهچه‌ها با افـزایش تولید و فعالیت آنزیم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدانی نظیر POD، CAT و SOD و خنثی‌سازی ROSها منجر به کاهش اثر تنش و سطح MDA شد (Tayyab *et al.*, 2020). همچنین در مطالعه‌ای روی گیاه توت فرنگی گزارش شد که کاربرد MeJA، نسبت اسیدهای چرب غشاء سلولی را تغییر داد و با کاهش میزان سوبسترا برای رادیکال‌های آزاد، موجب تنزل پراکسیداسیون لیپیدی گردید (Wang, 1999; Wang *et al.*, 2020).

فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان (CAT، POD، APX، PPO و SOD): اثرات اصلی تنش و MeJA بر میزان فعالیت آنزیم‌های CAT، POD، APX و PPO بخش هوایی و زیرزمینی معنی‌دار بود و تنها اثر MeJA بر فعالیت آنزیم SOD با اطمینان ۹۵ درصد معنی‌دار نبود. برهم‌کنش این دو عامل نیز بر فعالیت این آنزیم‌ها به‌جزء CAT و SOD بخش هوایی و نیز PPO بخش زیرزمینی، اثر معنی‌داری را نشان داد (جدول ۲). اعمال تنش کم‌آبی موجب افزایش میزان فعالیت آنزیم‌های CAT، POD، APX و PPO بخش هوایی و زیرزمینی در گیاهان بدون تیمار MeJA در هر دو سطح تنش رطوبتی نسبت به شاهد بدون تنش مربوطه گردید، ولی این افزایش تنها برای فعالیت CAT بخش هوایی و زیرزمینی و نیز POD بخش زیرزمینی در سطح تنش متوسط از نظر آماری معنی‌دار نبود (شکل ۲ و ۳). اما برخلاف این آنزیم‌های ذکر شده، تنش کم-آبی، میزان فعالیت آنزیم SOD بخش هوایی و زیرزمینی را به‌طور معنی‌داری کاهش داد (شکل D وC۳). پیش تیمار MeJA میزان فعالیت آنزیم‌های POD، APX و PPO بخش هوایی و زیرزمینی را در هر دو سطح تنش رطوبتی به‌طور معنی‌داری کاهش داد (شکلF-C۲ و شکل B وA۳). همچنین کاربرد خارجی MeJA موجب کاهش معنی‌دار میزان فعالیت CAT بخش هوایی تنها در سطح تنش متوسط شد (شکل A۲). درحالی‌که کاربرد این تنظیم‌کننده به‌طور معنی‌داری منجر به افزایش میزان فعالیت CAT بخش زیرزمینی در سطح تنش شدید (شکل B۲) و همچنین آنزیم SOD بخش هوایی در سطح تنش متوسط و بخش زیرزمینی در هر دو سطح تنش گردید (شکل D وC۳). نتایج ارائه شده در شکل‌هایF-A۲ وD-A۳ نشان می‌دهد که در تغییرات فعالیت اغلب آنزیم‌های مورد مطالعه در تحقیق حاضر هم در بخش هوایی و هم در بخش زیرزمینی هر دو غلظت MeJA به‌ویژه غلظت ۱۰۰ میکرومولار موثر بوده است.

در گیاهان سیستم‌های آنتی‌اکسیدان که تضمین کننده عملکرد طبیعی سلول هستند و آسیب‌های ناشی از تنش اکسیداتیو را به حداقل می‌رسانند، به دو گروه آنزیمی و غیرآنزیمی تقسیم می‌شوند. آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی نظیر POD ، CAT، SOD،APX، PPO و GR (گلوتاتیون ردوکتاز) و آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی شامل آسکوربات، گلوتاتیون، کاروتنوئیدها، ترکیبات فنلی و آنتوسیانین‌ها می‌باشند (Chien *et al*., 2001). تعادل بین تولید ROS و فعالیت آنزیم-های آنتی‌اکسیدان تعیین‌کننده وقوع علامت‌رسانی و یا آسیب اکسیداتیو در سلول‌ها خواهد بود (Moller *et al*., 2007). Abdul Jaleel و همکاران (۲۰۰۷) اظهار داشتند که پیامد مهم تنش‌های غیرزیستی ازجمله خشکی در گیاهان، تولید بیش از حد انواع ROS به‌ویژه در کلروپلاست و میتوکندری می‌باشد. این ROSها، با ایجاد یک واکنش زنجیره‌ای، باعث آسیب سریع سلول‌ها می‌شوند. گیاهان برای ادامه حیات در شرایط تنش به سیستم دفاعی آنتی اکسیدان مجهز می‌شوند و تخریب کارآمد ROSها در سلول‌های گیاهی نیاز به عملکرد هماهنگ آنتی‌اکسیدان‌ها دارد.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

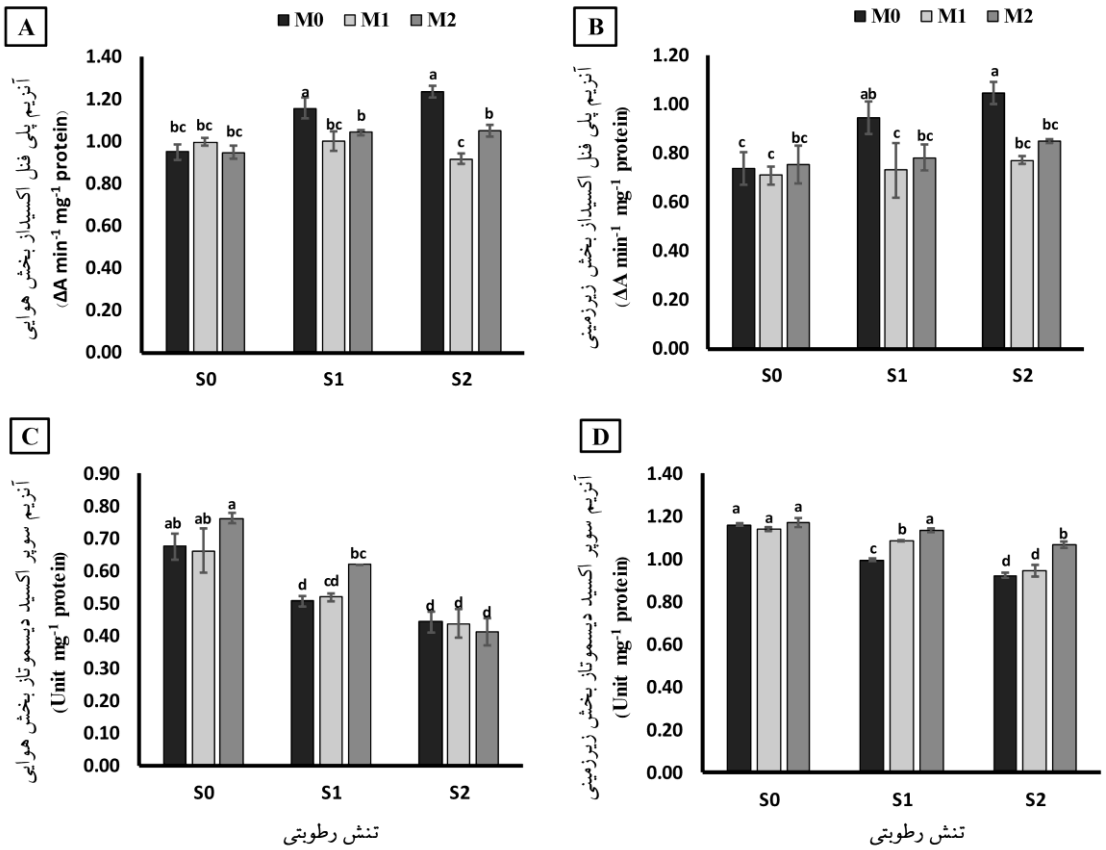
[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]



شکل ۲- اثر متقابل قارچ و تنش کم‌آبی بر فعالیت آنزیم‌های کاتالاز بخش هوایی (A)، کاتالاز بخش زیرزمینی (B)، پراکسیداز بخش هوایی (C)، پراکسیداز بخش زیرزمینی (D)، آسکوربات پراکسیداز بخش هوایی (E)، آسکوربات پراکسیداز بخش زیرزمینی (F)، S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی ۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و۳۰٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار متیل جاسمونات می‌باشند. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد با استفاده از آزمون دانکن می‌باشد.

آنزیم SOD به‌عنوان اولین خط دفاعی در برابر ROSها، آنیون سوپراکسید را در کلروپلاست، میتوکندری، سیتوپلاسم و پراکسی‌زوم به H_2O_2 تبدیل می‌نماید، سپس آنزیم‌های POD، CAT، APX و GPX (گایاکول پراکسیداز) نقش مهمی در مهار H_2O_2 تولید شده توسط آنزیم SOD دارند و آن را به H_2O و اکسیژن تبدیل می‌کنند (Anjum *et al.*, 2011; Erdal and Dumlupinar, 2011) و به بهبود اثرات مخرب تنش اکسیداتیو کمک می‌نمایند. حفظ میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در سطوح بالا، موجب افزایش توانایی گیاه برای غلبه بر آسیب-های ناشی از تنش اکسیداتیو القاء شده توسط تنش‌ها ازجمله خشکی می‌گردد (Sharma and Dubey, 2005; Dar *et al.*, 2015). در مطالعه حاضر نیز افزایش آنزیم‌های POD،

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]



شکل ۳- اثر متقابل قارچ و تنش کم‌آبی بر فعالیت آنزیم‌های پلی‌فنل اکسیداز بخش هوایی (A)، پلی‌فنل اکسیداز بخش زیرزمینی (B)، سوپراکسید دیسموتاز بخش هوایی (C)، سوپراکسید دیسموتاز بخش زیرزمینی (D)، S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی ۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و۳۰٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار متیل جاسمونات می‌باشند. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد با استفاده از آزمون دانکن می‌باشد.

CAT، APX و PPO در شرایط تنش خشکی در گیاه فیسالیس مشاهده شد که با یافته‌های مطالعات قبلی مطابقت دارد، اما برعکس در این گیاه میزان فعالیت آنزیم SOD تحت تنش خشکی کاهش یافت. هم‌سو با تحقیق حاضر، افشار محمدیان و همکاران (۱۳۹۵) در مطالعه‌ای روی گیاه پونه معطر گزارش کردند که تنش خشکی موجب افزایش فعالیت آنزیم CAT در اندام هوایی و ریشه و کاهش فعالیت آنزیم SOD در اندام هوایی این گیاه گردید. احتمال می‌رود با انباشت انواع ROSها و نیز هدف‌گیری نقاط کلیدی متابولیسم و سازوکارهای دفاعی سلول‌های گیاهی، به‌دلیل آسیب و بهم خوردن تعادل این اجزا، عملکرد آنزیم SOD تضعیف شده است (Hassanpour *et al.*, 2015). همچنین مطالعات نشان می‌دهد تفاوت در میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان به شدت و مدت زمان کم‌آبی، وضعیت متابولیکی و رشد و نمو گیاه و نیز گونه گیاهی بستگی دارد (Amini *et al.*, 2013).

MeJA با ایجاد تنش گذرا و القای تولید ROS و همچنین افزایش سیستم آنتی‌اکسیدانی در گیاهان در شرایط تنشی و غیرتنشی، منجر به حفظ عملکردهای متابولیکی گیاه می‌گردد. این ترکیب قادر است از طریق افزایش سطح رونوشت و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و کاهش رادیکال‌های آزاد در گیاهان تحت تنش کم‌آبی موثر باشد (Ghasem *et al.*, 2012; Popova, 2013; Miranshahi and Sayyari, 2016). در مطالعه حاضر نیز کاربرد MeJA موجب افزایش فعالیت آنزیمCAT در بخش زیرزمینی و فعالیت آنزیم SOD بخش هوایی و زیرزمینی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

جدول ۵- اثر متقابل متیل جاسمونات و سطوح مختلف رطوبتی بر غلظت فسفر، پتاسیم، کلسیم و منیزیم بخش هوایی و زیرزمینی گیاه فیسالیس تحت تنش کم‌آبی.

سطوح MeJA	سطوح کم آبی	فسفر بخش هوایی	فسفر بخش زیرزمینی	پتاسیم بخش هوایی	پتاسیم بخش زیرزمینی
		(mg g^{-1} DW)			
M0	S0	۱/۹۷±۰/۰۲۷^{b}	۱/۷۹±۰/۰۰۳^{a}	۴۱/۳۰±۰/۶۱۳^{f}	۲۶/۲۷±۰/۴۵۱^{c}
	S1	۱/۴۶±۰/۰۰۷^{e}	۱/۴۱±۰/۰۱۰^{d}	۳۴/۷۴±۱/۳۱۳^{g}	۲۷/۱۶±۰/۵۶۹^{c}
	S2	۱/۱۳±۰/۰۱۴^{g}	۱/۲۹±۰/۰۲۰^{e}	۴۵/۵۷±۰/۷۲۰^{e}	۳۲/۸۱±۰/۷۲۵^{a}
M1	S0	۲/۰۷±۰/۰۳۷^{a}	۱/۸۵±۰/۰۲۹^{a}	۵۰/۷۸±۰/۴۷۲^{c}	۲۸/۵۱±۰/۷۰۱^{b}
	S1	۱/۶۷±۰/۰۳۱^{d}	۱/۵۳±۰/۰۲۴^{c}	۳۹/۹۶±۰/۴۲۷^{f}	۱۷/۲۲±۰/۰۷۳^{ef}
	S2	۱/۳۸±۰/۰۱۷^{f}	۱/۴۱±۰/۰۳۴^{d}	۴۸/۰۲±۰/۱۹۹^{d}	۲۱/۵۰±۰/۲۸۰^{d}
M2	S0	۱/۷۸±۰/۰۰۳^{c}	۱/۸۰±۰/۰۱۰^{a}	۵۵/۵۹±۰/۸۴۶^{b}	۳۲/۸۶±۰/۲۴۳^{a}
	S1	۱/۶۳±۰/۰۲۴^{d}	۱/۵۹±۰/۰۱۴^{b}	۳۳/۰۴±۰/۴۸۰^{g}	۱۸/۰۰±۰/۱۲۱^{e}
	S2	۱/۳۵±۰/۰۳۷^{f}	۱/۴۰±۰/۰۲۱^{d}	۶۴/۵۷±۰/۷۷۹^{a}	۱۶/۱۰±۰/۱۰۵^{f}

ns، * و ** به ترتیب عبارتند از غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. حروف لاتین غیر مشابه در هر ستون بیانگر تفاوت معنی‌دار می‌باشد (آزمون دانکن، $p < ۰/۰۵$). S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی ۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و۳۰٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA.

ادامه جدول ۵-

سطوح MeJA	سطوح کم آبی	کلسیم بخش هوایی	کلسیم بخش زیرزمینی	منیزیم بخش هوایی	منیزیم بخش زیرزمینی
		(mg g^{-1} DW)			
M0	S0	۳/۳۸±۰/۰۸۵^{f}	۳/۴۳±۰/۰۹۳^{e}	۳/۷۳±۰/۰۸۹^{cd}	۳/۱۳±۰/۰۶۹^{b}
	S1	۳/۱۹±۰/۱۲۰^{f}	۳/۹۲±۰/۰۱۸^{d}	۳/۳۳±۰/۰۹۵^{e}	۱/۷۸±۰/۱۲۹^{e}
	S2	۴/۳۱±۰/۱۷۹^{e}	۵/۱۵±۰/۰۷۴^{c}	۵/۶۲±۰/۱۳۰^{a}	۲/۰۸±۰/۰۴۰^{d}
M1	S0	۸/۱۶±۰/۱۰۴^{a}	۵/۱۳±۰/۱۱۰^{c}	۵/۴۳±۰/۱۰۱^{a}	۳/۵۹±۰/۰۴۲^{a}
	S1	۶/۵۷±۰/۱۶۹^{b}	۵/۱۶±۰/۱۵۰^{c}	۳/۴۵±۰/۰۹۴^{de}	۲/۱۵±۰/۰۴۷^{cd}
	S2	۵/۹۹±۰/۳۰۱^{c}	۵/۹۹±۰/۰۶۸^{a}	۵/۴۸±۰/۰۶۹^{a}	۳/۷۲±۰/۱۰۱^{a}
M2	S0	۸/۱۷±۰/۱۰۳^{a}	۴/۰۴±۰/۰۴۷^{d}	۴/۳۵±۰/۱۱۰^{b}	۳/۰۶±۰/۰۹۹^{b}
	S1	۵/۴۸±۰/۰۹۵^{d}	۵/۲۸±۰/۰۳۶^{c}	۳/۰۱±۰/۰۲۱^{f}	۲/۱۹±۰/۰۷۴^{cd}
	S2	۸/۴۵±۰/۰۶۲^{a}	۵/۷۲±۰/۰۶۲^{b}	۴/۰۲±۰/۰۳۲^{c}	۲/۳۵±۰/۰۶۴^{c}

ns، * و ** به ترتیب عبارتند از غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد. حروف لاتین غیر مشابه در هر ستون بیانگر تفاوت معنی‌دار می‌باشد (آزمون دانکن، $p < ۰/۰۵$). S0، S1 و S2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح رطوبتی ۱۰۰٪ (شاهد)، ۵۰٪ و۳۰٪ ظرفیت زراعی. M0، M1 و M2 به‌ترتیب عبارتنداز سطوح صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار MeJA.

گردید. برخی مطالعات روی گیاه خیار نشان داده است که تیمار با MeJA از طریق تنظیم مقادیر آنیون سوپراکسید و H_2O_2، توانایی مقاومت گیاه در برابر تنش را القاء می‌نماید و همچنین با افزایش فعالیت آنزیم SOD موجب کاهش تجمع

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

رادیکال‌های آزاد می‌شود (Gao *et al.*, 2010; Li *et al.*, 2012)، که با یافته‌های این تحقیق مطابقت دارد. احتمال می‌رود به‌دلیل سنتز مجدد پروتئین‌های آنزیمی و القای بیان ژن‌های رمز کننده آنزیم SOD، فعالیت این آنزیم با تیمار MeJA افزایش یافته است (Verma and Dubey, 2003). از سوی دیگر مطالعه روی گیاه تاتوره نشان داد که MeJA بر فعالیت آنزیم POD اثر معنی‌داری ندارد (Hare and Walling, 2006). همچنین گزارش شده است که تیمار گیاه با MeJA در شرایط تنش مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان نظیر آنزیم POD را در گیاه خیار (Li *et al.*, 2012) و نیز در گیاه آفتابگردان (Gujarathi and Linden, 2005) کاهش داده است. محققان اظهار داشتند که کاربرد MeJA از طریق تحریک تولید پلی‌آمین در بافت‌های گیاهی، فعالیت آنزیم‌ها را در شرایط طبیعی و تنش تعدیل می‌کند (Martin-Tanguy, 2000). در مجموع نتایج این تحقیق نشان داد کاربرد MeJA با تعدیل آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان منجر به تحمل به خشکی در گیاه فیسالیس گردید.

عناصر معدنی: نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که اثر تنش کم‌آبی، MeJA و اثر متقابل این دو عامل بر غلظت عناصر فسفر، پتاسیم، کلسیم و منیزیم بخش هوایی و زیرزمینی در سطح احتمال ۱ درصد معنی‌دار بود (جدول ۲). مطابق نتایج ارائه شده در جدول ۵، کاربرد برگی هر دو غلظت MeJA در سطوح تنش متوسط و شدید غلظت فسفر بخش هوایی و زیرزمینی را به‌طور معنی‌داری افزایش داد، ولی تفاوت‌ها بین دو غلظت ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار، تنها در بخش زیرزمینی تحت تنش متوسط از نظر آماری معنی‌داری بود. نتایج نشان داد کاربرد برگی هر دو غلظت MeJA در تمام سطوح رطوبتی غلظت کلسیم بخش زیرزمینی و هوایی را به‌طور معنی‌داری افزایش داد (جدول ۵). کاربرد MeJA در دو سطح تنش موجب افزایش غلظت منیزیم بخش زیرزمینی و پتاسیم بخش هوایی گردید در حالی‌که اثر آن بر غلظت منیزیم بخش هوایی و پتاسیم بخش زیرزمینی معکوس و کاهشی بود (جدول ۵).

عنصر فسفر در فرآیندهای مرتبط با ذخیره و انتقال انرژی، فتوسنتز، تنظیم فعالیت آنزیم‌ها و انتقال کربوهیدرات‌ها نقش مهمی ایفاء می‌کند. از این رو، مقدار مناسب و کافی فسفر فرآیندهای متابولیکی مانند تنفس، فتوسنتز، تقسیم و گسترش سلولی و نیز جذب سایر مواد معدنی را افزایش می‌دهد (Warraich *et al.*, 2011; Kulczycki *et al.*, 2022). دلیل اصلی کاهش انباشتگی فسفر در بافت برگی در تنش‌های کم‌آبی، عدم تحرک فسفر در اسیدیته بالا و تثبیت آن می‌باشد (Devau *et al.*, 2009).

در گیاه پیاز سرعت انتقال عنصر پتاسیم از خاک به سطح ریشه و جریان آن در طول ریشه گیاه در سطوح پایین رطوبت خاک، کاهش نشان داد (Kuchenbuch *et al.*, 1986; Rouphael *et al.*, 2012). نتایج تحقیقی روی گیاه انبه تحت شرایط تنش، افزایش غلظت منیزیم در بخش هوایی و کاهش غلظت این عنصر در ریشه را نشان داد (Zuazo *et al.*, 2004; Zuazo *et al.*, 2021). یافته‌های مطالعه حاضر با یافته‌های پژوهش روی گیاه انبه مطابقت دارد. همچنین گزارشاتی مبنی بر افزایش میزان عناصر غذایی در گیاهان تحت تنش خشکی وجود دارد. نتایج مطالعه بر روی گیاه یونجه افزایش غلظت منیزیم، کلسیم، فسفر و روی را در شرایط کم‌آبی نشان داد (Kidambi *et al.*, 1990). کلسیم نقش تنظیم‌کنندگی کلیدی در بسیاری از فرآیندهای فیزیولوژیکی گیاهان دارد و در پاسخ به تنش‌های محیطی می‌تواند موثر باشد (Xu *et al.*, 2013). به‌نظر می‌رسد افزایش غلظت کلسیم در بخش زیرزمینی و هوایی گیاه فیسالیس با افزایش شدت تنش خشکی، به‌دلیل کاهش رشد این اندام‌ها و نیز اثر تغلیظ باشد (Marschner, 1995; Hussain *et al.*, 2018) در شرایط کمبود آب سرعت جذب و انتقال عنصر کلسیم در مقایسه با رشد اندام‌ها بیشتر می‌باشد، در نتیجه غلظت این عنصر در اندام‌ها افزایش نشان می‌دهد (نظریان سیرزار و همکاران، ۱۳۹۷).

Abdelgawad و همکاران (۲۰۱۴) نشان دادند که تنش خشکی در ۶۵٪AW منجر به افزایش اندک پتاسیم و فسفر می‌شود، در حالی‌که تنش خشکی ۴۵٪AW منجر به افزایش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

قابل‌توجهی در میزان پتاسیم نسبت به گیاه شاهد می‌گردد. در مطالعه حاضر غلظت پتاسیم در بخش زیرزمینی و هوایی در سطح تنش شدید افزایش یافت، که با یافته‌های مطالعات قبلی همخوانی دارد. بالا نگه داشتن غلظت پتاسیم، جهت تنظیم پتانسیل اسمزی و پایداری فرآیند فتوسنتز گیاه در شرایط تنش بسیار حائز اهمیت است، این کاتیون در تعدیل اثرات تنش خشکی در گیاهان بسیار موثر بوده و مسئول حرکت روزنه‌ها در پاسخ به تغییرات حجم آب برگ می‌باشد (Morte *et al.*, 2000). نتایج مطالعه بر روی گیاه برنج تحت شرایط تنش نشان داد که محلول پاشی MeJA منجر به افزایش سطوح کلسیم و منیزیم و نیز افزایش مقدار کمی در سطح پتاسیم گیاهان می‌گردد (Kang *et al.*, 2005; Ghassemi-Golezani and Farhangi- Abriz, 2018). افزایش غلظت فسفر و کلسیم بخش هوایی و زیرزمینی، پتاسیم بخش هوایی و منیزیم بخش زیرزمینی با کاربرد MeJA، را می‌توان به افزایش میزان تبخیر و تعرق نسبت داد. همچنین احتمال می‌رود کاهش غلظت منیزیم بخش هوایی و پتاسیم بخش زیرزمینی در تیمارهای تحت کاربرد MeJA نسبت به عدم کاربرد این تنظیم کننده، به خاطر اثر رقت باشد (نظریان سیرزار و همکاران، ۱۳۹۷). در مجموع، MeJA با تغییر در انباشتگی و توزیع مواد غذایی معدنی در گیاه منجر به افزایش تحمل گیاه فیسالیس نسبت به تنش خشکی شد.

نتیجه‌گیری

در تحقیق حاضر، تحت تنش‌خشکی، وزن تر و خشک، ارتفاع گیاه، R/S، وزن خشک کل گیاه، سطح برگ، RWC، محتوای کلروفیل‌ها، کاروتنوئیدها، پروتئین، غلظت فسفر و منیزیم ریشه و نیز فعالیت آنزیم SOD به‌طور معنی‌داری کاهش یافت. درحالی‌که میزان قند محلول، پرولین، فنل، فلاوونوئید، MDA، فعالیت آنزیم‌های CAT، POD، APX و PPO و نیز غلظت کلسیم، پتاسیم و منیزیم بخش هوایی به‌طور معنی‌داری افزایش نشان داد. در واقع تغییرات در ویژگی‌های رشدی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی نوعی تطابق گیاه در برابر شرایط تنش محسوب می‌شود و گیاه فیسالیس تا حدودی با اثرات مضر کمبود آب مقابله می‌نماید.

در این پژوهش کاربرد برگی با MeJA (به‌ویژه در غلظت ۱۰۰µM) منجر به افزایش سطح برگ، RWC، وزن‌های تر وخشک گیاه، رنگیزه‌های فتوسنتزی، محتوای قندهای محلول، پرولین، فلاوونوئید، پروتئین، فعالیت آنزیم SOD، غلظت فسفر و کلسیم و نیز منیزیم ریشه و پتاسیم بخش هوایی و کاهش فعالیت آنزیم‌های POD، APX و PPO و محتوای MDA گردید. بنابراین محلول‌پاشی MeJA (به‌ویژه در غلظت ۱۰۰µM) با تعدیل اثرات سوء تنش موجب افزایش تحمل خشکی گیاه فیسالیس به‌ویژه در شرایط تنش شدید گردید.

تشکر و قدردانی

نویسندگان از دانشگاه زنجان به‌دلیل حمایت مالی و فراهم نمودن امکانات لازم برای انجام این کار تحقیقاتی قدردانی و تشکرمی‌نمایند.

منابع

افشار محمدیان، م.، قناتی، ف.، احمدیانی، س. و صدر زمانی، ک. (۱۳۹۵) اثر تنش خشکی بر فعالیت آنزیمهای آنتی‌اکسیدانی و میزان قندهای محلول پونه معطر (*Mentha pulegium* L.). یافته های نوین در علوم زیستی ۳ :۲۳۷-۲۲۸.

نظریان سیرزار، ر.، وطن خواه، ا.، امانی‌فر، س. و وفادار م. (۱۳۹۷) اثر متیل جاسمونات بر برخی پاسخ های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه شیرین بیان (*Glycyrrhiza glabra* L.) تحت سطوح مختلف شوری. مجله فرآیند و کارکرد گیاهی ۷ : ۷۴-۵۹.

نورسته‌نیا، ا. و یوسف‌زاده، گ. (۱۳۹۵) بهبود رشد گیاهچه توتون (*Nicotiana tabacum* L.) در شرایط تنش خشکی تحت تیمار متیل جاسمونات. یافته های نوین در علوم زیستی ۳: ۳۱۸-۳۰۸.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

Abdelgawad, Z. A., Khalafaallah, A. A. and Abdallah, M. M. (2014) Impact of methyl jasmonate on antioxidant activity and some biochemical aspects of maize plant grown under water stress condition. Agri Sciences 5: 1077-1088.

Abdul Jaleel, C., Manivannan, P., Kishorekumar, A., Sankar, B., Gopi, R., Somasundaram, R. and Panneerselvam, R. (2007) Alterations in osmoregulation, antioxidant enzymes and indole alkaloid levels in Catharanthus roseus exposed to water deficit. Colloids and surfaces B: Biointerfaces 59:150-157.

Aebi, H. (1984) Catalase in vitro. Methods Enzymol 105: 121-126.

Ahmad, P., Alyemeni, M. N., Ahanger, M. A., Wijaya, L., Alam, P., Kumar, A. and Ashraf, M. (2018) Up-regulation of antioxidant and glyoxalase sys-tems mitigates NaCl s1ress in *Brassica juncea* by supplementation of zinc and calcium. Journal of Plant hrtemct 13:151-162.

Ali, M. S. and Baek, K. H. (2020) Jasmonic acid signaling pathway in response to abiotic stresses in plants. International Journal of Molecular Sciences 21:621.

Alipieva, K. I., Orhan, I. E., Cankaya, I., Kostadinova, E. P. and Georgiev, M. I. (2014) Treasure from garden: chemical profiling, pharmacology and biotechnology of mulleins. Phytochemistry reviews 13: 417-444.

Amanifar, S. and Toghranegar, Z. (2020) The efficiency of arbuscular mycorrhiza for improving tolerance of *Valeriana officinalis* L. and enhancing valerenic acid accumulation under salinity stress. Industrial Crops and Products 147: 1-13.

Amini, H., Arzani, A. and Bahrami, F. (2013) Seed yield and some physiological traits of safflower as affected by water deficit stress. International Journal of Plant Production 7: 597-614.

Amini, S., Ghobadi, C. and Yamchi, A. (2015) Proline accumulation and osmotic stress: an overview of P5CSgene in plants. Journal of Plant Molecular Breeding 3: 44-55.

Anjum, S. A., Xie, X. Y., Wang, L. C., Saleem, M. F., Man, C. and Lei, W. (2011) Morphological, physiological and biochemical responses of plants to drought stress. African Journal of Agricultural Research 6: 2026-2032.

Antoniou, C., Chatzimichail, G., Xenofontos, R., Pavlou, J. J., Panagiotou, E., Christou, A. and Fotopoulos, V. (2017) Melatonin systemically ameliorates drought stress-induced damage in Medicago sativa plants by modulating nitro-oxidative homeostasis and proline metabolism. Journal of Pineal Research 62:124-129.

Baatour, O., Mahmoudi, H., Tarchoun, I., Nasri, N., Kaddour, R., Zaghdoudi, M., Wissal, A., Hamdaoui, G., Lachaal, M. and Marzouk, B. (2012) Salt effect on phenolics and antioxidant activities of Tunisian and Canadian sweet marjoram (*Origanum majorana* L.) shoots. Journal of the Science of Food and Agriculture 93:134-141.

Babaee, K., Amini Dehaghi, M., Modares Sanavi, S. A. M. and Jabbari, R. (2010) Water deficit effect on morphology, proline content and thymol percentage of Thyme (*Thymus vulgaris* L.). Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants 26: 239-251.

Bandurska, H. (2022) Drought stress responses: coping strategy and resistance. Plants (Basel) 11: 922.

Bangar, P., Chaudhury, A., Tiwari, B., Kumar, S., Kumari, R. and Bhat, K. V. (2019) Morphophysiological and biochemical response of mungbean [*Vigna radiata* (L.) Wilczek] varieties at different developmental stages under drought stress. Turkish Journal of Biology 43: 58-69.

Bates, L. S., Waldern, R. P. and Teare, I. D. (1973) Rapid determination of free proline for water stress studies. Plant and soil 39: 205-207.

Biju, S., Fuentes, S. and Gupta, D. (2017) Silicon improves seed germination and alleviates drought stress in lentil crops by regulating osmolytes, hydrolytic enzymes and antioxidant defense system. Plant Physiology and Biochemistry 119: 250-264.

Bhosal, K. S. and Shinde. B. P. (2011) Influence of arbuscular mycorrhizal fungi on proline and chlorophyll content in *Zingiber Officinale* rosc grown under water stress. Indian journal of fundamental and applied life sciences 3: 172-176.

Bradford, M. M. (1976) A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry 72: 248-254.

Cao, Sh., Zheng, Y., Wang, K., Rui, H. and Tang, Sh. (2009) Effect of methyl jasmonate on cell wall modification of loquat fruit in relation to chilling injury after harvest. Food Chemistry 118: 641-647.

Cavusoglu, S., Yilmaz, N., Islek, F., Tekin, O., Sagbas, H. I., Ercisli, S., Rampáčková, E. and Nečas, T. (2021) Effect of Methyl jasmonate, cytokinin, and lavender oil on antioxidant enzyme system of apricot fruit (*Prunus armeniaca* L.). Sustainability 13: 1-10.

Chang, C., Yang, M., Wen, H., and Chern, J. (2002) Estimation of total flavonoid content in *Propolis* by two complementary colorimetric methods. Journal of Food Drug Analaysis 10: 178-182.

Chaves-Gómez, J. L., Chavez-Arias, C. C., Cotes Prado, A. M., Gómez-Caro, S. and Restrepo-Díaz, H. (2020) Physiological response of cape gooseberry seedlings to three biological control agents under *Fusarium oxysporum* f. sp. *physali* Infection. Plant Disease 104: 388-397.

Chien, H. F., Wang, J. W., Lin, C. C. and Kao, C. H. (2001) Cadmium toxicity of rice leaves is mediated through lipid peroxidation. Journal of Plant Growth Regulation 33: 205-213.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

Cottenie, A., Camerlynck, R., Verloo, M. and Dhaese, A. (1980) Fractionation and determination of trace elements in plants, soils and sediments. Pure and Applied Chemistry 52: 45-53.

Dar, T. A., Uddin, M., Khan, M. M. A., Hakeem, K. R. and Jaleel, H. (2015) Jasmonates counter plant stress: A review. Environmental and Experimental Botany 115: 49-57.

Devau, N., Le Cadre, E., Hinsinger, P., Jaillard, B. and Gérard, F. (2009) Soil pH controls the environmental availability of phosphorus: Experimental and mechanistic modeling approaches. Applied Geochemistry 24: 2163-2174.

Elewa, T., Sadak, M. and Saad, A. (2017) Proline treatment improves physiological responses in quinoa plants under drought stress. Bioscience Research 14: 21-33.

Erdal, S. and Dumlupinar, R. (2011) Mammalian sex hormones stimulate antioxidant system and enhance growth of chickpea plants. Acta Physiologiae Plantarum 33: 1011-1017.

Fedina, I. S. and Benderliev, K. M. (2000) Response of Scenedesmus incrassatulusto salt stress as affected by methyl jasmonate. Biologia Plantarum 43: 625-627.

Fugate, K. K., Lafta, A. M., Eide, J. D., Li, G., Lulai, E. C., Olson, L. L., Deckard, E., Khan, M. and Finger, F. L. (2018) Methyl jasmonate alleviates drought stress in young sugar beet (Beta vulgaris L.) plants. Journal of Agronomy and Crop Science 204: 1-13.

Gao, Y., Guo, Y. K., Lin, S. H., Fang, Y. Y. and Bai, J. G. (2010). Hydrogen peroxide pretreatment alters the activity of antioxidant enzymes and protects chloroplast ultrastructure in heat-stressed cucumber leaves. Scientia Horticulturae 126: 20-26.

Gee, G. W. and Bauder, J. W. (1986) Particle-size analysis. In: Methods of Soil Analysis, Part 1– Physical and Mineralogical Methods (ed. Klute, A.) Pp. 383-411. Lewis Publishers, Madison.

Ghasem, F., Poustini, K., Besharati, F., Mohammadi, H. V. A., Abooei Mehrizi, F. and Goettfert, M. (2012) Pre-incubation of Sinorhizobium meliloti with luteolin, methyl jasmonate and genistein affecting alfalfa (*Medicago sativa* L.) growth, nodulation and nitrogen fixation under Salt Stress Conditions. Journal of Agricultural Science and Technology 14: 1255-1264.

Ghassemi-Golezani, K. and Farhangi-Abriz, S. (2018) Foliar sprays of salicylic acid and jasmonic acid stimulate H^+-ATPase activity of tonoplast, nutrient uptake and salt tolerance of soybean. Ecotoxicology and Environmental Safety 166:18-25.

Ghasemlou, F., Amiri, H., Karamian, R. and Mirzaie-asl, A. (2019) Alleviation of the effects of on drought stress Verbascum nudicuale by methyl jasmonate and titanium dioxide nanoparticles. Iranian Journal of Plant Physiology 9: 2911-2920.

Ghasemzadeh, A., Talei, D., Jaafar, H. Z. E., Juraimi, A. S., Mohamed, M. T. M., Puteh, A. and Halim, M. R. A. (2016) Plant-growth regulators alter phytochemical constituents and pharmaceutical quality in Sweet potato (*Ipomoea batatas* L.). BMC Complementary and Alternative Medicine 16: 152.

Giannopolitis, C. N. and Ries, S. K. (1997) Superoxide dismutase: II. Purification and qualtitative relationship with water soluble protein in seedlings. Plant Physiology 59: 315-318.

Gujarathi, N. P. and Linden, J. C. (2005) Oxytetracycline inactivation by putative reactive oxygen species released to nutrient medium of *Helianthus annuus* hairy root cultures. Biotechnology and Bioengineering 92: 393-402.

Gumerova, E. A., Akulov, A. N. and Rumyantseva, N. I. (2015) Effect of methyl jasmonate on growth characteristics and accumulation of phenolic compounds in suspension culture of tartary buckwheat. Russian Journal of Plant Physiology: a Comprehensive. Russian Journal on Modern Phytophysiology 62: 195-203.

Gunes, A., Inal, A., Alpaslan, M., Eraslan, F., Bagci, E. G. and Cicek, N. (2007) Salicylic acid induced changes on some physiological parameters symptomatic for oxidative stress and mineral nutrition in maize (*Zea mays* L.) grown under salinity. Journal of Plant Physiology 164: 728-736.

Hare, J. D. and Walling, L. L. (2006) Constitutive and jasmonate-inducible traits of *Datura wrightii*. Journal of Chemical Ecology 32: 29-45.

Hassanein, R. A., Hassanein, A. A., El-Din, A. B., Salama, M. and Hashem, H. A. (2009) Role of jasmonic acid and abscisic acid treatments in alleviating the adverse effects of drought stress and regulating trypsin inhibitor production in soybean plant. Australian Journal of Basic and Applied Sciences 3: 904-919.

Hassanpour Lescokelaye, K., Ahmadi, J., Daneshian, J. and Hatami, S. (2015) changes in chlorophyll, protein and antioxidant enzymes on durum wheat under drought stress. Journal of Crop Breeding 7: 76-87.

He, J. D., Zou, Y. N., Wu, Q. S. and Kuča, K. (2020) Mycorrhizas enhance drought tolerance of trifoliate orange by enhancing activities and gene expression of antioxidant enzymes. Scientia Horticulturae 262: 108745.

Heath, R. L. and Packer, L. (1968) Photoperoxidatin in isolated chloroplasts: I. Kinetics and stochiometry of fatty acid peroxidation. Archives in Biochemistry and Biophysics 125: 189-198.

Hewitt, E. J. (1953) Sand and culture Methods used in the Study of plant Nutrition. Soil Science 75: 84.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

Hieng, B., Ugrinovoc, K., Sustar-Vozlic, J. and Kidric, M. (2004) Different classes of proteases are involved in the response to drought of *Phaseolus vulgaris* L. cultivars di-ffering in sensitivity. Journal of Plant Physiology 161: 519-530.

Hojati, M., Modarres-Sanavy, S.A.M., Karimi, M. and Ghanati, F. (2011) Responses of growth and antioxidant systems in *Carthamus tinctorius* L. under water deficit stress. Acta Physiologiae Plantarum 33: 105-112.

Horbowicz, M., Chrzanowski, G., Koczkodaj, D. and Mitrus, J. (2011) The effect of methyl jasmonate vapors on concentration of phenolic compounds in seedlings of commom buckwheat (*Fagopyrum sculentum* Moench). Acta Societiatis Botanicorum Poloniae 80: 5- 9.

Hussain, H. A., Hussain, S., Khaliq, A., Ashraf, U., Anjum, S. A., Men, S. and Wang, L. (2018) Chilling and drought stresses in crop plants: Implications, cross talk, and potential management opportunities. Frontiers in Plant Science 9: 393.

Kamińska, M. (2021) Role and activity of jasmonates in plants under in vitro conditions. Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC) 146: 425-447.

Kang, D. J., Seo, Y. J., Lee, J. D., Ishii, R., Kim, K. U., Shin, D. H., Park, S. K., Jang, S. W., and Lee, I. J. (2005) Jasmonic acid differentially affects growth, ion uptake and abscisic acid concentration in salt-tolerant and salt-sensitive rice cultivars. Journal of Agronomy and Crop Science 191: 273-282.

Kavi Kishor, P. B. and Sreenivasulu, N. (2014) Is proline accumulation per se correlated with stress tolerance or is proline homeostasis a more critical issue?. Plant Cell Environ 37: 300-311.

Kidambi, P. S., Krieg, D. R. and Rosenow, D. T. (1990) Genetic variation for gas exchange rates in grain sorghum. Plant Physiology 92: 1211-1214.

Klute, A. (1986) Water retention: Laboratory methods. In: Methods of Soil Analysis. Part 1. Physical and Mineralogical Methods. 2nd Ed. (ed. Klute, A.) Pp. 635-686. American Society of Agronomy and Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin.

Kulczycki, G., Sacała, E., Chohura, P. and Załuska, J. (2022) Maize and wheat response to drought stress under varied sulphur fertilisation. Agronomy 12: 1076.

Kuchenbuch, R., Claassen, N. and Jungk, A. (1986) Potassium availability in relation to soil-moisture. Effect of soil-moisture on potassium diffusion, root-growth and potassium uptake of onion plants. Plant Soil 95: 221-231.

Li, D. M., Guo, Y. K., Li, Q., Zhang, J., Wang, X. J. and Bai, J. G. (2012) The pretreatment of cucumber with methyl jasmonate regulates antioxidant enzyme activities and protects chloroplast and mitochondrial ultrastructure in chilling-stressed leaves. Scientia Horticulturae 143: 135-143.

Lichtenthaler, H. K. and Buschmann, C. (2001) Chlorophylls and Carotenoids: Measurement and Characterization by UV-VIS Spectroscopy. Current Protocols in Food Analytical unit F4. 3.1-F4. 3.8. 1-8.

Liu, C., Wang, Y., WU, Q., Yang, T. and Kuča, K. (2020) Arbuscular mycorrhizal fungi improve the antioxidant capacity of tea (*Camellia sinensis*) seedlings under drought stress. Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca 48: 1993-2005.

Luo, Y., Zhao, X., Zhou, R., Zuo, X., Zhang, J. and Li, Y. (2010) Physiological acclimation of two psammophytes to repeated soil drought and rewatering. Acta Physiologiae Plantarum 33: 79-91.

Mafakheri, A., Siosemardeh, A., Bahramnejad, B., Struik, P. C. and Sohrabi, Y. (2010). Effect of drought stress on yield, proline and chlorophyll contents in three chickpea cultivars. Australian Journal of Crop Science 4: 580-585.

Manan, A. C. M., Pervez, M. A. and Ahmad, R. (2016) Methyl jasmonate brings about resistance against salinity stressed tomato plants by altering binchemical and physiological processes. Pakistan Journal of Agricultural Sciences 53: 35-41.

Marschner, H. (1995) Mineral nutrition of higher plants. second edition. London: Academic Press. 889: 527-528.

Martin-Tanguy, J. (2000) Metabolism and function of polyamines in plants: recent development (new approaches). Plant Growth Regulation 34: 135-148.

Memelink, J. (2009) Regulation of gene expression by jasmonate hormones. Phytochemistry 70: 1560-1570.

Michalak, A. (2006) Phenolic compounds and their antioxidant activity in plants growing under heavy metal stress. Polish Journal of Environmental Studies 15: 523-530.

Miranshahi, B. and Sayyari, M. (2016) Methyl jasmonate mitigates drought stress injuries and affects essential oil of Summer savory. Journal of Agricultural Science and Technology 18: 1635-1645.

Moller, I. M., Jensen, P. E. and Hansson, A. (2007) Oxidative modifications to cellular components in plants. Annual Review of Plant Biology 58: 459-481.

Moraga, F., Alcaíno, M., Matus, I., Castillo, D., del Pozo, A. (2022) Leaf and canopy Traits associated with stay-green expression are closely related to yield components of wheat genotypes with contrasting tolerance to water stress. Plants 11: 292.

Morte, A., Lovisolo, C. and Schubert, A. (2000) Effect of drought stress on growth and water relations of the mycorrhizal association *Helianthemum almeriense-Terfezia claveryi*. Mycorrhiza 10: 115-119.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

Nakano, Y. and Asada, K. (1987) Purification of ascorbate peroxidase in spinachchloroplasts; its inactivation in ascorbate-depleted medium and reactivationby monodehydroascorbate radical. Plant and Cell Physiology 28: 131-40.

Pakar, N., Pirasteh-Anosheh, H., Emam, Y. and Pessarakli, M. (2016) Barley growth, yield, antioxidant enzymes and ion accumulation as affected by PGRs under salinity stress conditions. Journal of Plant Nutrition 39: 1372-1379.

Pazirandeh, M. S., Hasanloo, T., Niknam, V., Shahbazi, M., Ebrahimzadeh Mabood, H. and Ghaffari, A. (2013) Effects of drought and methyl jasmonate on antioxidant activities of selected barley genotypes. Journal of Agrobiology 30: 71-82.

Pellizzaro, V., Omura, M. S., Marinke, L. S., Furlan, F. F. and Takahashi, L. S. A. (2019) Physiological potential of seeds of fisális in function of the plant conduction system and the coloring of the caprubble. Agricultural Research & Technology 22: 556208.

Pourmorad, F., Hosseinimehr, S. J. and Shahabimaid, N. (2006) Antioxidant activity, phenol and flavonoid contents of some selected Iranian medicinal plants. African Journal of Biotechnology 5: 1142-1145.

Popova, L. (2013) Recent Advances and Future Prospects on Practical Use of Salicylic Acid. In Salicylic Acid Plant Growth and Development (eds. Hayat, S., Ahmad, A. and Nasser, M.) Pp. 357-385. Springer, Dordrecht, Netherlands.

Qian, W., Hu, J., Zhang, X., Zhao, L., Wang, Y. and Ding, Z. (2018) Response of tea plants to drought stress. In: Stress Physiology of Tea in The Face of Climate Change, (ed. Han, W. Y.) Pp. 63-81. Springer, Singapore.

Raymond, J., Rakariyatham, N. and Azanza, J. L. (1993) Purification and some properties of polyphenoloxidase from sunflower seeds. Phytochemistry 34: 927-931.

Rugeles Reyes, S., Hoyos, G., Júnior, D., Filho, A. and Fonseca, L. (2019) Physiological response of *Physalis peruviana* L. seedlings inoculated with *Funneliformis mosseae* under drought stress. Revista de Ciencias Agrarias 42: 175-183.

Rhoades, J. and Oster, J. (1986) Solute content. In Methods of Soil Analysis, Part 1: Physical and Mineralogical Methods (ed. Klute, A.) Pp. 985-1006. American Society of Agronomy, Madison.

Roe, J. H. (1955) The determination of sugar in blood and spinal fluid with anthrone reagent. Journal of Biological Chemistry 212: 335-343.

Rouphael, Y., Cardarelli, M., Schwarz, D., Franken, Ph. and Colla, G. (2012) Plant responses to drought stress 10: 171-195.

Rohwer, C. L. and Erwin, J. E. (2008) Horticultural applications of jasmonates: A Review. The Journal of Horticultural Science and Biotechnology 83: 283-304.

Roveda-Hoyos, G. and Moreno-Fonseca, L. (2019) Physiological and antioxidant responses of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) seedlings to phosphorus deficiency. Agronomía Colombiana 37: 3-11.

Sachdev, S., Ansari, S. A., Ansari, M. I., Fujita, M. and Hasanuzzaman, M. (2021) Abiotic stress and reactive oxygen species: Generation, signaling, and defense mechanisms. Antioxidants 10: 277.

Sadeghipour, O. (2018) Drought tolerance of cowpea enhanced by exogenous application of methyl jasmonate. International Journal of Modern Agriculture *7*: 51-57.

Sariri, R., Sajedi, R. and Jafarian, V. (2006) Inhibition of horseradish peroxidase activity by thiol type inhibitors. Journal of Molecular Liquids 123: 20-23.

Seleiman, M. F., Al-Suhaibani, N., Ali, N., Akmal, M., Alotaibi, M., Refay, Y., Dindaroglu, T., Abdul-Wajid, H. H., and Battaglia, M. L. (2021) Drought stress impacts on plants and different approaches to alleviate its adverse effects. Plants 10: 1-25.

Senaratna, T. D., Touchell, E. B. and Dixon, K. (2000) Acetyl salicylic acid (aspirin and salicylic acid induce multiple stress tolerance in bean and tomato plant. Plant Growth Regulation 30: 157-161.

Shahabinejad, M., Shojaaddini, M., Maserti, B., Arvin, M. J. and Seyedi, S. M. (2014) Exogenous application of methyl jasmonate and salicylic acid increases antioxidant activity in the leaves of pistachio (*Pistacia vera* L. cv. *Fandoughi*) trees and reduces the performance of the phloem-feeding psyllid *Agonoscena pistaciae*. Arthropod-Plant Interactions 8: 525-530.

Sharma, P., Dubey, R. S. (2005) Drought induces oxidative stress and enhances the activities of antioxidant enzyme in growing rice seedling. Plant Growth Regul 46: 209-221.

Sharma, A., Kumar, V., Thukral, A. K. and Bhardwaj, R. (2016) Epibrassinolide-imidacloprid interaction enhances non-enzymatic antioxidants in *Brassica juncea* L. Indian Journal of Plant Physiology 21: 70-75.

Sharma, A., Shahzad, B., Kumar, V., Kohli, S. K., Sidhu, G., Bali, A. S., Handa, N., Kapoor, D., Bhardwaj, R. and Zheng, B. (2019) Phytohormones regulate accumulation of osmolytes under abiotic stress. Biomolecules 9: 285.

Sheteawi, S. A. (2007) Improving growth and yield of salt-stressed soybean by exogenous application of jasmonic acid and ascobin. International Journal of Agriculture and Biology 9: 473-478.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

Sheyhakinia, S., Bamary, Z., Einali, A. and Valizadeh, J. (2020) The induction of salt stress tolerance by jasmonic acid treatment in roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) seedlings through enhancing antioxidant enzymes activity and metabolic changes. Biologia 75: 681-692.

Shirani Bidabadi, S. and Sharifi, P. (2021) Strigolactone and methyl jasmonate-induced antioxidant defense and the composition alterations of different active compounds in *Dracocephalum kotschyi* boiss under drought stress. Journal of Plant Growth Regulation 40: 878-889.

Smaeili, M., Madani, H., Nassiri, M. B., Sajedi, N. A. and Chavoshi, S. (2022) Study of water deficiency levels on ecophysiological characteristics of sunflower cultivars in Isfahan, Iran. Applied Water Science 12: 1-12.

Taheri, Z., Vatankhah, E. and Jafarian, V. (2020) Methyl jasmonates improves physiological and biochemical responses of *Anchusa italic* under salinity stress. South African Journal of Botany 130: 375-382.

Tayyab, N., Naz, R., Yasmin, H., Nosheen, A., Keyani, R., Sajjad, M., Hassan, M. N. and Roberts, T. H. (2020) Combined seed and foliar pre-treatments with exogenous methyl jasmonate and salicylic acid mitigate drought-induced stress in maize. PLoS One 15: 1-18.

Tong, S. M., Xi, H. X., Ai, K. J. and Hou, H. S. (2017) Overexpression of wheat *TaNCED* gene in Arabidopsis enhances tolerance to drought stress and delays seed germination. Biologia Plantarum 61: 64-72.

Ueda, J. and Saniewski, M. (2006) Methyl jasmonate–induced Stimulation of chlorophyll formation in the basal part of tulip bulbs kept under natural light conditions. Journal of Fruit and Ornamental Plant Research 14: 199-210.

Verma, S. and Dubey, R. S. (2003) Lead toxicity induces lipid peroxidation and alters the activities of antioxidant enzymes in growing rice plants. Plant Science 164: 645-655.

Wang, S. Y. (1999). Methyl jasmonate reduces water stress in strawberry. Journal of plant growth regulation. 18: 127-134.

Wang, J., Song, L., Gong, X., Xu, J. and Li, M. (2020) Functions of Jasmonic Acid in Plant Regulation and Response to Abiotic Stress. International journal of molecular sciences 21: 1446.

Warraich, E., Ahmed, R. and Ashraf, M. (2011) Role of Mineral Nutrition in Alleviation of Drought Stress in Plants. Australian Journal of Crop Science 5: 764-777.

Wasternack, C. and Hause, B. (2013) Jasmonates: biosynthesis, perception, signal transduction and action in plant stress response, growth and development. An update to the 2007 review in Annals of Botany, Annals of Botany 111: 1021-1058.

Wasternack, C. (2014) Action of jasmonates in plant stress responses and development-applied aspects. Biotechnology Advances 32: 31-39.

Wheatherley, P. (1950) Studies in the water relations of the cotton plant. New Phytologist 49: 81-97.

Xiong, S., Wang, Y., Chen, Y., Gao, M., Zhao, Y. and Wu, L. (2022) Effects of drought stress and rehydration on physiological and biochemical properties of four oak species in China. Plants 11: 679.

Xu, C., Li, X. and Zhang, L. (2013) The effect of calcium chloride on growth, photosynthesis, and antioxidant responses of Zoysia japonica under drought conditions. PloS one 8: 1-10.

Yang, J., Duan, G., Li, C., Liu, L., Han, G., Zhang, Y. and Wang, C. (2019) The crosstalks between jasmonic acid and other plant hormone signaling highlight the involvement of jasmonic acid as a core component in plant response to biotic and abiotic stresses. Frontiers in Plant Science 18:1349.

Yoshida, C., Pacheco, A., Lapaz, A., Gorni, P., Vítolo, H. and Bertoli, S. (2020) Methyl jasmonate modulation reduces photosynthesis and induces synthesis of phenolic compounds in sweet potatoes subjected to drought. Bragantia 79: 319-334.

Yu, X., Zhang, W., Zhang, Y., Zhang, X., Lang, D. and Zhang, X. (2019) The roles of methyl jasmonate to stress in plants. Functional Plant Biology 46: 197-212.

Zhang, F., Zou, Y. N., Wu, Q. S. and Kuča, K. (2020) Arbuscular mycorrhizas modulate root polyamine metabolism to enhance drought tolerance of trifoliate orange. Environmental and Experimental Botany 171: 103962.

Zuazo, V. H. D., Martinez-Raya, A., Aguilar Ruiz, J. and Tarifa, F. (2004) Impact of salinity on macro- and micro nutrient uptake in of mango (*Mangifera indica* L. cv. 'Osteen') with different rootstocks. Spanish Journal of Agricultural Research 1: 121-134.

Zuazo, V. H. D., García-Tejero, I. F., Rodríguez, B. C., Tarifa, D. F., Ruiz, B. G. and Sacristán, P. C. (2021) Deficit irrigation strategies for subtropical mango farming. A review. Agronomy for Sustainable Development 41**:** 1-23.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]

Effect of foliar application of methyl jasmonate on tolerance of *Physalis peruviana* L. to drought stress

Narges Hajiloo, Mahnaz Vafadar, Zohreh Toghranegar*, Elaheh Vatankhah

Department of Biology, Faculty of Sciences, University of Zanjan, Zanjan, Iran
(Received: 03/07/2022, Accepted: 30/08/2022)

Abstract

Drought stress is the most unfavorable environmental factor that severely reduces plant growth and production. Jasmonates, as the plant growth regulators, and effective in physiological processes, increase plant tolerance to stressful conditions. *Physalis* is a medicinal plant belonging to *Solanaceae* family. In order to investigate the effect of methyl jasmonate (MeJA) pretreatment and drought stress on the physiological and biochemical responses of *Physalis* a factorial experiment was conducted with the combination of two factors, moisture levels [100% (control), 50%, and 30% of field capacity (FC)] and MeJA levels (0, 50, and 100 µM). Plants were exposed to different levels of moisture for two months, 24h after foliar application of MeJA. The results showed that pretreatmment of plants with MeJA increased leaf area, RWC, total plant dry weight, total chlorophyll, and carotenoids by 36.48, 31.07, 178.53, 37.11, and 49.73%, respectively during drought stress. In this research, application of MeJA, especially concentration of 100 µM, by increasing the contents of soluble sugars (12.13 and 16.69%), proline (22.84 and 45.86%), flavonoids (14.01 and 21.69%), protein (16.53 and 20.98%) and activity of SOD enzyme (22.09 and 13.96%) and decreasing the activities of POD (12.82 and 39.06%), APX (20.85 and 17.33%) and PPO (14.83 and 18.68%) enzymes in the shoot and root, moderated the negative effects of drought stress especially at 30% FC level. Also, MeJA induced changes in the accumulation and distribution of mineral nutrients in the stressed plants. The results of this research showed that the foliar application of MeJA by improving the growth and photosynthetic properties, antioxidant system and nutritional status could be an appropriate solution to increase the tolerance of *Physalis* plant to drought.

Keywords: Drought stress, Plant growth regulators, Antioxidant system, Growth parameters, Mineral elements, *Physalis*

Corresponding author, Email: Ztoghranegar@znu.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1402.12.53.12.0]