تحقیقات آفات گیاهی
۱۳۹۸ -۹ (۳): ۱۵-۲۷

برخی پاسخ‌های بیوشیمیایی پسته به تغذیه پسیل معمولی پسته، *Agonoscena pistaciae*

زهرا گنجی[۱]، وحید حسینی نوه[۱*]، احمد عاشوری[۱] و رضا معالی امیری[۲]

۱- گروه گیاه‌پزشکی، پردیس کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه تهران، کرج، ۲- گروه زراعت و اصلاح نباتات، پردیس کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه تهران، کرج

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۸/۵/۲۷ تاریخ پذیرش: ۱۳۹۸/۷/۲۸)

چکیده

پسیل معمولی پسته *Agonoscena pistaciae* مهم‌ترین آفت درختان پسته است که خسارت زیادی به محصول پسته وارد می‌سازد. در این مطالعه برخی پاسخ‌های فیزیولوژیکی- بیوشیمیایی پسته رقم اکبری در زمان‌های مختلف تغذیه (از ۲ تا ۱۹۲ ساعت) پسیل پسته بررسی شد. محتوای هیدروژن‌پراکسید به عنوان شاخص تنش، بین تیمارها اختلاف معنی‌دار نداشت (به جز تیمارهای ۲ و ۹۶ ساعت). همچنین تغذیه پسیل معمولی پسته موجب کاهش معنی‌دار در فعالیت آنزیم‌های دفاعی سوپراکسیددیسموتاز و کاتالاز شد. کمترین میزان فعالیت برای سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز در ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت مشاهده شد و اختلاف معنی‌دار بود. تغذیه آفت موجب افزایش معنی‌دار در میزان پروتئین کل شد و کمترین غلظت در زمان صفر مشاهده شد. میزان فنل کل پس از تغذیه پسیل افزایش یافت. تغذیه آفت اثر معنی‌دار بر کربوهیدرات محلول کل نداشت. میزان رنگدانه‌ها، در زمان‌های مختلف تغذیه نوسان داشت. افزایش آن در ۱۴۴ ساعت حاکی از رشد مطلوب گیاه در شرایط تنش است. بیشترین میزان کاروتنوئیدها، فنل کل و پروتئین کل در تیمار زمانی ۱۴۴ ساعت با کمترین فعالیت آنزیم‌های دفاعی در این زمان همراه بود. نتایج نشان می‌دهد ترکیب مناسبی از آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی منجر به حفاظت گیاه و تنظیم هموستازی در مقابله با شرایط تنش شده‌اند.

واژه‌های کلیدی: مقاومت القایی، پسته، *Pistachia vera*، پسیل معمولی پسته، *Agonoscena pistaciae*

*نویسنده مسئول: vnaveh@ut.ac.ir

مقدمه

درخت پسته بومی غرب آسیا است و بزرگ‌ترین تراکم گونه‌های پسته در غرب آسیا و در نواحی مدیترانه یافت می‌شود (Zohary, 1995; Tous and Ferguson, 1996). پسیل معمولی پسته *Aganoscena pistaciae* Burckhrdt and Lauterer (Hemiptera: Aphalaridae) به عنوان مهم‌ترین آفت درختان پسته خسارت شدیدی به پسته‌کاری‌های ایران وارد می‌سازد (مهرنژاد، ۱۳۹۲). پسیل معمولی پسته در شرایط آب و هوایی رفسنجان حداقل ۵ نسل در سال دارد (Hassani *et al*., 2010). این آفت در بسیاری از نواحی کشت پسته در اطراف ایران مانند ارمنستان، عراق، ترکیه و ترکمنستان و همچنین در کشورهای منطقه مدیترانه مانند یونان و سوریه مهم‌ترین آفت درختان پسته محسوب می‌شود (Burckhardt and Lauterer, 1989; Mart *et al*., 1994; Mehrnejad, 2001; Souliotis *et al*., 2002; Anagnou-Veroniki *et al*., 2008). جمعیت پسیل معمولی پسته پس از رشد جوانه‌ها در ابتدای بهار تا اوایل تابستان به سرعت افزایش یافته و پس از آن تا زمان ریزش برگ‌ها در پاییز روی درختان پسته حضور دارد. پوره و حشرات کامل پسیل پسته شیره گیاهی را از برگ‌ها مکیده و تولید مقدار فراوانی عسلک می‌کنند که در مجاورت هوا خشک شده و موجب سوختگی برگ و میوه‌ها، کاهش قوت گیاه، بی‌برگی، کوتولگی، باردهی کم و ریزش جوانه‌ها شده و منجر به خسارت اقتصادی شدید می‌شود (Mehrnejad, 2001; Samih *et al*., 2005).

گیاهان به کمک سازوکارهای مورفولوژیکی، بیوشیمیایی و مولکولی به تغذیه آفات خود پاسخ می‌دهند. دفاع القایی نوعی از مقاومت است که با فعال شدن مسیرهای دفاعی برنامه ریزی شده به صورت ژنتیکی در گیاهان میزبان ایجاد شده که اثر حمله‌های بعدی را کاهش می‌دهد (Agrawal, 1999). مقاومت القایی روی تغذیه، رشد و زنده‌مانی حشرات اثر نامطلوب باقی می‌گذارد (Howe and Jander, 2008; Wu and Baldwin, 2010; War *et al*., 2011) و این اثرات بخش اصلی دفاع گیاه علیه حشرات گیاه‌خوار است. مقاومت القایی در درختان با طول عمر زیاد، می‌تواند به صورت سیستم پایدار و مؤثر علیه بسیاری از آفات و بیماری‌های گیاهی عمل کند (Vallad and Goodman, 2004).

گیاهان در پاسخ به انواع محرک‌های خارجی، گونه‌های فعال اکسیژن[1] تولید می‌کنند (Mittler, 2002; Neill *et al*., 2002; Overmyer *et al*., 2003). سوپراکسید (Superoxide) و هیدروژن پراکسید (Hydrogen peroxide) مهم‌ترین گونه‌های فعال اکسیژن هستند و در پاسخ به تنش‌های زیستی مانند تغذیه گیاهخوارها و پاتوژن‌ها یا تنش‌های غیر زیستی مانند شدت نور زیاد و سرما تجمع می‌یابند (Gills and Tuteja, 2010). سطوح بالای گونه‌های فعال اکسیژن می‌تواند به بدن موجودات زنده آسیب برساند. این ترکیبات منجر به پراکسیداسیون لیپیدهای غشا (Chen *et al*., 2000)، تخریب پروتئین‌ها (Jiang and Zhang, 2001) و اسیدهای نوکلئیک (Hagar *et al*., 1996) می‌شود. با وجود این، گونه‌های فعال اکسیژن موجب انتقال پیام در مراحل اولیه پاسخ به تنش شده و سازوکارهای دفاعی سلول را فعال می‌کنند. گیاهان برای جلوگیری از آسیب تنش اکسیداتیو حاصل از تولید گونه‌های فعال اکسیژن، سازوکارهای حفاظتی پیچیده‌ای برای پاکسازی گونه‌های فعال اکسیژن به کار می‌گیرند (Howe and Schilmiller, 2002). یکی از سازوکارهای گیاهان برای کاهش اثر مخرب گونه‌های فعال اکسیژن، سیستم دفاعی آنتی‌اکسیدانی (آنزیمی و غیر آنزیمی) است. در دفاع القایی گیاهان آنزیم‌های دفاعی مختلف مانند پراکسیدازها (Peroxidases)، پلی‌فنل‌اکسیدازها (Polyphenol oxidases)، سوپراکسیددیسموتاز (Superoxide dismutase)، آسکوربات پراکسیداز (Ascorbate peroxidase) و کاتالاز (Catalase) دخالت دارند (Rani and Jyothsna, 2010; War *et al*., 2011). این آنزیم‌ها نقش مهمی در دفاع گیاه علیه تنش‌های مختلف شامل

1. Reactive oxygen species (ROS)

گیاهخواری حشرات دارند (Yasur *et al*., 2009; War *et al*., 2011; War *et al*., 2013).

کربوهیدرات‌های محلول در شرایط تنش در گیاه تجمع یافته و به عنوان عوامل اسمزی یا حفاظت کننده‌های اسمزی موجب پایداری پروتئین‌ها و غشاها می‌شوند (Sánchez *et al*., 1998). ترکیبات فنلی در گیاهان نقش‌های متعددی از جمله نقش ساختاری در دیواره سلولی، تنظیم رشد و نمو، سازوکارهای دفاعی در برابر تنش‌های زیستی و غیر زیستی بر عهده دارند (Cheynier *et al*., 2013). افزایش ترکیبات فنلی واکنشی رایج در پاسخ به گیاهخواری بوده و افزایش محتوای ترکیبات فنلی روی گیاهخوارها اثر منفی دارد (Karban and Baldwin, 2007).

در کشورهای تولید کننده پسته، پژوهش‌های متعددی با تمرکز بر پسیل معمولی پسته انجام شده است. بخش زیادی از این بررسی‌ها توسط پژوهشگران ایرانی صورت گرفته که آفت را از جنبه‌های مختلف بررسی کرده‌اند (Hassani *et al*., 2010; Najafpour *et al*., 2010; Jalaeian and Karimi- Malati, 2013; Karimi *et al*., 2014; Mehrnejad, 2014; Alizadeh *et al*., 2018; Gholam *et al*., 2018; Mostafavi *et al*., 2018; Ghamari *et al*., 2019). بین ارقام تجاری پسته، رقم اکبری بیشترین حساسیت را به تغذیه پسیل معمولی پسته دارد، به طوری که این حشره تراکم جمعیت بالاتری در این رقم ایجاد می‌کند؛ همچنین در اثر تغذیه حشره، نسبت به سایر ارقام، سریع‌تر دچار برگ‌ریزی می‌شود (Mehrnejad, 2014). با وجود اهمیت پسته و تلاش باغداران برای جلوگیری از کاهش محصول ناشی از تغذیه پسیل معمولی پسته، تاکنون سازوکار دفاعی گیاه در برابر تغذیه این آفت، ناشناخته باقی مانده است. در این مطالعه اثر زمان تغذیه آفت بر پاسخ‌های دفاعی گیاه مورد بررسی قرار گرفته است. به دلیل رشد سریع پوره‌ها و عدم امکان حفظ آن‌ها در حالت پورگی زمان این آزمایش به ۸ روز (۱۹۲ ساعت) محدود شده است. بر اساس پیش‌آزمایش‌های صورت گرفته، در شرایط آزمایشگاهی پس از این مدت، برخی از پوره‌ها به حشره کامل تبدیل شده و میزان تغذیه کاهش می‌یافت. همچنین مدت زمان طولانی تیمار گیاهان با آفت، منجر به برگریزی گیاه می‌شد. همچنین استفاده از سنین مختلف پورگی به دلیل شبیه‌سازی آزمایش با شرایط طبیعی موجود در باغ‌های پسته انجام شد. نتایج حاصل از این مطالعه می‌تواند منجر به درک بهتر برهمکنش آفت و گیاه شود.

مواد و روش‌ها

کشت گیاهان

در این مطالعه از دانهال رقم پسته اکبری (Super Long) استفاده شد. به این ترتیب که بذرهای پسته، به مدت ۲۴ ساعت در آب قرار داده شدند و پس از ضدعفونی با قارچکش بنومیل، تا زمان جوانه‌زنی در محیط مرطوب قرار گرفتند. دو ماه پس از کشت در دوره نوری ۸ : ۱۶ ساعت روشنایی: تاریکی و دمای ۲ ± ۲۳ درجه سلسیوس و رطوبت نسبی بین ۳۰ تا ۴۰ درصد، گیاهان ۱۲ تا ۱۵ برگی برای آزمایش مورد استفاده قرار گرفتند.

حشرات آزمایش

در تاریخ ۱۲ خرداد ماه ۱۳۹۷ پسیل معمولی پسته از پسته-کاری‌های شهرستان بوئین زهرا (به مختصات "35º45'37 N، "50º9'6 E) در ارتفاع ۱۱۹۸ متر از سطح دریا جمع‌آوری شد. برگ‌های جمع‌آوری شده حاوی آفت، روی گیاهان کاشته شده قرار داده شد و از آنجا که برگ‌های درختان در حال از دست دادن رطوبت بودند، پوره‌ها به گیاهان آزمایش منتقل شدند. در هر گیاه حدود ۱۰۰ عدد پوره سنین مختلف مستقر شد و به آن‌ها اجازه تغذیه داده شد.

نمونه‌برداری از گیاهان

در زمان صفر (بدون تغذیه آفت)، ۲، ۴، ۶ ، ۴۸، ۹۶، ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت از انتقال پوره‌های پسیل به گیاه، نمونه‌های برگی در فویل آلومینیوم بسته بندی و بلافاصله در نیتروژن مایع منجمد شده و تا زمان انجام آزمایش در دمای ۸۰- درجه سلسیوس نگهداری شدند.

تعیین محتوای هیدروژن پراکسید

میزان ۱۰ میلی‌گرم از بافت گیاه به همراه محلول ۱ درصد تری کلرواستیک اسید همگن شد. سپس در g × ۱۲۰۰۰ به مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ شد و محلول رویی به عنوان عصاره گیاه مورد استفاده قرار گرفت. برای انجام آزمایش

۷۵ میکرولیتر از عصاره گیاهی یا غلظت‌های مختلف هیدروژن پراکسید (به عنوان استاندارد) یا محلول تری-کلرواستیک اسید یک درصد (به عنوان بلانک) و به ترتیب ۷۵ و ۱۵۰ میکرولیتر بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار (pH 6.8) و پتاسیم یدید یک دهم مولار استفاده شد و میزان جذب در طول موج ۳۹۰ نانومتر با استفاده از دستگاه اسپکتروفوتومتر (BioTek Epoch, USA) خوانده شد (Hung *et al.*, 2005). از غلظت‌های ۰/۰۸ تا ۱۰ میلی‌مولار محلول هیدروژن پراکسید به عنوان استاندارد استفاده شد.

تهیه عصاره آنزیمی

عصاره‌گیری از ۰/۱ گرم نمونه‌های برگی در بافر فسفات پتاسیم ۰/۰۵ مولار و pH= ۶/۸ و دمای ۴ درجه سلسیوس انجام شد. محلول حاصل در سانتریفوژ با g × ۱۲۰۰۰ و دمای ۴ درجه سلسیوس به مدت ۱۵ دقیقه قرار گرفته و محلول رویی به منظور اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌ها مورد استفاده قرار گرفت (Kahn, 1975). سنجش پروتئین به روش بردفورد انجام شد (Bradford, 1976). برای تهیه محلول استاندارد از آلبومین سرم گاوی در غلظت‌های ۱۰، ۵، ۲/۵، ۱/۲۵، ۰/۶۲۵، ۰/۳۱، تا ۰/۰۴ میلی‌گرم بر میلی‌لیتر استفاده شد. برای هر نمونه ۵۰۰ میکرولیتر محلول بردفورد با ۱۰ میکرولیتر از عصاره آنزیمی مخلوط شد و به مدت ۲۰ دقیقه در دمای محیط نگهداری شد. سپس برای هر نمونه نسبت جذب در ۵۹۵ به ۴۵۰ نانومتر محاسبه شد.

سنجش فعالیت سوپراکسیددیسموتاز

فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز به روش بیچامپ و فریدویچ (Beauchamp and Fridovich, 1971) انجام شد. مخلوط واکنش (شامل متیونین، اتیلن‌دی‌آمین‌استیک اسید، نیتروبلوتترازولیوم، ریبوفلاوین و ۱۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی) پس از ۲۰ دقیقه قرار گرفتن مخلوط واکنش در نور فلورسنت، در طول موج ۵۶۰ نانومتر خوانده شد.

سنجش فعالیت کاتالاز (CAT)

فعالیت آنزیم کاتالاز به روش توصیف‌شده توسط ابی و همکاران (Aebi *et al.*, 1984) و در نتیجه کاهش جذب در اثر مصرف هیدروژن پراکسید در طول موج ۲۴۰ نانومتر تعیین شد. مخلوط واکنش شامل بافر پتاسیم فسفات ۱۰۰ میلی‌مولار (pH 7.0)، هیدروژن‌پراکسید ۱۵ میلی‌مولار و ۶۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود.

سنجش فعالیت آسکوربات پراکسیداز (APX)

فعالیت آسکوربات پراکسیداز با توجه به کاهش جذب (در اثر اکسیداسیون آسکوربات) در ۲۹۰ نانومتر سنجیده شد. مخلوط واکنش شامل بافر پتاسیم فسفات ۵۰ میلی‌مولار (pH 7.0)، آسکوربات ۰/۵ میلی‌مولار، هیدروژن‌پراکسید ۰/۱ میلی‌مولار و ۲۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود (Nakano and Asada, 1981).

سنجش رنگدانه‌ها

برای استخراج رنگدانه‌ها از استون ۸۰ درصد استفاده شد. مخلوط واکنش در سه طول موج ۴۷۰، ۶۴۶ و ۶۶۳ نانومتر خوانده شد و میزان کلروفیل a، b و کاروتنوئیدها با توجه به فرمول‌های موجود تعیین شد (Lichtenthaler and Buschmann, 2001).

سنجش فنل کل

میزان فنل محلول کل به روش اینسورث و گیلسپی (Ainsworth and Gillespie, 2007) انجام شد. به منظور همگن‌سازی بافت برگ از اتانول ۸۰ درصد استفاده شد و محلول به‌دست‌آمده به مدت ۴۸ ساعت در تاریکی نگهداری شد. پس از سانتریفوژ، مایع روئی با معرف فولین‌سیوکالتئو (Folin ciocalteu) و کربنات سدیم ۷ درصد مخلوط شد. میزان جذب در طول موج ۷۶۵ نانومتر خوانده شد. برای به‌دست آوردن مقدار فنل کل از منحنی استاندارد اسید گالیک استفاده شد.

کربوهیدرات محلول کل

۱۰ میلی‌گرم از برگ پسته در اتانول ۹۵ درصد به وسیله هاون چینی همگن شد. پس از سانتریفوژ، محلول رویی به معرف آنترون اضافه و در حمام آب جوش قرار داده شد. پس از سرد شدن، میزان جذب در طول موج ۶۲۵ نانومتر مورد بررسی قرار گرفت (Laurentin and Edwards, 2003).

تجزیه و تحلیل داده‌ها

آزمایش‌ها با طرح کاملاً تصادفی انجام شد. تمام آزمایش‌ها در سه تکرار انجام شد. تجزیه داده‌ها با تجزیه

واریانس یک طرفه (One-way ANOVA) انجام شد و مقایسه میانگین داده‌های مختلف به کمک آزمون LSD در سطح احتمال ۵ درصد و با استفاده از نرم‌افزار SAS صورت گرفت.

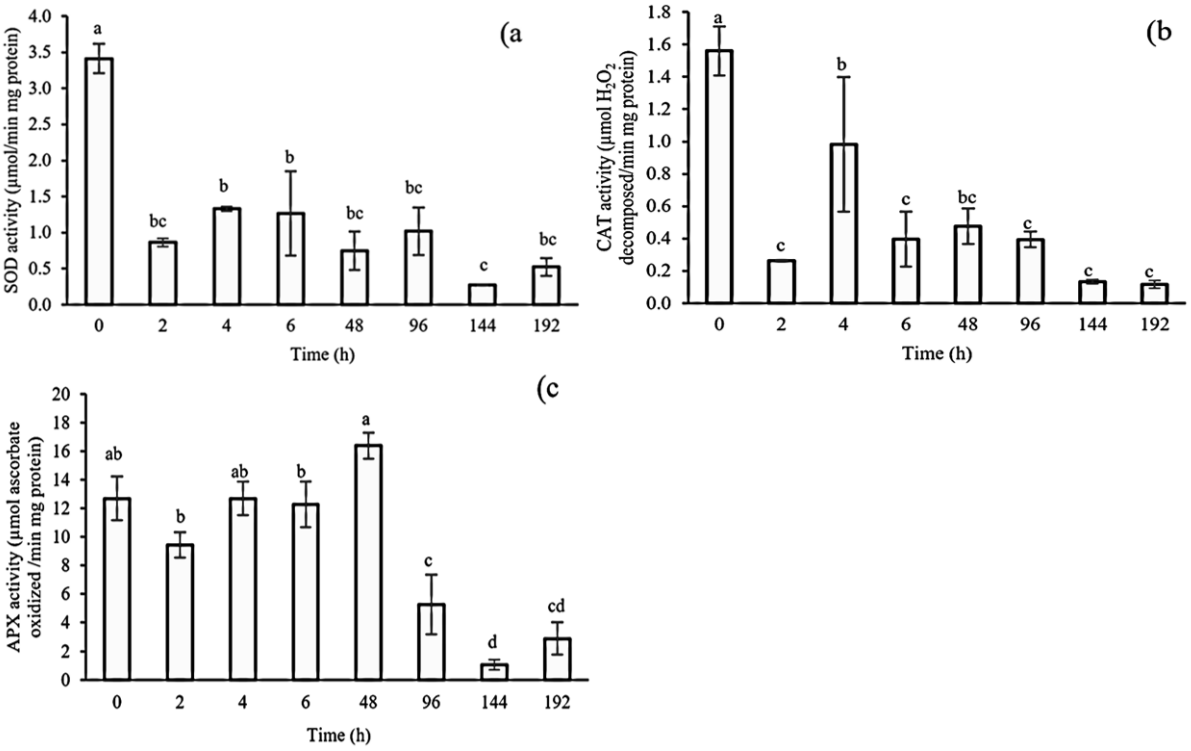
نتایج و بحث

محتوای هیدروژن‌پراکسید طی ۱۹۲ ساعت (۸ روز) تغذیه پسیل معمولی پسته، بین ۰/۶۵ تا ۰/۷۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تر در نوسان بود. در تیمارهای ۲ و ۹۶ ساعت، کاهش معنی‌دار مشاهده شد؛ در حالی که سایر تیمارها با شاهد اختلاف معنی‌دار نداشتند (F= 1.58, df=7,16; P>0.05) (شکل ۲). گیاهان قادرند بین مقادیر تولید گونه‌های فعال اکسیژن (به عنوان سیگنال دفاعی) و تولید آنزیم‌های سم‌زدا (برای غلبه بر آسیب اکسیداتیو گونه‌های فعال اکسیژن) تعادل برقرار کنند (Zhu-Salzman *et al*., 2004). هیدروژن‌پراکسید از مهم‌ترین گونه‌های فعال اکسیژن بوده و به دلیل طول عمر مناسب و قابلیت انتشار در سلول، شاخص مناسبی برای سنجش میزان خسارت وارد شده است. در سلول‌های گیاهی، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی مانند سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز و آسکوربات‌پراکسیداز نقش عمده‌ای را در پاکسازی گونه‌های فعال اکسیژن ایفا می‌کنند (Maffei *et al*., 2007). بر این اساس در شرایط آزمایش، تنش گیاهخواری پسیل معمولی پسته قابل تحمل بوده است.

تغذیه گیاهخوارها می‌تواند بیان برخی آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی را افزایش دهد و برخی را متوقف نماید (Zhu-Salzman *et al*., 2004; Khattab, 2007). اولین آنزیمی که در دفاع علیه تنش‌های اکسیداتیو ایجاد شده توسط گیاهخواران نقش عمده ایفا می‌کند، سوپراکسیددیسموتاز است که رادیکال سوپراکسید را به مولکول اکسیژن و هیدروژن پراکسید که آسیب کمتری برای سلول دارد، کاتالیز می‌کند (Hayyan *et al*., 2016). بیشترین وکمترین میزان فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز به‌ترتیب در زمان صفر و ۱۴۴ ساعت مشاهده شد و در اثر تغذیه پسیل معمولی پسته کاهش معنی‌دار در فعالیت سوپراکسیددیسموتاز تیمارهای ۲ تا ۱۹۲ ساعت در مقایسه با شاهد (گیاهان بدون تنش گیاهخواری) مشاهده شد (F=12.91; df=7,16; P<0.05) (شکل ۱). مقایسه کاهش فعالیت این آنزیم و ثابت باقی ماندن هیدروژن‌پراکسید نشان‌دهنده فعالیت مطلوب این آنزیم در کنترل تنش و در نتیجه از بین رفتن مقادیر زیادی از آنزیم سوپراکسیددیسموتاز است. دو آنزیم مهم دیگر در پاکسازی گونه‌های فعال اکسیژن، آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز هستند که هیدروژن پراکسید تولید شده را به آب و اکسیژن تبدیل می‌کنند. کاتالاز در مقاومت دیواره سلولی گیاهان نقش داشته (Mittler, 2002) و به عنوان سیگنال القاء ژن‌های دفاعی عمل می‌کند (Chen *et al*., 2000). در اثر تغذیه پسیل کاهش معنی‌دار در فعالیت کاتالاز مشاهده شد و از ۲ تا ۱۹۲ ساعت میزان فعالیت این آنزیم نوسان داشت و روند مشخصی مشاهده نشد (F=8.10; df=7,16; P<0.05). بیشترین میزان فعالیت آنزیم کاتالاز در زمان صفر و کمترین آن کاتالاز در ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت بود (شکل ۱). در برخی منابع گفته شده که کاهش فعالیت کاتالاز کمک می‌کند تا سطح هیدروژن پراکسید بالا باقی مانده و بر تغذیه حشره اثر منفی بگذارد (Mai *et al*., 2013). در پژوهش‌های دیگری نیز کاهش فعالیت کاتالاز پس از تغذیه حشرات مکنده گزارش شده است (Mohase and Van der Westhuizen, 2002; Zhu-Salzman *et al*., 2004; Rani and Jyothsna, 2010). آنزیم آسکوربات پراکسیداز از آسکوربات به عنوان دهنده الکترون در احیای هیدروژن‌پراکسید به آب استفاده می‌کند؛ این آنزیم در کلروپلاست، سیتوزول، میتوکندری و پراکسی‌زوم‌ها در پاکسازی گونه‌های فعال اکسیژن نقش دارد و کارایی بیشتری در مقایسه با کاتالاز دارد. نتایج به‌دست آمده نیز این موضوع را تأیید می‌کند، به طوری که فعالیت آسکوربات پراکسیداز بیشتر از کاتالاز بوده است، زیرا میزان فعالیت مدت زمان بیشتری در حد شاهد بود. در تیمارهای ۲ تا ۴۸ ساعت اختلاف معنی‌دار در فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز با زمان صفر مشاهده نشد، در حالی که پس از ۹۶ ساعت و تا ۱۹۲ ساعت تغذیه آفت، میزان فعالیت کاهش معنی‌دار داشت

(F=17.32; df=7,16; P<0.05). بیشترین و کمترین میزان فعالیت به‌ترتیب در ۴۸ و ۱۴۴ ساعت مشاهده شد. الگوی تغییرات در فعالیت دو آنزیم کاتالاز و سوپراکسیددیسموتاز مشابه بود و با شروع تغذیه آفت، کاهش قابل توجهی در میزان فعالیت این دو آنزیم مشاهده شد. نتایج نشان می‌دهد آنزیم‌های مورد مطالعه به خوبی فعالیت کرده و سطح هیدروژن‌پراکسید را در حد شاهد باقی نگاه داشته‌اند و در نتیجه از بین رفتن در واکنش‌های دفاعی، در مقایسه با شاهد فعالیت آنزیمی کمتری مشاهده شده است.

در پژوهش‌های متعدد گزارش‌هایی از افزایش آنزیم‌های دفاعی در شرایط تنش گیاهخواری وجود دارد (Ferry *et al*., 2011; Mai *et al*., 2013). همچنین در پژوهش‌هایی، عدم تغییر در فعالیت آنزیم‌های دفاعی کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز (Gomez *et al*., 2004) و کاهش فعالیت در آنزیم‌های دفاعی سوپراکسیددیسموتاز، آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز در اثر تغذیه آفت مکنده به ثبت رسیده است (Khattab, 2007).



Means followed by different lowercase letters are significantly different by the LSD test at $P \leq 0.05$.

شکل ۱- تغییر میانگین میزان فعالیت ویژه (± خطای معیار) a) آنزیم سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، b) کاتالاز (CAT)، c) آسکوربات پراکسیداز (APX) در برگ پسته رقم اکبری در زمان‌های صفر (شاهد) و ۲، ۴، ۶، ۴۸، ۹۶، ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت پس از تغذیه پوره‌های سنین مختلف پسیل معمولی پسته، *Agonoscena pistaciae*

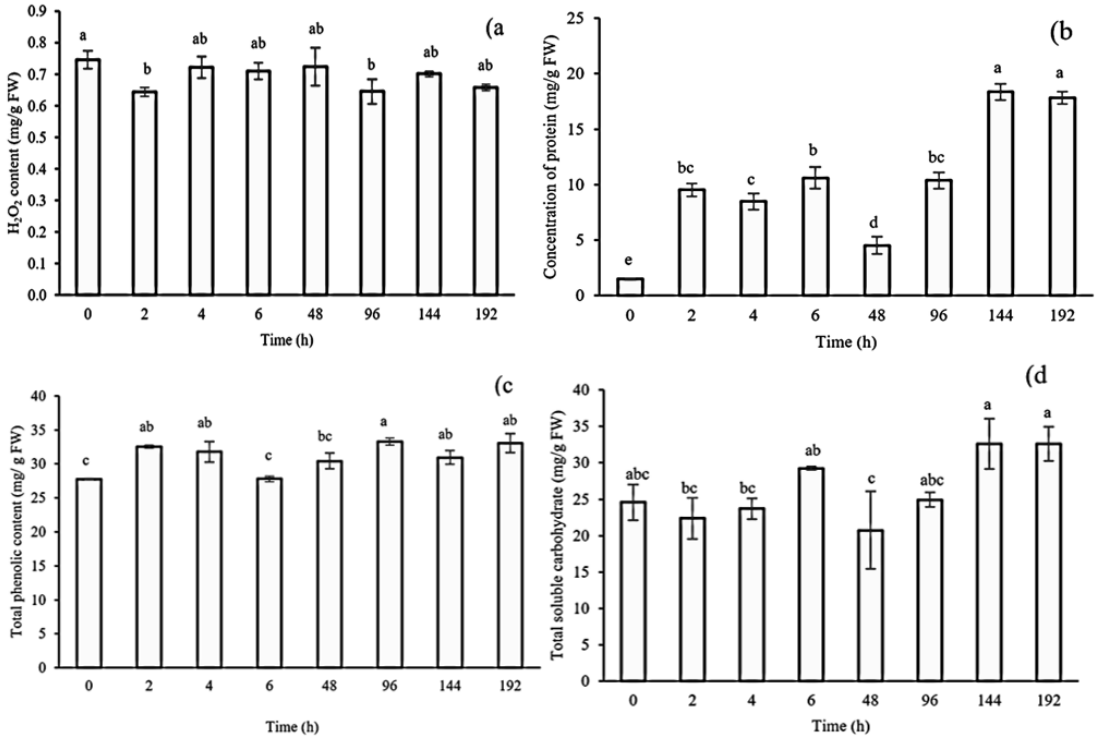
Figure 1. Changes in specific activity (±SE) of a) superoxide dismutase (SOD), b) catalase (CAT), c) ascorbate peroxidase (APX) in leaf tissue of pistachio Akbari cultivar at zero (control) and 2, 4, 6, 48, 96, 144, and 192 h after feeding of different nymphal instars of the common *Agonoscena pistaciae*

غلظت پروتئین بین ۰/۰۸۶ ± ۱/۵ (شاهد) تا ۰/۷۰۲ ± ۱۸/۳۵ (در تیمار ۱۴۴ ساعت) میلی‌گرم بر گرم وزن تر (mg/g FW) در نوسان بود. در اثر تغذیه آفت افزایش معنی‌دار در غلظت پروتئین مشاهده شد ($F=71.81$; $df=7,16$; $P<0.05$). افزایش غلظت پروتئین کل نشان-دهنده تولید پروتئین‌های مختلف در اثر تغذیه پسیل معمولی پسته است. بخشی از این پروتئین‌ها از جمله آنزیم‌های آنتی-اکسیدانی در مسیر دفاعی ایفای نقش می‌کنند. محتوای فنل کل در زمان‌های مختلف نمونه‌برداری بین ۸۵ تا ۲۳ میلی‌گرم بر گرم وزن تر در نوسان بود و بیشترین میزان مربوط به ۱۹۲ ساعت بود. با شروع تغذیه آفت افزایش معنی‌دار در فنل کل مشاهده شد و تنها در تیمار ۶ و ۴۸ ساعت اختلاف معنی‌دار نبود ($F=5.55$; $df=7,16$; $P<0.05$) (شکل ۲). بر اساس نتایج به نظر می‌رسد که تغذیه پسیل موجب افزایش ترکیبات فنلی گیاه شده است. ترکیبات فنلی به عنوان پیش‌ماده آنزیم-های آنتی اکسیدانی عمل می‌کنند. همچنین نقش دورکنندگی داشته و می‌توانند مانع از تغذیه حشرات گیاهخوار شوند (Harborne and Williams, 2001). در پژوهش‌های بسیاری، میزان غلظت ترکیبات فنلی را در ارتباط با میزان بافت آسیب دیده توسط تغذیه یا آلودگی به پاتوژن‌ها دانسته‌اند (Hildebrand *et al*., 1986; Felton *et al*., 1992; Rani and Jyothsna, 2009; Jyothsna *et al*., 2009). ترکیبات فنلی گیاهان می‌توانند روی تغذیه، رشد و زنده‌مانی حشرات گیاهخوار تغذیه کننده از آن‌ها اثرات سوء ایجاد کنند. غلظت ترکیبات فنلی سمی در گیاهان در توقف فعالیت آفت نقش کلیدی داشته و تجمع آن‌ها در بخش‌های خاصی از گیاه به صورت سد تغذیه‌ای عمل می-کند (Castellanos *et al*., 1997; Gronquist *et al*., 2001; Harborne, 2001; Simmonds, 2003).

گیاهان از انرژی خورشید برای تثبیت دی‌اکسیدکربن به کربوهیدرات‌ها (به عنوان منبع اولیه انرژی) به منظور رشد و نمو و تکثیر خود بهره می‌برند. همچنین تعادل بین پروتئین و کربوهیدرات گیاه، روی رشد حشرات بسیار مؤثر است (Roeder and Behmer, 2014). در این مطالعه، میزان کربوهیدرات محلول کل در زمان‌های مختلف نوسان داشت (بین ۲۰ تا ۳۲ میلی‌گرم بر گرم وزن تر)، با این وجود اختلاف معنی‌داری با تیمار شاهد مشاهده نشد ($F=2.65$; $df=7,16$; $P>0.05$). بیشترین مقادیر در ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت و کمترین مقدار در ۴۸ ساعت تعیین شد (شکل ۲). کربوهیدرات‌های محلول از مهم‌ترین ذخایر متابولیکی و پیش‌ماده ترکیبات متعدد ضروری برای رشد و نمو گیاهان بوده و همچنین نقش سیگنال‌دهی در تنش‌های گیاهی ایفا می‌کنند. تنش گیاهخواری بر کمیت و نوع کربوهیدرات‌های محلول مؤثر است. این تغییرات می‌تواند بر اساس افزایش یا کاهش در بیوسنتز کربوهیدرات‌ها، تبدیل نشاسته یا دیگر ترکیبات ذخیره‌ای به قندهای محلول و یا شکستن پلی‌ساکاریدهای دیواره سلولی و انتقال کربوهیدرات‌های محلول به برگ‌ها باشد. مهم‌ترین نقش کربوهیدرات‌ها، اثر روی ترکیبات اسمزی بیان شده است (Roitsch, 1999).

بیشترین مقادیر کلروفیل a، b و کاروتنوئیدها در ۱۴۴ ساعت و کمترین آن‌ها در ۴ ساعت به دست آمد و تغییرات در هر سه رنگدانه با الگوی مشابهی نوسان داشت (شکل ۳). کلروفیل‌ها نقش فتوسنتزی دارند و شاخص رشد گیاه به شمار می‌روند (Gitelson and Merzlyak, 1997). میزان کلروفیل در اثر تغذیه پسیل معمولی پسته، دچار نوسان شده و در ۱۴۴ ساعت افزایش معنی‌دار در میزان کلروفیل a ($F=15.98$; $df=7,16$; $P<0.05$) و b ($F=9.97$; $df=7,16$; $P<0.05$) مشاهده شده است. نتایج نشان می‌دهد گیاهان آزمایش در مدت زمانی که تحت تنش گیاه‌خواری بوده‌اند، به خوبی فتوسنتز کرده و بنابراین گیاه در شرایط تنش، در روند بهبودی قرار داشته است. کاروتنوئیدها علاوه بر عملکرد به عنوان رنگدانه، در سیستم آنتی‌اکسیدانی غیرآنزیمی نیز نقش دارند. روند تغییرات میزان کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها مشابه بوده است. با این حال، افزایش کاروتنوئیدها در ۱۴۴ ساعت می‌تواند به دلیل نقش آنتی-اکسیدانی این ترکیبات باشد. کاروتنوئیدها هم به عنوان رنگدانه و هم بخشی از دفاع آنتی‌اکسیدانی عمل می‌کنند.

1. Fresh weight



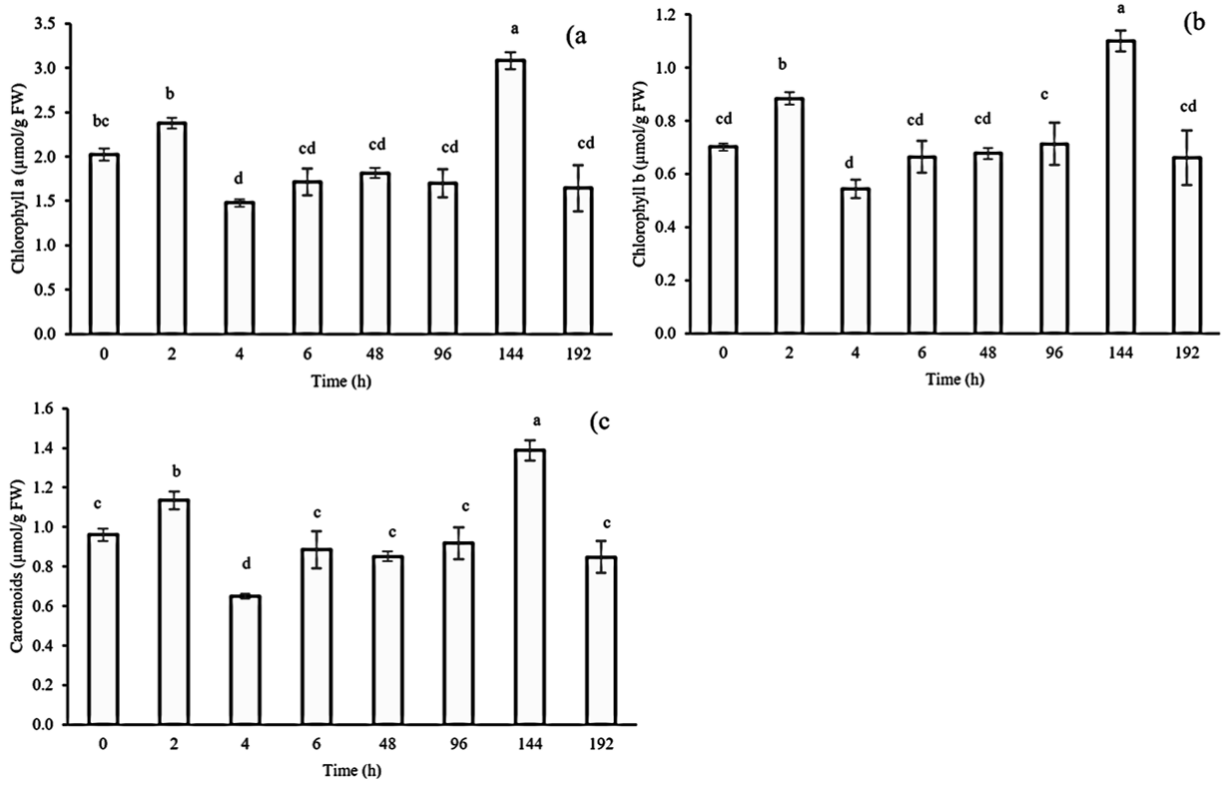
Means followed by different lowercase letters are significantly different by the LSD test at $P \leq 0.05$.

شکل ۲- تغییر a) محتوای هیدروژن پراکسید، b) غلظت پروتئین، c) محتوای فنل کل، d) کربوهیدرات محلول کل در برگ پسته رقم اکبری در زمان‌های صفر (شاهد)، ۲، ۴، ۶، ۴۸، ۹۶، ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت پس از تغذیه پوره‌های سنین مختلف پسیل معمولی پسته *Agonoscena pistaciae*

Figure 2. Changes in a) hydrogen peroxide, b) concentration of protein, c) total phenolic content, d) total soluble carbohydrate in leaf tissue of pistachio Akbari cultivar at zero (control), 2, 4, 6, 48, 96, 144, and 192 h after feeding of different nymphal instars of the common *Agonoscena pistaciae*.

نقش آنتی‌اکسیدانی کاروتنوئیدها توسط اینز و مونتاگو در سال ۲۰۰۰ (Inze and Montagu, 2000) به خوبی مورد بحث قرار گرفته است. کاروتنوئیدها غلظت یون سوپراکسید را کاهش داده و از تشکیل رادیکال هیدروکسید جلوگیری می‌کنند (Candan and Tarhan, 2003). تغییرات کاروتنوئیدها در پاسخ به تغذیه پسیل معمولی پسته با الگویی مشابه با کلروفیل‌ها در نوسان بود ($F=13.68$; $df=7,16$; $P<0.05$). از تغییرات رنگدانه‌ها می‌توان نتیجه گرفت که در مدت زمان آزمایش و با توجه به تعداد حشرات تغذیه‌کننده، گیاه رشد عادی و مطلوب خود را حفظ نموده و روند بهبودی پس از تغذیه آفت را طی کرده است.

به طور کلی آنزیم‌های دفاعی که در این پژوهش مطالعه شده‌اند، به طور تقریبی تا ۹۶ ساعت از آسیب‌های گونه‌های فعال اکسیژن جلوگیری کرده‌اند و در زمان‌های پایانی مطالعه نقش آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی و به ویژه کربوهیدرات محلول کل بیشتر شده است. در زمان‌های پایانی مطالعه فعالیت بیشتری در آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی مشاهده شد که افزایش این آنتی‌اکسیدان‌ها همزمان با کاهش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و سوپراکسیددیسموتاز به ویژه در ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت بود. با توجه به شاخص‌های رشد و میزان خسارت آفت، با وجود تغذیه تعداد زیادی پوره‌های پسیل روی هر گیاه، تنش ایجاد شده به خوبی کنترل شده است. می‌توان نتیجه گرفت پسته رقم اکبری که در میان ارقام تجاری حساس‌ترین رقم به تغذیه پسیل معمولی پسته است، در شرایط آزمایش (تحت تغذیه تعداد زیادی پوره پسیل) کارایی مناسبی در ایجاد تعادل بین عوامل دفاعی و رشد خود برقرار می‌کند.



Means followed by different lowercase letters are significantly different by the LSD test at $P \leq 0.05$.

شکل ۳- a) تغییر محتوای کلروفیل a، b) کلروفیل b و c) کاروتنوئیدها در برگ پسته رقم اکبری در زمان‌های صفر (شاهد)، ۲، ۴، ۶، ۴۸، ۹۶، ۱۴۴ و ۱۹۲ ساعت پس از تغذیه پوره‌های سنین مختلف پسیل معمولی پسته *Agonoscena pistaciae*

Figure 3. Changes in a) chlorophyll a, b) chlorophyll b and c) carotenoids in leaf tissue of pistachio Akbari cultivar at zero (control), 2, 4, 6, 48, 96, 144, and 192 h after feeding of different nymphal instars of the common *Agonoscena pistaciae*

References

Aebi, H. 1984. Catalase in vitro. **Methods in Enzymology** 105: 121-126.

Afiyanti, M. and Chen, H. J. 2014. Catalase activity is modulated by calcium and calmodulin in detached mature leaves of sweet potato. **Journal of Plant Physiology** 171(2): 35-47.

Agrawal, A. A. 1999. Induced plant defense: evolution of induction and adaptive phenotypic plasticity. Inducible plant defenses against pathogens and herbivores: biochemistry, ecology, and agriculture. American Phytopathological Society Press, St. Paul, MN, pp. 251-268.

Ainsworth, E. A. and Gillespie, K. M. 2007. Estimation of total phenolic content and other oxidation substrates in plant tissues using Folin–Ciocalteu reagent. **Nature Protocols** 2(4): 875.

Alizadeh, A., Mosaei, N. and Alipour, A. 2018. Toxicity and biochemical effects of some pesticides on the pistachio psyllid, *Agonoscena pistaciae* (Hem.: Psyllidae) in the field conditions. **Plant Pest Research** 8(1): 29-43 (in Farsi).

Anagnou-Veroniki, M., Papaioannou-Souliotis, P., Karanastasi, E. and Giannopolitis, C. N. 2008. New records of plant pests and weeds in Greece, 1990-2007. **Hellenic Plant Protection Journal** 1(2): 55-78.

Beauchamp, C. and Fridovich, I. 1971. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. **Analytical Biochemistry** 44(1): 276-287.

Bi, J. L. and Felton, G. W. 1995. Foliar oxidative stress and insect herbivory: primary compounds, secondary metabolites, and reactive oxygen species as components of induced resistance. **Journal of Chemical Ecology** 21(10): 1511-1530.

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(1-2): 248-254.

Burckhardt, D. and Lauterer, P. 1989. Systematics and biology of the Rhinocolinae (Homoptera: Psylloidea). **Journal of Natural History** 23(3): 643-712.

Candan, N. and Tarhan, L. 2003. Changes in chlorophyll-carotenoid contents, antioxidant enzyme activities and lipid peroxidation levels in Zn-stressed *Mentha pulegium*. **Turkish Journal of Chemistry** 27(1): 21-30.

Castellanos, I. and Espinosa-García, F. J. 1997. Plant secondary metabolite diversity as a resistance trait against insects: a test with *Sitophilus granarius* (Coleoptera: Curculionidae) and seed secondary metabolites. **Biochemical Systematics and Ecology** 25(7): 591-602.

Chen, W. P., Li, P. H. and Chen, T. H. H. 2000. Glycinebetaine increases chilling tolerance and reduces chilling- induced lipid peroxidation in *Zea mays* L. **Plant, Cell and Environment** 23(6): 609-618.

Cheynier, V., Comte, G., Davies, K. M., Lattanzio, V. and Martens, S. 2013. Plant phenolics: recent advances on their biosynthesis, genetics, and ecophysiology. **Plant Physiology and Biochemistry** 72: 1-20.

Crawley, M. J. 1989. Insect herbivores and plant population dynamics. **Annual Review of Entomology** 34(1): 531-562.

Felton, G. W., Donato, K. K., Broadway, R. M. and Duffey, S. S. 1992. Impact of oxidized plant phenolics on the nutritional quality of dietar protein to a noctuid herbivore, *Spodoptera exigua*. **Journal of Insect Physiology** 38(4): 277-285.

Ferry, N., Stavroulakis, S., Guan, W., Davison, G. M., Bell, H. A., Weaver, R. J. and Gatehouse, A. M. 2011. Molecular interactions between wheat and cereal aphid (*Sitobion avenae*): analysis of changes to the wheat proteome. **Proteomics** 11(10): 1985-2002.

Ghamari, M., Hosseininaveh, V., Telebi Jahromi, Kh., Nozari, J. and Allahyari, H. 2019 Identification of volatile organic compounds of pistachio trees and their role in attraction of common pistachio psyllid, *Agonoscena pistaciae* (Hemiptera: Aphalaridae). **Iranian Journal of Plant Protection Science (Iranian Journal of Agricultural Sciences)** 49(2): 243-254 (in Farsi).

Gholam, M. S., Moeini, N. N. and Naderloo, L. 2018. Population density of *Agonoscena pistaciae* (Hemiptera: Psyllidae) and spatial distribution pattern of its nymphs on three pistachio varieties in Khorasan Razavi province. **Iranian Journal of Plant Protection Science (Iranian Journal of Agricultural Sciences)** 49(1): 57-67 (in Farsi).

Gill, S. S., and Tuteja, N. 2010. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry** 48(12): 909-930.

Gitelson, A. A. and Merzlyak, M. N. 1997. Remote estimation of chlorophyll content in higher plant leaves. **International Journal of Remote Sensing** 18(12): 2691-2697.

Gomez, S. K., Oosterhuis, D. M., Rajguru, S. N., Johnson, D. R. and Gomez, S. K. 2004. Molecular biology and physiology foliar antioxidant enzyme responses in cotton after aphid herbivory. **Journal of Cotton Science** 8: 99-104.

Gronquist, M., Bezzerides, A., Attygalle, A., Meinwald, J., Eisner, M. and Eisner, T. 2001. Attractive and defensive functions of the ultraviolet pigments of a flower (*Hypericum calycinum*). **Proceedings of the National Academy of Sciences** 98(24): 13745-13750.

Hagar, H. A. N. A. N., Ueda, N. O. R. I. S. H. I. and Shah, S. V. 1996. Role of reactive oxygen metabolites in DNA damage and cell death in chemical hypoxic injury to LLC-PK1 cells. **American Journal of Physiology-Renal Physiology** 271(1): F209-F215.

Harborne, J. B. 2001. Twenty-five years of chemical ecology. **Natural Product Reports** 18(4): 361-379.

Harborne, J. B. and Williams, C. A. 2001. Anthocyanins and other flavonoids. **Natural Product Reports** 18(3): 310-333.

Hassani, M., Nouri, G. G., Izadi, H. and Shojai, M. 2010. Population fluctuations of pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae* (Hemiptera: Psyllidae), in Rafsanjan region. **Iranian Journal of Plant Protection Science (Iranian Journal of Agricultural Sciences)** 40(2): 93-98 (in Farsi).

Hayyan, M., Hashim, M. A., Al Nashef, I. M. 2016. Superoxide Ion: Generation and Chemical Implications. **Chemical Review** 116 (5): 3029–3085.

Hildebrand, D. F., Rodriguez, J. G., Brown, G. C., Luu, K. T. and Volden, C. S. 1986. Peroxidative responses of leaves in two soybean genotypes injured by two spotted spider mites (Acari: Tetranychidae). **Journal of Economic Entomology** 79(6): 1459-1465.

Howe, G. A. and Jander, G. 2008. Plant immunity to insect herbivores. **Annual Review of Plant Biology** 59: 41-66.

Howe, G. A. and Schilmiller, A. L. 2002. Oxylipin metabolism in response to stress. **Current Opinion in Plant Biology** 5(3): 230-236.

Inze, D. and Montagu, M. V. 2000. Oxidative stress in plants. Cornawall, Great Britain. 321 p.

Jalaeian, M. and Karimi- Malati, A. 2013. Comparison of common pistachio psylla (*Agonoscena pistaciae*) population on main native and non- native pistachio varieties in Khorasan Razavi Province. **Plant Pest Research** 2(4): 45-54(in Farsi).

Jiang, M. and Zhang, J. 2001. Effect of abscisic acid on active oxygen species, antioxidative defence system and oxidative damage in leaves of maize seedlings. **Plant and Cell Physiology** 42(11): 1265-1273.

Jyothsna, Y., Kapil, M. and Usha Rani, P. 2009. Effects of herbivore feeding on biochemical and nutrient profile of castor bean, *Ricinus communis* L. plants. **Allelopathy Journal** 24(1): 131-142.

Kahn, V. 1975. Polyphenol oxidase activity and browning of three avocado varieties. **Journal of the Science of Food and Agriculture** 26(9): 1319-1324.

Karban, R. and Baldwin, I. T. 2007. Induced responses to herbivory. University of Chicago Press.

Karimi, S., Hosseini, R., Farahpour, A. and Aalami, A. 2014. Application of RAPD in comparison of diversity of common pistachio psylla (*Agonoscena pistaciae* Burckhardt and Lauterer) populations in some northern and southern regions of Kerman province. **Plant Pest Research** 4(1): 21-34 (in Farsi).

Kehr, J. 2006. Phloem sap proteins: their identities and potential roles in the interaction between plants and phloem-feeding insects. **Journal of Experimental Botany** 57(4): 767-774.

Khattab, H. 2007. The defense mechanism of cabbage plant against phloem-sucking aphid (*Brevicoryne brassicae* L.). **Australian Journal of Basic and Applied Sciences** 1(1): 56-62.

Larson, K. C. and Whitham, T. G. 1991. Manipulation of food resources by a gall-forming aphid: the physiology of sink-source interactions. **Oecologia** 88(1): 15-21.

Laurentin, A. and Edwards, C. A. 2003. A microtiter modification of the anthrone-sulfuric acid colorimetric assay for glucose-based carbohydrates. **Analytical Biochemistry** 315(1): 143-145.

Li, Q., Xie, Q. G., Smith-Becker, J., Navarre, D. A. and Kaloshian, I. 2006. Mi-1-mediated aphid resistance involves salicylic acid and mitogen-activated protein kinase signaling cascades. **Molecular Plant-Microbe Interactions** 19(6): 655-664.

Lichtenthaler, H. K. and Buschmann, C. 2001. Chlorophylls and carotenoids: Measurement and characterization by UV- VIS spectroscopy. **Current Protocols in Food Analytical Chemistry** 1(1): F4-3.

Maffei, M. E., Mithöfer, A. and Boland, W. 2007. Insects feeding on plants: rapid signals and responses preceding the induction of phytochemical release. **Phytochemistry** 68(22-24): 2946-2959.

Mai, V. C., Bednarski, W., Borowiak-Sobkowiakd, B., Wilkaniec, B. Samardakiewicz, S. and Morkunas, I. 2013. Oxidative stress in pea seedling leaves in response to *Acyrthosiphon pisum* infestation. **Phytochemistry** 93: 49-62.

Mart, C., Erkilic, L., Bolu, H., Uygun, N. and Altin, M. 1994. Species and pest control methods used in pistachio orchards of Turkey. **International Symposium on Pistachio** 419: 379-386.

Mehrnejad, M. R. 2001. The current status of pistachio pests in Iran. **Cahiers Options Méditerranéennes** 56: 315-322.

Mehrnejad, M. R. 2014. The pests of pistachio trees in Iran, natural enemies and control. Sepehr publication, Tehran, Iran. 271 p. (in Farsi).

Mittler, R. 2002. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science** 7(9): 405-410.

Mohase, L. and van der Westhuizen, A. J. 2002. Salicylic acid is involved in resistance responses in the Russian wheat aphid-wheat interaction. **Journal of Plant Physiology** 159(6): 585-590.

Mostafavi, M., Lashkari, M., Iranmanesh, S. and Mansouri, S. M. 2018. Morphological variation in populations of the common pistachio psyllid, *Agonoscena pistaceae* (Hemiptera: Aphalaridae) in

Kerman and Khorasan Razavi provinces. **Iranian Journal of Plant Protection Science (Iranian Journal of Agricultural Sciences)** 48(2): 197-205 (in Farsi).

Najafpour, F. A. E. Z. E. H., Mehrnejad, M. R. and Fallahzadeh, M. A. J. I. D. 2010. Population dynamics and density of the common pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae* (Hemiptera: Psyllidae) on two pistachio cultivars, Badami-riz Zarand and Momtaz. **Plant Protection Journal** 2(3): 209-221 (in Farsi).

Nakano, Y. and Asada, K. 1981. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. **Plant and Cell Physiology** 22(5): 867-880.

Neill, S., Desikan, R. and Hancock, J. 2002. Hydrogen peroxide signalling. **Current Opinion in Plant Biology** 5(5): 388-395.

Overmyer, K., Brosché, M. and Kangasjärvi, J. 2003. Reactive oxygen species and hormonal control of cell death. **Trends in Plant Science** 8(7): 335-342.

Rani, P. U. and Jyothsna, Y. 2010. Biochemical and enzymatic changes in rice plants as a mechanism of defense. **Acta Physiologiae Plantarum** 32(4): 695-701.

Rani, P. U. and Yasur, J. 2009. Physiological changes in groundnut plants induced by pathogenic infection of *Cercosporidium personatun* Deighton. **Allelopathy Journal** 23(2): 369-378.

Roeder, K. A. and Behmer, S. T. 2014. Lifetime consequences of food protein- carbohydrate content for an insect herbivore. **Functional Ecology** 28(5): 1135-1143.

Roitsch, T. 1999. Source-sink regulation by sugar and stress. **Current Opinion in Plant Biology** 2(3): 198-206.

Samih, M. A., Alizadeh, A. and Saberi Riseh, R. 2005. Pistachio pests and diseases in Iran and their IPM. Organization of Jihad-e-University, Tehran, 301 p.

Sánchez, F. J., Manzanares, M., de Andres, E. F., Tenorio, J. L. and Ayerbe, L. 1998. Turgor maintenance, osmotic adjustment and soluble sugar and proline accumulation in 49 pea cultivars in response to water stress. **Field Crops Research** 59(3): 225-235.

Hung, S. H., Yu, C. V. and Lin, C. H. 2005. Hydrogen peroxide functions as a stress signal in plants. **Botanical Bulletin- Academia Sinica Taipei** 46: 1-10.

Simmonds, M. S. 2003. Flavonoid–insect interactions: recent advances in our knowledge. **Phytochemistry** 64(1): 21-30.

Souliotis, C., Markoyiannaki- Printziou, D. and Lefkaditis, F. 2002. The problems and prospects of integrated control of *Agonoscena pistaciae* Burck. and Laut. (Hom., Sternorrhyncha) in Greece. **Journal of Applied Entomology** 126(7- 8): 384-388.

Thompson, G. A. and Goggin, F. L. 2006. Transcriptomics and functional genomics of plant defence induction by phloem-feeding insects. **Journal of Experimental Botany** 57(4): 755-766.

Tous, J. and Ferguson, L. 1996. Mediterranean fruits. **Progress in New Crops** 416-430.

Vallad, G. E. and Goodman, R. M. 2004. Systemic acquired resistance and induced systemic resistance in conventional agriculture. **Crop Science** 44(6): 1920-1934.

Walling, L. L. 2000. The myriad plant responses to herbivores. **Journal of Plant Growth Regulation** 19(2): 195-216.

War, A. R., Paulraj, M. G., War, M. Y. and Ignacimuthu, S. 2011. Role of salicylic acid in induction of plant defense system in chickpea (*Cicer arietinum* L.). **Plant Signaling and Behavior** 6(11): 1787-1792.

Wu, J. and Baldwin, I. T. 2010. New insights into plant responses to the attack from insect herbivores. **Annual Review of Genetics** 44: 1-24.

Yasur, J., Mathur, K. and Rani, P. U. 2009. Effects of herbivore feeding on biochemical and nutrient profile of castor bean, *Ricinus communis* L. plants. **Allelopathy Journal** 24(1).

Zarate, S. I., Kempema, L. A. and Walling, L. L. 2007. Silver leaf whitefly induces salicylic acid defenses and suppresses effectual jasmonic acid defenses. **Plant Physiology** 143(2): 866-875.

Zhu-Salzman, K., Salzman, R. A., Ahn, J. E. and Koiwa, H. 2004. Transcriptional regulation of sorghum defense determinants against a phloem-feeding aphid. **Plant Physiology** 134(1): 420-431.

Zohary, D. 1995. The genus *Pistacia* L. Taxonomy, distribution, conservation and uses of *Pistacia* genetic resources: report of a workshop. pp. 29-30.

Plant Pest Research
2019- 9 (3): 15-27

Some biochemical responses of pistachio to feeding of the common pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae*

Z. Ganji[1], V. Hosseini Naveh[1*], A. Ashouri[1] and R. Maali Amiri[2]
1. Department of plant protection, College of Agriculture and Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran, 2. Department of Agronomy and Plant Breeding, College of Agriculture and Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran

(Received: August 18, 2019- Accepted: October 20, 2019)

Abstract
The common pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae* is the most important pest of pistachio trees which causes serious damage to pistachio crops. In the present study, we investigated some physiological-biochemical responses of pistachio Akbari cultivar at different feeding periods (2 to 192 h). Hydrogen peroxide contents as stress index had no significant differences between treatments (except for 2 and 96 h treatments). Also a significant decrease was gained in activities of superoxide dismutase (SOD) and catalase (CAT). The lowest activity of SOD, CAT and ascorbate peroxidase (APX) observed at 144 and 192 h. The amount of total protein increased significantly in response to the pest feeding and the lowest concentration observed at the onset of experiment. Total phenolic content increased following psylla feeding while no significant changes observed in total soluble carbohydrates. Amount of the pigments fluctuated in different times of feeding and their elevation after 144 h indicated optimal plant growth under stress conditions. The highest amounts of carotenoids, total phenolic content and total protein after 144 h were associated with the lowest activities of defensive enzymes. Our results showed an appropriate combination of enzymatic and non-enzymatic antioxidants leads to plant conservation and homeostasis regulation under stress conditions.

Key words: Induced resistance, pistachio, *Pistachia vera*, common pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae*

* Corresponding author: vnaveh@ut.ac.ir