



Evaluation of Chitosan, Gamma-Aminobutyric Acid and Potassium Silicate on some Biochemical Parameters of Pistachio Tree to Induce Resistance against Pistachio Psyllid (*Agonoscaena pistaciae*)

H. Ghasemi Nejad Rayeni¹, M. Pahlavan Yali^{1*}, M. Bozorg-Amirkalaei²

1- Department of Plant Protection, Faculty of Agriculture, Shahid Bahonar University of Kerman, Kerman, Iran

2- Department of Plant Protection, Faculty of Agriculture, Mohaghegh Ardabili University, Ardabil, Iran

(*- Corresponding author's Email: pahlavanm@uk.ac.ir)

Received: 11-12-2024
Revised: 18-05-2025
Accepted: 03-06-2025
Available Online: 10-11-2025

How to cite this article:

Ghasemi Nejad Rayeni, H., Pahlavan Yali, M., & Bozorg Amir-Kalaei, M. (2025). Evaluation of chitosan, gamma-aminobutyric acid and potassium silicate on some biochemical parameters of pistachio tree to induce resistance against pistachio psyllid (*Agonoscaena pistaciae*). *Iranian Plant Protection Research*, 39(3), 269-282. (In Persian with English abstract). <https://doi.org/10.22067/jpp.2025.91135.1212>

Introduction

Pistachio (*Pistacia vera* L.), is a small tree native to Iran and Central Asia, grown for its edible seeds. The pistachio nut is an important export product and has special value among agricultural products. The pistachio psylla, *Agonoscaena pistaciae* Burckhardt and Lauterer (Hemiptera, Psyllidae), is one of the key pests of pistachio trees. It is distributed in Turkey, Greece, Iran, Armenia, and Tajikistan. In both adult and nymphal stages, it directly damages trees by absorbing plant sap. Moreover, psyllids are usually involved in the transmission of pathogens and cause significant losses to the host. Stimulation of plant defense mechanisms by specific inducing agents (elicitors) is an alternative tool to protect plants against pests. Natural or synthetic elicitors activate induced systemic resistance (ISR). In recent years, researchers have been interested in finding efficient and environmentally friendly methods to prevent biotic agents that damage plants, such as the application of potential ISR elicitors. Elicitors can influence the secondary metabolite contents in plants in response to herbivores and induce defense mechanisms, thereby increasing the resistance of plants against pests. Further, secondary metabolites can affect oxidative stress through producing free radicals and modifying the antioxidant enzyme systems. The catalase and peroxidase enzymes play an important role in the defense system of plants. Thus, the present research was conducted to evaluate the effects of chitosan, gamma-aminobutyric acid and potassium silicate on the contents of secondary metabolites and biochemical compounds in pistachio leaves and the resultant effects on the pest population control.

Materials and Methods

The field experiments were conducted on 30-year-old pistachio trees (cv. Fandoghi) in a 1-hectare orchard located in Najaf Shahr, Sirjan, Kerman, Iran during 2023. In this research, effect of various compounds including chitosan (0.5%), potassium silicate (2%), and gamma-aminobutyric acid (GABA) (10 mM) were studied on the population reduction rate of pistachio psyllid nymphs in field conditions. The distilled water was applied as



©2025 The author(s). This is an open access article distributed under [Creative Commons Attribution 4.0 International License \(CC BY 4.0\)](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/), which permits use, sharing, adaptation, distribution and reproduction in any medium or format, as long as you give appropriate credit to the original author(s) and the source.

<https://doi.org/10.22067/jpp.2025.91135.1212>

control treatment. Furthermore, the amount of enzymatic and biochemical compounds including antioxidant enzymes (catalase and peroxidase), hydrogen peroxide, proline, total phenol and flavonoids were determined in the leaves of the treated pistachio trees. Finally, variables were evaluated using the one-way analysis of variance in SPSS. The Tukey test was done for mean comparisons.

Results and Discussion

In this study, spraying various compounds on pistachio trees, especially chitosan, reduced population of the psyllid nymphs. The control efficiency (%) of studied inducers showed an increasing trend in treatments of GABA (23.76%), potassium silicate (34.39%) and chitosan (46.23%), respectively. No significant difference was observed in the flavonoid contents among different treatments. Indeed, the level of total phenol in the chitosan treatment was significantly higher than others. Therefore, the difference in the control effect percentage of the psyllid nymph population between the tested treatments can be related to the presence of phenolic compounds and other secondary metabolites. Some studies have proved a negative correlation between the presence of phenolic compounds in the host plant and the population of insects. On the other hand, pistachio trees treated with different compounds in terms of hydrogen peroxide, proline, enzymes of catalase and peroxidase showed a significant difference. The highest amounts of catalase and peroxidase enzymes were significantly observed in trees treated with chitosan (1.73 and $0.031 \text{ U min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ protein}$, respectively). Peroxidase and catalase enzymes are important antioxidants which destroy free radicals. Also, the highest and lowest amount of proline was significantly recorded in the control ($52.48 \mu\text{M g}^{-1} \text{ FW}$) and chitosan ($42.40 \mu\text{M g}^{-1} \text{ FW}$) treatments, respectively. In addition, the amount of hydrogen peroxide in the GABA treatment ($128.71 \mu\text{M g}^{-1} \text{ DW}$) was significantly higher than other treatments, which related to the peroxidase enzyme ($0.016 \text{ U min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ protein}$) decrease in the plant. Peroxidase enzyme is activated by biological stress and plays an important role in protecting the cell against different toxic concentrations of hydrogen peroxide. Findings of this research showed that lower population of the psyllid nymphs in chitosan treatment was related to the higher relative content of phenol and more activity of antioxidant enzymes (catalase and peroxidase) in pistachio trees.

Conclusion

This study showed that treatment of pistachio trees with different plant resistance inducers, especially chitosan, causes physiological changes in the plant and subsequently the reduction of pistachio psyllid damage. After complementary tests on the quality and quantity of the product, these compounds can be used in integrated management programs of *A. pistaciae* to minimize the use of insecticides.

Keywords: Antioxidant enzymes, Control effect, Inducer, Total phenol

ارزیابی تأثیر کیتوزان، گاما آمینو بوتیریک اسید و سیلیکات پتاسیم بر بعضی از شاخص‌های بیوشیمیایی درخت پسته جهت القاء مقاومت در برابر پسیل پسته (*Agonoscyta pistaciae*)

هدی قاسمی نژاد راینی^۱، مریم پهلوان یلی^{۱*}، مریم بزرگ امیر کلایی^۲

تاریخ دریافت: ۱۴۰۳/۰۹/۲۱

تاریخ پذیرش: ۱۴۰۴/۰۳/۱۳

چکیده

پسته از مهم‌ترین محصولات باغی در ایران محسوب می‌شود که ارزش اقتصادی زیادی دارد. یکی از مشکلات موجود در کشت پسته، حمله آفات مانند پسیل پسته (*Agonoscyta pistaciae* Burckhardt and Lauterer (Hemiptera: Psyllidae)) است که می‌تواند خسارت جدی در باغ‌های این محصول ایجاد کند. این پژوهش در یک باغ پسته یک هکتاری واقع در نجف شهر کرمان روی درختان بالغ ۳۰ ساله پسته رقم فندق در سال ۱۴۰۲ انجام شد. در این تحقیق اثر چند ترکیب القاگر مقاومت گیاهان به آفات شامل کیتوزان (نیم درصد)، پتاسیم سیلیکات (دو درصد) و گاما آمینو بوتیریک اسید (گابا، ۱۰ میلی‌مولار) روی نرخ کاهش جمعیت پوره‌های پسیل پسته در شرایط میدانی محاسبه گردید. از آب مقطر نیز به عنوان شاهد استفاده شد. همچنین تأثیر این ترکیبات روی برخی از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (کاتالاز و پراکسیداز)، ترکیبات ثانویه و بیوشیمیایی برگ درختان پسته پس از تهیه مطالعه شد. در این پژوهش، داده‌ها به وسیله آزمون One-way ANOVA تجزیه واریانس و توسط آزمون توکی مقایسه میانگین شدند. براساس نتایج، میزان کارایی القاگرهای مورد مطالعه در مهار پسیل در تیمارهای کیتوزان ۴۶/۲۳ درصد، پتاسیم سیلیکات ۳۴/۳۹ درصد و گابا ۲۳/۷۶ درصد بود. میزان فنل کل در برگ گیاه در تیمار کیتوزان (۵۵/۹۳ میلی گرم بر گرم وزن خشک) در مقایسه با تیمارهای دیگر به طور معنی داری بیشتر بود. بیشترین مقدار آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی گیاه (کاتالاز و پراکسیداز) نیز با یک ارتباط معنی دار در درختان تیمار شده با کیتوزان (به ترتیب ۱/۷۳ و ۰/۰۳۱ واحد آنزیمی بر میلی گرم پروتئین در دقیقه) مشاهده شد. از طرفی دیگر، تأثیر منفی آب اکسیژنه در تیمار گابا (۱۲۸/۷۱ میکرومول بر گرم وزن خشک) به طور معنی داری در مقایسه با تیمارهای دیگر بیشتر بود که با کاهش مقدار آنزیم پراکسیداز گیاه (۰/۰۱۶ واحد آنزیمی بر میلی گرم پروتئین در دقیقه) مرتبط بود. نتایج این تحقیق بیانگر آن است که کاربرد ترکیبات مختلف به عنوان عامل القاکننده مقاومت باعث تغییر در میزان تولید عوامل دفاعی آنزیمی و غیر آنزیمی در گیاه میزبان شده که می‌تواند منجر به بروز مقاومت گیاه نسبت به آفت پسیل پسته شود. در این میان، درختان تیمار شده با کیتوزان، کمترین جذابیت را برای پسیل پسته داشتند. برای کاربردی شدن مصرف این ترکیبات لازم است که آزمایش‌های تکمیلی در زمینه تأثیر احتمالی بر کیفیت و کمیت محصول صورت گیرد.

واژه‌های کلیدی: آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، اثر کنترل، القاگر، فنل کل

۱- گروه گیاه پزشکی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شهید باهنر کرمان، کرمان، ایران

۲- گروه گیاه پزشکی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه محقق اردبیلی، اردبیل، ایران

(Email: pahlavanm@uk.ac.ir)

(*)- نویسنده مسئول:

<https://doi.org/10.22067/jpp.2025.91135.1212>

مقدمه

پسته (*Pistacia vera* L.) به عنوان یک محصول مهم صادراتی، جایگاه خاصی را بین تولیدات کشاورزی دارا می‌باشد. پس‌یل پسته (*Agonoscena pistaciae* Burckhardt and Lauterer) (Hemiptera: Psyllidae)، در حال حاضر آفت کلیدی و خسارت‌زای باغ‌های پسته در ایران به شمار می‌رود (Tahami Zarandi et al., 2022). این آفت بسته به شرایط آب‌وهوایی دارای چندین نسل در سال بوده و خسارت آفت مربوط به تغذیه پوره‌ها و حشرات کامل از شیره گیاهی است که موجب ضعف گیاهی، زردی برگ‌ها، ریزش جوانه‌ها و برگ‌ها می‌شود (Mahmoudi Meimand & Ghanbari Adivi, 2013; Mehrnejad, 2001). بلافاصله پس از تورم و باز شدن جوانه‌های پسته در روزهای اول بهار شروع به فعالیت کرده و جمعیت آن به طور معمول خیلی سریع افزایش می‌یابد. وجود تراکم شدید جمعیت حشره هم‌زمان با شروع مغز بستن و یا پس از آن موجب اختلال در روند پرشدن مغز شده و در نتیجه خسارت جبران‌ناپذیری به محصول پسته وارد می‌شود، به طوری که گاهی محصول هشت سال متوالی را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Tahami Zarandi et al., 2022). باغ‌داران پسته به طور مداوم با به کارگیری آفت‌کش‌ها برای مهار خسارت آفت، گاهی درختان پسته را تا هشت بار در سال سم‌پاشی می‌کنند. بنابراین، گسترش و طغیان این آفت، بازنگری در مهار شیمیایی برای کاهش میزان مصرف آفت‌کش‌ها را ضروری می‌سازد (Rouhani & Samih, 2012; Shabani et al., 2011). جست‌وجو برای روش‌های جدید جایگزین و دوست‌دار محیط زیست به‌ویژه در زمینه القاء مقاومت گیاهان به تنش‌های زنده و غیرزنده از عوامل کلیدی در کشاورزی پایدار است (Justyna et al., 2013). استفاده از ترکیبات القاکننده مقاومت گیاهان به آفات که می‌تواند از یک سو سبب فعال‌سازی سازوکارهای دفاعی گیاه قبل از رویارویی با آفات و بیماری‌ها شود و از سوی دیگر خطرات زیست محیطی کمتری داشته باشد، در سال‌های اخیر مورد توجه محققان قرار گرفته است (Toscano & Prabhaker, 2011).

تغذیه حشرات، یک سری تغییرات شیمیایی در گیاهان ایجاد می‌کند که بیشتر این تغییرات بخشی از واکنش‌های دفاعی گیاه به آسیب حاصل از حشرات است. هرگونه تنش که منجر به اختلال در وضعیت طبیعی اکسیداسیون (سوخت‌وساز) از طریق تولید پراکسیدها و رادیکال‌های آزاد که منتج به تولید ترکیبات سمی و آسیب به تمامی اجزاء و ساختارهای درون سلولی، از جمله پروتئین‌ها و لیپیدها شود، تنش یا استرس اکسیداتیو گفته می‌شود. میزان آسیب سلول‌های گیاهی تحت تنش‌های مختلف به میزان تولید گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) و رادیکال‌های آزاد و سازوکارهای غیرفعال‌سازی این

ترکیبات در گیاه وابسته است (Saed-Moucheshi et al., 2023). یک سامانه دفاع آنتی‌اکسیدانی با اثربخشی بالا برای رویارویی با تنش‌های اکسیداتیو در گیاهان یافت شده است که می‌تواند رادیکال‌های آزاد را از بین برده، جاروب و یا خنثی کند. سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی می‌توانند به صورت آنزیمی شامل آنزیم‌های کاتالاز، فنل پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز، سوپراکسید دیسموتاز و گایاکول پراکسیداز و یا غیرآنزیمی نظیر ترکیبات فنلی، کاروتنوئیدها، پرولین، گلوتاتیون، آسکوربات و آلفا توکوفرول عمل کنند (Shahid et al., 2014). ترکیبات ثانویه گیاهی نیز نقش مهمی در مقاومت و دفاع گیاه در برابر آفات و بیماری‌ها دارند (Todd et al., 1971; War et al., 2020). گیاهان فنل‌ها را در واکنش به برخی مواد پیام‌رسان که در دفاع گیاه نقش دارند، آزاد می‌کنند. فعالیت آنتی‌اکسیدانی گیاه به طور مستقیم با میزان فنل کل مرتبط است (Ghasemzadeh et al., 2010). همچنین فلاونوئیدها به عنوان ترکیبات کشنده، دورکننده و ضدتغذیه حشرات محسوب می‌شوند (Bernays et al., 1989).

ترکیباتی همچون کیتوزان، گاما آمینوبوتیریک اسید و پتاسیم سیلیکات می‌توانند سازوکارهای دفاعی گیاهان را در برابر حمله عوامل زنده فعال کنند (Wang et al., El Hadrami et al., 2010). کیتوزان یک بیوپلیمر غیرسمی است که واکنش‌های دفاعی را در گیاه تحریک می‌کند و در نتیجه باعث ایجاد موانع فیزیکی و شیمیایی در برابر حملات حشرات آفت می‌شود (Katiyar et al., 2015). این ترکیب واکنش‌های دفاعی مانند لیگنیکاسیون، تولید گونه‌های اکسیژن فعال، بیوسنتز فیتوالکسین، اسیدی شدن سیتوپلاسمی و بیوسنتز اسید جاسمونیک را در گیاهان تحت شرایط تنش زیستی القا می‌کند (El Hadrami et al., 2010). کیتوزان می‌تواند سازوکارهای دفاعی از جمله آنزیم‌های مختلف در برابر شرایط نامطلوب را تحت تأثیر قرار دهد (Katiyar et al., 2015). براساس گزارش‌ها، کیتوزان فعالیت حشره‌کشی روی شته زرد (*Aphis nerii*)، کرم برگ‌خوار پنبه (*Spodoptera littoralis*) (Badawy & El-Sabbour, 2012)، مینوز گوجه‌فرنگی (*Tuta absoluta*) (Aswad, 2012) و شپشک سیاه زیتون (*Saissetia oleae*) (Abdel-Hakim, 2018) نشان داده است.

گاما آمینو بوتیریک اسید (GABA) یک آمینواسید غیرپروتئینی چهار کربنه طبیعی است که معمولاً در قارچ‌ها، باکتری‌ها، جلبک‌ها و گیاهان عالی شناسایی می‌شود (Jin et al., 2019). گابا به عنوان یک مولکول سیگنال‌دهنده یا متابولیت در برخی مسیرهای فیزیولوژیکی گیاه تحت شرایط تنش فعال می‌شود (Lang et al., 2015; Bao et al., 2016; Zhen et al., 2018). گابا از طریق تجزیه پلی آمین‌ها یا دکربوکسیلاسیون گلوتامات متابولیزه می‌شود (Wang et al.,

از آب مقطر نیز به‌عنوان شاهد استفاده شد. علاوه بر این مشخصه‌های بیوشیمیایی، آنزیمی، میزان فلاونوئید و فنل کل برگ درختان پسته در آزمایشگاه به‌روش اسپکتروفوتومتری بررسی شد. در این مطالعه، آزمایش‌ها برپایه طرح کاملاً تصادفی انجام گردید. همچنین در سنجش فنل کل از اسید گالیک (یک فنولیک اسید و از ایزومرهای **تری‌هیدروکسی‌بنزوئیک اسید**) و در سنجش فلاونوئید از کوئرستین (یک فلاونول گیاهی از گروه فلاونوئیدی پلی فنل‌ها) به‌عنوان استاندارد برای رسم منحنی کالیبراسیون استفاده شد.

کارایی ترکیبات القاگر در مهار جمعیت پسیل پسته

برای انجام آزمایش، ۱۰ درخت برای هریک از تیمارها (کیتوزان، سیلیکات پتاسیم، گابا و آب به‌عنوان شاهد) که از نظر جمعیت پوره پسیل در آستانه زیان اقتصادی (۵ تا ۱۰ پوره به‌ازاء هر برگچه) قرار گرفته بودند، انتخاب شد. درختان انتخاب‌شده با نوشتن کد و گره زدن روبان به آن‌ها علامت‌گذاری شدند تا ترکیب پاششی روی هر درخت مشخص شود. آن‌گاه از هر درخت پنج شاخه در جهات شرق، غرب، شمال، جنوب و مرکز درخت که هر شاخه دارای حداقل ۱۰ برگ بود، برای پاشش ترکیبات مورد آزمایش نشانه‌گذاری شد. در این آزمایش، ۵۰ نمونه یا تکرار برای هریک از تیمارها (یک برگ از هر شاخه در هر یک از جهات هر درخت) در نظر گرفته شد. محلول پاششی‌ها، ۵:۳۰ تا ۶:۳۰ صبح با سم‌پاش پستی (مدل SR420 Stihl Inc) انجام گردید. نمونه‌برداری در این آزمایش، یک روز قبل از پاشش و هفت روز بعد از پاشش ترکیبات مورد مطالعه روی درختان پسته انجام شد. در مرحله نمونه‌برداری قبل از پاشش و بعد از پاشش، از هر شاخه روبان‌زده، یک برگ مشابه از نظر اندازه چیده شد و داخل پاکت فریزر با ذکر کد و مشخصات گذاشته شد. به‌همین ترتیب از همه درختان مشخص‌شده، نمونه‌برداری صورت گرفت. نمونه‌ها به آزمایشگاه منتقل و جمعیت پوره‌های پسیل توسط بینوکولار شمارش شدند. بعد از اتمام شمارش، تمام داده‌ها وارد نرم‌افزار Excel ۲۰۱۶ شد. در انتها با استفاده از فرمول هندرسون-تیلتون (Henderson & Tilton, 1995) (معادله ۱)، درصد کارایی مهار ترکیبات مختلف روی پوره‌های پسیل پسته محاسبه شد.

$$\text{Control effect (\%)} = (T-C)/(1-C) \times 100 \quad (1)$$

که در آن، T و C: به‌ترتیب درصد کاهش جمعیت حشره در گیاه تیمارشده با القاگر و شاهد هستند.

تعیین مشخصه‌های بیوشیمیایی برگ گیاه پسته

اندازه‌گیری مقدار فنل کل

برای اندازه‌گیری فنل کل، یک گرم از نمونه برگ تازه گیاه در ۲۰ میلی‌لیتر متانول ساییده و به‌مدت ۲۴ ساعت در تاریکی نگهداری شد.

همچنین کاربرد خارجی گابا به‌طور قابل توجهی محتویات فنلی گیاه را افزایش داد (Wang et al., 2014) و تنش شوری قلیایی را با بیوسنتز کلروفیل و همچنین تنظیم سیستم آنتی‌اکسیدانی بهبود بخشید (Jin et al., 2019).

رشد گیاه ارتباط نزدیکی با خواص فیزیکی خاک دارد (Gliński, 2011). سیلیسیوم، دومین عنصر فراوان در خاک است. بیشتر منابع سیلیسیوم نامحلول و برای گیاه غیرقابل دسترس هستند (Balakhnina, 2013). پتاسیم سیلیکات به‌عنوان یک محرک گیاهی و منبع پتاسیم و سیلیسیوم بسیار محلول استفاده می‌شود (Hafez et al., 2021). شواهدی وجود دارد که نشان می‌دهد سیلیسیوم در مقاومت گیاه به آفات با تأثیر روی نشو و نما (Assis et al., 2015)، زیست‌شناسی، رفتار تغذیه (Aparecida De Assis et al., 2012) و تولیدمثل (Pereira et al., 2010) حشره دخیل است. همچنین مطالعات مختلف نقش پتاسیم سیلیکات را در کاهش تنش گیاه نشان داده‌اند (Chen et al., 2016, Gomaa et al., 2021, Abdou et al., 2022). برخی گزارش‌ها پیشنهاد کرده‌اند که پتاسیم سیلیکات با افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی در طول تنش شوری، عملکرد غشاء پلاسمایی را حفظ می‌کند (Gomaa et al., 2021; Hafez et al., 2021).

به‌طور کلی، مطالعات انجام‌شده نشان داده‌اند که کاربرد القاگر-های مقاومت می‌تواند تأثیر قابل توجهی در مقاومت گیاهان نسبت به آفات مختلف داشته باشد که ممکن است به‌دلیل تقویت ساختار سلولی، فعال‌سازی سازوکارهای دفاعی و ایمنی گیاه و در نتیجه افزایش مقاومت درختان در برابر شرایط تنش باشد. همچنین ترکیبات القاگر با فعال کردن سازوکارهای دفاعی مختلف در گیاه منجر به تولید متابولیت‌های ثانویه در سطوح متفاوت بسته به مسیر مقاومت فعال شده در گیاه می‌شوند (Bidart-Bouzat & Imeh-Nathaniel, 2008). هدف از این مطالعه، بررسی افزایش کارایی ترکیبات القاگر مقاومت درختان پسته جهت مهار جمعیت پوره‌های پسیل A. pistaciae از طریق افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی گیاه و تغییر متابولیت‌های ثانویه آن است که می‌تواند در برنامه‌های مدیریت تلفیقی این آفت در باغات پسته مورد استفاده قرار گیرد.

مواد و روش‌ها

این پژوهش در یک باغ پسته به مساحت یک هکتار واقع در نجف شهر سیرجان (کرمان، ایران) روی درختان بالغ ۳۰ ساله پسته رقم فندق در سال ۱۴۰۲ انجام شد. در این پژوهش، کارایی محلول-پاشی کیتوزان (نیم درصد، سیگا آلدريج)، پتاسیم سیلیکات (دو درصد، مرک آلمان) و گاما آمینو بوتیریک اسید (گابا) (۱۰ میلی‌مولار، سیگما آلدريج) روی مهار جمعیت پسیل پسته در شرایط میدانی بررسی شد.

استخراج و سنجش آب اکسیژنه (H_2O_2)

برای اندازه‌گیری میزان آب اکسیژنه، از روش ولیکوا (Velikova, 2000) استفاده شد. برای این منظور، ۵۰۰ میلی گرم از بافت برگ را با پنج میلی لیتر تری کلرو استیک اسید ۰/۱ درصد (v/w) در حمام یخ، ساییده تا هموژن شوند. سپس همگن‌های حاصل به مدت ۱۵ دقیقه در دور ۱۲۰۰۰ سانتریفوژ شد. ۰/۵ میلی لیتر از روشنار را برداشته و به آن ۰/۵ میلی لیتر از بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی مولار با pH=7 و یک میلی لیتر یدورپتاسیم یک مولار اضافه گردید. در نهایت، جذب نمونه در طول موج ۳۹۰ نانومتر خوانده شد و سپس مقدار H_2O_2 در نمونه با استفاده از منحنی استاندارد محاسبه گردید.

سنجش فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و کاتالاز در گیاه

تهیه عصاره آنزیمی: یک گرم بافت گیاه درون لوله ایندورف به همراه متانول ساییده شد. سپس ۵۰۰ میکرولیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰۰ میلی مولار (pH=7) به آن اضافه و به مدت نیم ساعت در دمای چهار درجه سانتی گراد با تکان‌های ملایم استخراج گردید. ترکیب حاصل در دمای چهار درجه سانتی گراد به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۱۲۰۰۰ rpm سانتریفوژ شد و از محلول شفاف رویی برای انجام آزمایش‌های سنجش فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و کاتالاز گیاه استفاده گردید.

سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز: فعالیت آنزیم پراکسیداز با استفاده از روش پل و همکاران (Polle et al., 1997) اندازه‌گیری شد. مخلوط واکنش حاوی ۲۴۰۰ میکرولیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰۰ میلی مولار، ۱۰۰ میکرولیتر گایاکول ۱۸ میلی مولار، ۱۰۰ میکرولیتر پراکسید هیدروژن و ۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی در لوله آزمایش ریخته شد. جذب نمونه براساس اکسیداسیون گایاکول با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر به مدت دو دقیقه در طول موج ۴۳۶ نانومتر خوانده شد. از محلول واکنش بدون عصاره جهت صفر کردن دستگاه استفاده گردید. همچنین از معادله ۲ به منظور اندازه‌گیری فعالیت آنزیم پراکسیداز استفاده گردید.

(۲) فعالیت آنزیم پراکسیداز = جذب خوانده شده تقسیم بر عدد ۲۶/۶ که در آن، جذب خوانده شده: معادل میزان تراگایاکول تولید شده در یک دقیقه و ۲۶/۶: ضریب خاموشی آنزیم پراکسیداز بر حسب میلی مولار بر سانتی متر در نظر گرفته شد.

سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز: فعالیت آنزیم کاتالاز با استفاده از روش کاماک و مارشمر (Cakmak & Marschner, 1992) به صورت زیر اندازه‌گیری شد. مقدار ۲۰ میکرولیتر از عصاره آنزیمی به همراه ۴۰۰ میکرولیتر از محلول بافر

سپس سانتریفوژ با دور ۱۰ هزار به مدت پنج دقیقه انجام گردید. سپس ۰/۴ میلی لیتر معرف فولین ۵۰ درصد و ۰/۸ میلی لیتر سدیم کربنات پنج درصد به ۰/۲ میلی لیتر عصاره برگ اضافه شد. مخلوط حاصل به مدت دو ساعت در تاریکی نگهداری و سپس درصد جذب هر نمونه در طول موج ۷۶۵ نانومتر به وسیله دستگاه اسپکتروفتومتر مدل SPUV-26 خوانده شد (Soland & Laima, 1999). مقدار فنل کل به صورت معادل میلی گرم اسید گالیک بر گرم وزن خشک گیاه محاسبه گردید. این سنجش برای عصاره‌های گیاهی تحت هر تیمار در سه تکرار انجام شد.

اندازه‌گیری مقدار فلاونوئید کل

بدین منظور، ۵۰۰ میکرولیتر از نمونه با ۷۵ میکرولیتر $NaNO_2$ (پنج درصد) مخلوط و به هم زده شد و ترکیب حاصل به مدت پنج دقیقه در دمای اتاق قرار گرفت. در مرحله بعد، ۱۵۰ میکرولیتر $AlCl_3$ (۱۰ درصد) اضافه و به هم زده شد. سپس ۵۰۰ میکرولیتر سود یک مولار و ۲۷۵ میکرولیتر آب مقطر استریل به آن اضافه گردید. در نهایت، درصد جذب هر نمونه در طول موج ۵۱۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر مدل SPUV-26 خوانده شد. مقدار فلاونوئید کل به صورت معادل میلی گرم کوئرستین بر گرم وزن خشک گیاه محاسبه گردید (Zhishen et al., 1999). ارزیابی هر کدام از عصاره‌های گیاهی مورد آزمایش در سه تکرار انجام شد.

استخراج و سنجش پرولین

مقدار پرولین با استفاده از روش بیتز و همکاران (Bates et al., 1973) اندازه‌گیری شد. در این روش، ۰/۳ گرم از بافت گیاه با اسید سولفوسالسیلیک سه درصد سائیده شد تا مخلوط یکنواختی حاصل گردد و سپس به حجم ۱۰ میلی لیتر رسانده شد. محلول حاصل به مدت ۲۴ ساعت در دمای آزمایشگاه نگهداری و در مرحله بعد، به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفوژ شد. دو میلی لیتر از محلول رویی، به اضافه دو میلی لیتر اسید استیک گلاسیال و دو میلی لیتر معرف نین هیدرین به مدت یک ساعت در حمام آب گرم در دمای ۱۰۰ °C قرار گرفت. بعد از گذشت یک ساعت زمانی که محلول سرد شد، چهار میلی لیتر تولوئن به محلول اضافه و در حدود ۲۰ ثانیه با استفاده از دستگاه مخلوط کن هم زده شد. سپس لوله‌های آزمایش را برای مدتی ثابت نگه داشته تا دو فاز کاملاً از هم جدا گردد. فاز آلی به رنگ صورتی در بالا و فاز آبی بی رنگ و شفاف در زیر فاز آلی تشکیل شد؛ که از فاز آلی جهت رنگ سنجی استفاده شد. جذب نوری محلول در ۵۲۰ نانومتر با استفاده از تولوئن به عنوان شاهد خوانده و غلظت پرولین در محلول با استفاده از منحنی استاندارد محاسبه شد.

استفاده شد. مقایسه میانگین داده‌ها با استفاده از آزمون توکی در سطح احتمال پنج درصد انجام گردید.

نتایج و بحث

کارایی ترکیبات القاگر در مهار جمعیت پسیل پسته

در این مطالعه، اختلاف معنی‌داری بین کارایی ترکیبات القاگر مورد آزمایش در مهار جمعیت پسیل پسته وجود داشت ($P = 0.003$ ، $F = 5.96$ ، $df = 2$ و 147 ؛ جدول ۱). بیشترین درصد تأثیر در تیمار کیتوزان و کمترین آن در تیمار گابا مشاهده شد (جدول ۱). براساس نتایج حاصل از این پژوهش، کارایی القاگرهای مورد مطالعه در مهار پسیل به ترتیب در تیمارهای گابا (۲۳/۷۶ درصد)، پتاسیم سیلیکات (۳۴/۳۹ درصد) و کیتوزان (۴۶/۲۳ درصد) روند افزایشی نشان داد.

فسفات سدیم ۲۵ میلی‌مولار و ۳۰۰ میکرولیتر پراکسید هیدروژن مخلوط شد. سپس در طول موج ۲۴۰ نانومتر، سرعت حذف پراکسید-هیدروژن به مدت دو دقیقه اندازه‌گیری شد. میزان فعالیت آنزیم با استفاده از ضریب خاموشی ۳۹/۴ میلی‌مولار بر سانتی‌متر با استفاده از معادله ۳ براساس سرعت مصرف آب اکسیژنه در دقیقه محاسبه شد. (۳) اختلاف جذب با شاهد تقسیم بر ۳۹/۴ ضربدر ۱۰۰ = فعالیت آنزیم کاتالاز

تجزیه و تحلیل داده‌ها

در این پژوهش، داده‌ها توسط آزمون One-way ANOVA نرم‌افزار SPSS ver 26 تجزیه واریانس شدند. در ضمن قبل از تجزیه آماری، آزمون نرمال بودن داده‌ها با استفاده از روش کلموگروف-اسمرینوف انجام گردید. در صورت عدم نرمال بودن توزیع داده‌ها، از روش‌های مختلف تبدیل داده‌ها برای یکنواختی واریانس داده‌ها

جدول ۱- مقایسه میانگین ($\pm SE$) درصد تأثیر تیمارهای مختلف روی جمعیت پسیل پسته پس از هفت روز (تیر ماه ۱۴۰۲)

Table 1- Mean ($\pm SE$) percentage of the effect of different treatments on the pistachio psyllid population

Treatment	Control effect (%)
Control	-
γ amino butyric acid	23.76 $\pm$ 6.03 b*
Potassium silicate	34.39 $\pm$ 3.94 ab
Chitosan	46.23 $\pm$ 2.88 a

* میانگین‌های دارای حروف متفاوت در هر ستون، تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال پنج درصد دارند (آزمون توکی، $P < 0.05$)

* Means followed by different letters in each column are significantly different (Tukey test, $P < 0.05$)

نشد ($P = 0.067$ ؛ $F = 3.57$ ؛ $df = 3$ و 11)، در صورتی که میزان فنل کل آن در تیمارهای مختلف تفاوت معنی‌داری را نشان داد (۰/۱۳). $P = 0.001$ ؛ $F = 6.97$ ؛ $df = 3$ و 11). براساس نتایج مقایسه میانگین، میزان فنل کل در تیمار کیتوزان (55.93 ± 0.36) نسبت به تیمارهای دیگر به‌طور معنی‌داری بیشتر بود (جدول ۲).

میزان فنل و فلاونوئید کل در برگ‌های درختان پسته تحت تأثیر تیمارهای مختلف

مقایسه میانگین داده‌های مربوط به میزان فنل و فلاونوئید کل در برگ درختان پسته تیمار شده با القاگرهای مختلف در جدول ۲ نشان داده شده است. در این پژوهش، اختلاف معنی‌داری از نظر میزان فلاونوئید کل برگ درختان پسته در تیمارهای مورد آزمایش مشاهده

جدول ۲- میزان فنل کل و فلاونوئید کل (میانگین $\pm$ خطای استاندارد) در برگ‌های درخت پسته محلول‌پاشی شده با تیمارهای مختلف

Table 2- Total phenol and total flavonoid content (Mean $\pm$ SE) in the leaves of pistachio tree sprayed with different treatments

Treatments	Total Phenol (mg.g ⁻¹ dry weight)	Total flavonoid (mg.g ⁻¹ dry weight)
Control	52.57 $\pm$ 0.39 b*	440.74 $\pm$ 1.94 a
γ amino butyric acid	51.42 $\pm$ 1.13 b	437.61 $\pm$ 3.69 a
Chitosan	55.93 $\pm$ 0.36 a	429.93 $\pm$ 3.40 a
Potassium silicate	51.42 $\pm$ 1.02 b	426.70 $\pm$ 3.65 a

* میانگین‌های دارای حروف متفاوت در هر ستون، تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال پنج درصد دارند (آزمون توکی، $P < 0.05$)

* Means followed by different letters in each column are significantly different (Tukey test, $P < 0.05$)

مختلف از نظر مقادیر پراکسید هیدروژن ($P < 0.0001$ ؛ $df = 3$ و 11)، پیرولین ($F = 24.84$ ؛ $P < 0.0001$ ؛ $df = 3$ و 11)، آنزیم‌های کاتالاز ($P < 0.0001$ ؛ $df = 3$ و 11) و

تأثیر تیمارهای مختلف روی میزان ترکیبات بیوشیمیایی و آنزیم‌های دفاعی گیاه

براساس نتایج تجزیه واریانس، درختان پسته تیمار شده با ترکیبات

پراکسیداز (F = ۳۳۳/۳۳؛ df = ۳ و ۵۱؛ $P < ۰/۰۰۰۱$) تفاوت معنی‌داری را نشان دادند.

نتایج مقایسه میانگین مقادیر مربوط به ترکیبات بیوشیمیایی و آنزیم‌های دفاعی درختان پسته تحت تأثیر تیمارهای مختلف در جدول ۳ نشان داده شده است. براساس نتایج حاصل از این تحقیق، میزان پراکسید هیدروژن در تیمار گابا (۱۲۸/۷۱) میکرومول بر گرم وزن خشک) به‌طور معنی‌داری در مقایسه با تیمارهای دیگر بیشتر بود. همچنین بیشترین و کمترین مقدار پرولین به‌ترتیب در تیمارهای شاهد (۵۲/۴۸) میکرومول بر گرم وزن تر) و کیتوزان (۴۲/۴۰)

میکرومول بر گرم وزن تر) مشاهده شد (جدول ۳). بیشترین مقدار آنزیم کاتالاز با یک اختلاف معنی‌دار در درختان تیمار شده با کیتوزان (۱/۷۳) واحد آنزیمی بر دقیقه در میلی گرم پروتئین) مشاهده شد. همچنین مقدار این آنزیم در تیمار گابا به‌طور معنی‌داری در مقایسه با شاهد و پتاسیم سیلیکات بیشتر و در مقایسه با کیتوزان کمتر بود (جدول ۳). بیشترین و کمترین مقدار آنزیم پراکسیداز به‌ترتیب در تیمارهای کیتوزان (۰/۳۱) واحد آنزیمی بر دقیقه در میلی گرم پروتئین) و گابا (۰/۱۶) واحد آنزیمی بر دقیقه در میلی گرم پروتئین) مشاهده شد.

جدول ۳- مقایسه میانگین $\pm$ خطای استاندارد مقادیر پراکسید هیدروژن، پرولین، آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز در برگ‌های درختان پسته تحت تیمارهای مختلف

Table 3- Comparison of mean $\pm$ SE of hydrogen peroxide, proline, catalase and peroxidase enzymes in the leaves of pistachio trees under different treatments

Treatments	Hydrogen peroxide ($\mu\text{M.g}^{-1}\text{dW}$)	Proline ($\mu\text{M.g}^{-1}\text{FW}$)	Catalase ($\text{U.min}^{-1}.\text{mg}^{-1}\text{protein}$)	Peroxidase ($\text{U.min}^{-1}.\text{mg}^{-1}\text{protein}$)
Control	96.21 $\pm$ 1.46 b*	52.48 $\pm$ 0.18 a	0.49 $\pm$ 0.07 c	0.029 $\pm$ 0.001 b
γ amino butyric acid	128.71 $\pm$ 4.52 a	49.47 $\pm$ 0.15 b	1.17 $\pm$ 0.07 b	0.016 $\pm$ 0.001 c
Chitosan	91.06 $\pm$ 2.90 b	42.40 $\pm$ 0.19 d	1.73 $\pm$ 0.15 a	0.031 $\pm$ 0.002 a
Potassium silicate	105.13 $\pm$ 3.69 b	47.43 $\pm$ 0.12 c	0.55 $\pm$ 0.15 c	0.028 $\pm$ 0.001 b

* میانگین‌های با حروف متفاوت در هر ستون، تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال پنج درصد دارند (آزمون توکی، $p < ۰/۰۵$)

* Means followed by different letters in each column are significantly different (Tukey test, $P < 0.05$)

دنبال داشت (Mahanil et al., 2008).

گابا نیز در فرآیندهای مختلف فیزیولوژیکی گیاه به‌عنوان پیام‌رسان داخلی عمل می‌کند و میزان آن در اثر محرک‌ها و همچنین آسیب‌های مکانیکی افزایش می‌یابد (Bown et al., 2002). اصغری (Asghari, 2019) بیان کرد که گابا با جلوگیری از افزایش رادیکال‌های آزاد و همچنین با تحریک تولید آنتی‌اکسیدان‌هایی همچون آنزیم‌های کیتیناز و بتا ۱ و ۳ گلوکاناز به گیاه در مقابله با تنش کمک می‌کند. همچنین مطالعه‌ای دیگر نشان داده است که محلول‌پاشی گابا با تأثیری که روی تنظیم فعالیت آنزیم‌های فعال در متابولیسم اولیه نیتروژن و جذب نیترات دارد، موجب القاء مقاومت گیاه به تنش‌ها و افزایش رشد گیاه می‌شود (Barbosa et al., 2010). علاوه بر این، مقاومت ایجاد شده در درختان پسته توسط تیمار پتاسیم سیلیکات می‌تواند به‌دلیل کاهش سدیم و افزایش پتاسیم در اندام‌هایی هوایی گیاه (HassanvandRezaei Nejad, 2018) و یا به‌علت رسوب زیاد سیلیسیوم که باعث افزایش استحکام بافت‌ها می‌شود، صورت بگیرد (Reynolds et al., 2009). مطالعات دیگر نیز کارایی مؤثر پتاسیم سیلیکات را در مهار رشد جمعیت برخی آفات مانند *Bemisia tabaci* (Gennadius) روی خیار (Correa et al., 2005) و *Diabrotica speciosa* (Germar) روی سیب‌زمینی (Aparecida De Assis et al., 2012) گزارش کرده‌اند.

در این مطالعه، پاشش ترکیبات مختلف به‌خصوص کیتوزان روی درختان پسته، جمعیت پوره‌های پسیل را تا حد قابل توجهی مهار کردند. در واقع، تیمار گیاهان با ترکیباتی که مسیرهای مقاومت را فعال می‌کنند باعث کاهش جمعیت آفت می‌شوند. ضیال‌دینی و همکاران (Ziaaddini et al., 2022) گزارش کردند که تیمار درختان گلابی با کیتوزان موجب القاء مقاومت در درخت و کاهش جمعیت پسیل گلابی شد که با نتایج این پژوهش در القاء مقاومت توسط کیتوزان در درختان پسته نسبت به پسیل پسته مطابقت داشت. همچنین شاهرخی و همکاران (Shahrokhy et al., 2024) ثابت کردند که القاگرهایی مانند گابا و کیتوزان دارای اثرات افزایشی قابل توجه در مقاومت ایجاد شده توسط مسیر سالیسیلیک اسید می‌باشند. تأثیر بالای کیتوزان در مهار *A. pistaciae* می‌تواند با میزان آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و ترکیبات فنلی بالا در گیاه در ارتباط باشد. فنل‌ها ترکیبات ثانویه فعالی هستند که اثرات منفی روی نشو و نما، تولیدمثل و رشد جمعیت حشرات دارند (Wójcicka, 2010). همچنین گزارش شده است که بیان سطح بالای آنزیم‌های پلی‌فنل اکسیداز در ژنوتیپ‌های گوجه‌فرنگی باعث القاء مقاومت گیاه به *Spodoptera litura* (F) (Lepidoptera: Noctuidae) شد که متعاقب آن اکسیداسیون بالای فنل در این گیاه، کاهش کیفیت غذایی در شاخ و برگ‌ها و معنی‌دار شدن شاخص‌های تغذیه‌ای و رشدی آفت را به

(Chen *et al.*, 2000) و سبب ایجاد مقاومت در دیواره سلول گیاهی می‌شود (Mittler, 2002). در برخی تحقیقات گزارش شده است که تغذیه حشرات مکنده موجب کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز می‌شود (Usha Rani & Jyothsna, Zhu-Salzman *et al.*, 2004; 2010). طاهری و همکاران (Taheri *et al.*, 2018) گزارش کردند که محلول پاشی کیتوزان در غلظت‌های متفاوت موجب افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی گیاه می‌شود. همچنین کیتوزان به عنوان الفاکر زیستی موجب افزایش فعالیت برخی آنزیم‌های آنتی-اکسیدانی (کاتالاز، پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز) و ترکیبات فنل کل در گیاه ریحان شد (Naderi *et al.*, 2015). خاوری نژاد (Khavari-Nejad, 2018) بیان کرد که فعالیت آنتی اکسیدانی گیاه که منجر به توان بالای دفاع گیاه می‌شود، در مسیر ایجاد تنش افزایش می‌یابد. براساس گزارش این محقق، آنتی اکسیدان‌ها مولکول‌هایی هستند که با انتقال الکترون به رادیکال‌های آزاد آن‌ها را به شکل پایدار خود تبدیل می‌کنند و به این ترتیب تأمین کننده بقاء سلول به-شمار می‌روند. تجمع پراکسیدازها در سلول می‌تواند سبب استحکام دیواره سلولی به هنگام تمایز سلولی و در نتیجه افزایش مقاومت نسبت به آسیب‌های عوامل بیمارگر شود. آنزیم پراکسیداز در برخی از فعالیت‌های متابولیکی اولیه و ثانویه متفاوت همچون تنظیم کشیدگی سلول (Goldberg *et al.*, 1986)، تشکیل لیگنین (Egea *et al.*, 2001) و اکسیداسیون فنل‌ها مؤثر است.

در این مطالعه، آنزیم پراکسیداز در درختان تیمار شده با گابا کاهش یافت که احتمالاً به دلیل افزایش میزان پراکسید هیدروژن در درختان پسته بود. چنانچه از بین رفتن مقادیر زیادی از آنزیم پراکسیداز به هنگام کاربرد گابا در پژوهش حاضر جهت مهار تنش اکسیداتیو بوده است. در واقع، پراکسیدازها نقش مهمی در حفاظت سلول در برابر غلظت‌های سمی مختلف پراکسید هیدروژن دارند و از جمله آنزیم‌هایی هستند که بر اثر تنش‌های زیستی فعال می‌شود (Parida & Das, 2005). حسوند و رضایی نژاد (Hassanvand & Rezaei Nejad, 2018) نیز نشان دادند که کاربرد پتاسیم سیلیکات در گیاه با کاهش میزان فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و کاتالاز و افزایش تولید مالون دی آلدئید و نشت الکترولیت‌ها در بهبود رشد و ویژگی‌های بیوشیمیایی شمعانی معطر (*Pelargonium graveolens* L'Hér.) مؤثر بود.

به طور کلی، آنزیم‌های دفاعی در مراحل مختلف زندگی حشره و با گذشت زمان تغییر می‌کند که این با تنش‌های اکسیداتیو مرتبط است (Fahmy *et al.*, 2022). مطالعات نشان داده است که فعالیت برخی از آنزیم‌های دفاعی گیاه از جمله کاتالاز پس از تغذیه آفات مکنده کاهش یافته، تغییری نکرده (Khattab, 2007; Gomez *et al.*, 2004) یا افزایش یافته است (Ferry *et al.*, 2011; Mai *et al.*, 2013). در حقیقت، به هنگام ایجاد تنش، آنزیم‌های دفاعی از

در مطالعه حاضر، تنش ایجاد شده در درختان به دلیل تغذیه پسلی از آوندهای آبکش موجب فعال شدن مسیرهای متابولیکی تولید عوامل دفاعی غیر آنزیمی گیاه مانند پراکسید هیدروژن و پرولین شد. بنابراین می‌توان گفت که تغذیه جمعیت اولیه پسلی از گیاه موجب القاء ترکیبات دفاعی در درختان پسته برای جلوگیری از تنش ناشی از خسارت این حشره می‌شود، هر چند میزان این ترکیبات به حدی نباشد که بر هجوم حشره غلبه کند. همچنین نتایج این مطالعه نشان داد که کاربرد ترکیبات مختلف به عنوان عامل القاکنده مقاومت سبب تغییر در میزان تولید عوامل دفاعی از جمله آنزیم‌های آنتی اکسیدانی در درختان پسته می‌شود. در شرایط مطلوب رشد گیاه، بین گونه‌های فعال اکسیژن تولید شده و مصرف آن‌ها توسط فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی گیاه هماهنگی پدید می‌آید (Hayyan *et al.*, 2016).

در اکثر گیاهان، افزایش پرولین در تنش‌های زیستی و غیر زیستی گزارش شده است که می‌تواند منجر به حفاظت از غشاء سلول، آنزیم-های سیتوپلاسمی، پروتئین‌ها و همچنین جلوگیری از تولید رادیکال-های آزاد و گونه‌های اکسیژن فعال دیگر شود. به علاوه تخریب و اختلال در فرآیند سنتز پروتئین، تحریک سنتز پرولین از اسید-گلوتامیک و جلوگیری از اکسیداسیون پرولین از دلایل تجمع پرولین به هنگام تنش می‌باشد (Boroujerdnia *et al.*, 2016). حسوند و رضایی نژاد (Hassanvand & Rezaei Nejad, 2018) گزارش کردند که گیاه شمعانی در شرایط تنش موجب افزایش پرولین و کاهش آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز گیاه می‌شود. همچنین تیمار گابا در تحقیق حاضر احتمالاً مسیرهایی را در گیاهان فعال می‌کند که منجر به بالا رفتن میزان پرولین در درختان پسته می‌شود. با این وجود، خیاط مقدم و همکاران (Khayat Moghadam *et al.*, 2021) گزارش کردند که محلول پاشی کلزا توسط پتاسیم سیلیکات با کاهش پرولین موجب بهبود تنش در گیاه می‌شود.

در مطالعه حاضر، تیمار کیتوزان با افزایش آنزیم‌های دفاعی پراکسیداز و کاتالاز موجب کاهش جمعیت پسلی شد. پراکسیداز و کاتالاز از آنزیم‌های مؤثر در حذف گونه‌های فعال اکسیژن هستند که موجب تبدیل پراکسید هیدروژن تولید شده به آب و اکسیژن می‌شوند (Ganji *et al.*, 2019). از سوی دیگر، کاهش مقدار کاتیون‌های تک ظرفیتی در سیتوسول سبب سنتز پرولین در جهت کم کردن تنش‌های اکسیداتیو وارد شده بر گیاه می‌شود (Molinari *et al.*, 2007). در مطالعه حاضر، اگرچه در گیاهان تحت تیمار کیتوزان، میزان پرولین کمتری مشاهده شد، اما احتمالاً به دلیل افزایش اسید آمینه‌های دیگر، دفاع گیاه افزایش یافت. چنانچه گزارش شده است که کیتوزان در گیاهان لوبیا می‌تواند غلظت اسید آمینه‌های دیگر مانند گلیسین بتائین را نسبت به پرولین افزایش دهد (Sheikha & Al-Maleki, 2015).

کاتالاز به صورت یک سیگنال در القاء ژن‌های دفاعی نقش داشته

ترکیبات فنلی در گیاه میزبان و جمعیت برخی از حشرات ثابت شده است (Gantner et al., 2019).

نتیجه‌گیری

نتایج این تحقیق بیانگر آن است که کاربرد ترکیبات مختلف به‌عنوان عامل القاکننده مقاومت باعث تغییر در میزان تولید عوامل دفاعی آنزیمی و غیرآنزیمی در گیاه میزبان و متعاقب آن جمعیت پسپل پسته می‌شود. در واقع، هریک از تیمارهای مورد مطالعه با فعال کردن سازوکارهای مختلف در داخل گیاه موجب افزایش مقاومت درختان به پسپل پسته می‌شوند. در این میان، درختان تیمار شده با کیتوزان کمترین جذابیت را برای پسپل پسته داشتند که با محتوای نسی بالتر فنل، مقادیر بیشتر آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی کاتالاز و پراکسیداز گیاه مرتبط بود. بنابراین می‌توان نتیجه گرفت که تیمارهای مورد آزمایش تأثیرات متفاوتی روی مقاومت درختان پسته به پسپل A. pistaciae دارند. با انجام آزمایش‌های تکمیلی از جمله اثر این ترکیبات بر میزان و کیفیت محصول پسته، احتمالاً این ترکیبات می‌توانند در برنامه‌های مدیریت تلفیقی این پسپل در باغات پسته مورد استفاده قرار گیرند. بنابراین پیشنهاد می‌شود که تحقیقات بیشتر در سطح وسیع‌تر، از نظر اقتصادی و همچنین در تلفیق با روش‌های دیگر روی میزان کارایی این ترکیبات در مهار آفت انجام شود.

آسیب گونه‌های اکسیژن فعال جلوگیری می‌کنند و بعد از آن نقش آنتی‌اکسیدانی‌های غیرآنزیمی افزایش می‌یابد (Ganji et al., 2019). در مطالعه حاضر، تیمار درختان با کیتوزان به دلیل افزایش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و ترکیبات فنلی، کارایی بالاتری در مهار جمعیت پسپل پسته داشتند. ترکیبات فنلی نقش مهمی در مقاومت و دفاع گیاه در برابر آفات و بیماری‌ها دارند. در این تحقیق، احتمالاً تیمار کیتوزان با فعال کردن مسیرهایی در گیاه موجب بالا رفتن سطح فنل در درختان پسته می‌شود. تحقیقات نشان می‌دهد که فعالیت آنتی‌اکسیدانی گیاه به‌طور مستقیم با میزان فنل کل مرتبط است (Ghasemzadeh et al., 2010). از طرفی دیگر، کاربرد غلظت‌های بالای کیتوزان ممکن است منجر به اثرات نامطلوب بر کیفیت محصول شود، بنابراین استفاده از غلظت ایمن کیتوزان در مدیریت محصول باید مورد توجه قرار گیرد (Jafari & Javadi, 2020; Taghipour et al., 2024). فلاونوئیدهای گیاهی نیز بر رفتار و نشو و نمو برخی از حشرات همچون شته مومی کلم *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus) و کرم جوانه خوار توتون *Spodoptera litura* (Fabricius) تأثیر می‌گذارند (Taiz & Zeiger, 2002; Sattari et al., 2019). با این وجود، در این مطالعه اختلاف معنی‌داری از نظر میزان فلاونوئید کل بین تیمارها مشاهده نشد. بنابراین تفاوت در درصد کارایی مهار جمعیت پسپل بین تیمارها را می‌توان به وجود ترکیبات فنلی، متابولیت‌های ثانویه دیگر و توان آنتی‌اکسیدانی گیاه مرتبط دانست. همبستگی منفی بین حضور

References

1. Abdou, N.M., El-Saadony, F.M. A., Roby, M.H.H., Mahdy, H.A.A., El-Shehawi, A.M., Elseehy, M.M., El-Tahan, A.M., Abdalla, H.S., Ahmed, M., & AbouSreea, A.I.B. (2022). Foliar spray of potassium silicate, aloe extract composite and their effect on growth and yielding capacity of roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) under water deficit stress conditions. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 33(2), 1-12. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2022.02.033>
2. Aparecida De Assis, F., Campos-Moraes, J., Paterno-Silveira, L.C., Franoso, J., Maria-Nascimento, A., & Silveira-Antunes, C. (2012). Inducers of resistance in potato and its effects on defoliators and predatory insects. *Revista Colombiana de Entomología*, 38(1), 30-34. <https://doi.org/10.25100/socolen.v38i1.8914>
3. Asghari, M. (2019). Impact of jasmonates on safety, productivity and physiology of food crops. *Trends in Food Science & Technology*, 91, 169-183. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.07.005>
4. Assis, F.A., Moraes, J.A., Assis, G.A., & Parolin, F.J.T. (2015). Induction of caterpillar resistance in sunflower using silicon and acibenzolar-S-methyl. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 17, 543-550
5. Badawy, M.E. I.; & El-Aswad, A.F. (2012). Insecticidal activity of chitosans of different molecular weights and chitosan-metal complexes against cotton leaf worm *Spodoptera littoralis* and oleander aphid *Aphis nerii*. *Plant Protection Science*, 48, 131-141. <https://doi.org/10.17221/67/2010-pps>
6. Balakhnina, T.I. (2013). Effects of silicon on plant resistance to environmental stresses. *Review of [International Agrophysics]*, 27, 225-232. <https://doi.org/10.2478/v10247-012-0089-4>
7. Bao, H., Chen, X., Lv, S., Jiang, P., Feng, J.J., Fan, P.X., Nie, L.L., & Li, Y.X. (2015). Virus induced gene silencing reveals control of reactive oxygen species accumulation and salt tolerance in tomato by γ -aminobutyric acid metabolic pathway. *Plant Cell & Environment*, 38, 600-613. <https://doi.org/10.1111/pce.12419>
8. Barbosa, J.M., Singh, N.K., Cherry, J.H., & Locy, R.D. (2010). Nitrate uptake and utilization is modulated by exogenous γ -aminobutyric acid in *Arabidopsis thaliana* seedlings. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(6), 443-450. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.01.020>
9. Bates, L.S., Waldren, R.P.A., & Teare, I.D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress

- studies. *Plant and Soil*, 39, 205-207. <https://doi.org/10.1007/bf00018060>
10. Bernays, E.A., Driver, G.C., & Bilgener, M. (1989). Herbivores and plant tannins. *Advances in Ecological Research*, 19, 263-302. [https://doi.org/10.1016/S0065-2504\(08\)60160-9](https://doi.org/10.1016/S0065-2504(08)60160-9)
11. Bidart-Bouzat, M.G., & Imeh-Nathaniel, A. (2008). Global change effects on plant chemical defenses against insect herbivores. *Journal of Integrative Plant Biology*, 50(11), 1339-1354. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7909.2008.00751.x>
12. Boroujerdnia, M., Bihamta, M.R., AlamiSaid, K.H., & Abdossi, V. (2016). Effect of drought tension on proline content, soluble carbohydrates, electrolytes leakage and relative water content of bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Crop Physiology Journal*, 8(29), 23-41. (In Persian)
13. Bown, A.W., Hall, D.E., & MacGregor, K.B. (2002). Insect footsteps on leaves stimulate the accumulation of 4-aminobutyrate and can be visualized through increased chlorophyll fluorescence and superoxide production. *Plant Physiology*, 129(4), 1430-1434. <https://doi.org/10.1104/pp.006114>
14. Cakmak, I., & Marschner, H. (1992). Magnesium deficiency and high light intensity enhance activities of superoxide dismutase, ascorbate peroxidase, and glutathione reductase in bean leaves. *Plant Physiology*, 98(4), 1222-1227. <https://doi.org/10.1104/pp.98.4.1222>
15. Chen, D., Cao, B., Wang, S., Liu, P., Deng, X., Yin, L., & Zhang, S. (2016). Silicon moderated the K deficiency by improving the plant-water status in sorghum. *Scientific Reports*, 6, 22882. <https://doi.org/10.1038/srep22882>
16. Chen, W.P., Li, P.H., & Chen, T.H.H. (2000). Glycinebetaine increases chilling tolerance and reduces chilling-induced lipid peroxidation in *Zea mays* L. *Plant, Cell & Environment*, 23(6), 609-618. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3040.2000.00570.x>
17. Correa, R.S., Moraes, J.C., Auad, A.M., & Carvalho, G.A. (2005). Silicon and acibenzolar-S-methyl as resistance inducers in cucumber, against the whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B. *Neotropical Entomology*, 34, 429-433. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000300011>
18. Egea, C., Ahmed, A.S., Candela, M., & Candela, M.E. (2001). Elicitation of peroxidase activity and lignin biosynthesis in pepper suspension cells by *Phytophthora capsici*. *Journal of Plant physiology*, 158(2), 151-158. <https://doi.org/10.1078/0176-1617-00079>
19. El Hadrami, A., Adam, L.R., El Hadrami, I., & Daayf, F. (2010). Chitosan in plant protection. *Marine Drugs*, 8, 968-987. <https://doi.org/10.3390/md8040968>
20. Fahmy, N.M., Amin, T.R., & Khedr, M. (2022). Changes in antioxidant enzymes during the development of the cotton leafworm, *Spodoptera littoralis* (Boisd.) (Lepidoptera: Noctuidae). *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences. A, Entomology*, 15(3), 151-163. <https://doi.org/10.21608/eajbsa.2022.264624>
21. Ferry, N., Stavroulakis, S., Guan, W., Davison, G.M., Bell, H.A., Weaver, R.J., & 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. <https://doi.org/10.1002/pmic.200900801>
22. Ganji, Z., Hosseini Naveh, V., Ashouri, A., & Maali Amiri, R. (2019). Some biochemical responses of pistachio to feeding of the common pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae*. *Plant Pest Research*, 9(3), 15-27.
23. Gantner, M., Najda, A., & Piesik, D. (2019). Effect of phenolic acid content on acceptance of hazel cultivars by filbert aphid. *Plant Protection Science*, 55(2), 116-122. <https://doi.org/10.17221/150/2017-PPS>
24. Ghasemzadeh, A., Jaafar, H.Z., & Rahmat, A. (2010). Antioxidant activities, total phenolics and flavonoids content in two varieties of Malaysia young ginger (*Zingiber officinale* Roscoe). *Molecules*, 15(6), 4324-4333. <https://doi.org/10.3390/molecules15064324>
25. Gliński, J. (2011). Agrophysical Objects (Soils, Plants, Agricultural Products, and Food). Encyclopedia of Agrophysics. In J. Gliński, J. Horabik, and J. Lipiec (Eds), Springer Dordrecht, Heidelberg, London, New York. 1100pp. https://doi.org/10.1007/978-90-481-3585-1_9.
26. Goldberg, R., Imberty, A., Liberman, M., & Prat, R. (1986). Relationships Between Peroxidatic Activities and Cell Wall Plasticity. Molecular and physiological aspects of plant peroxidases. In H. Greppin, C. Penel, and Th. Gaspar (Eds), Botanical Center, University of Geneva, Switzerland, pp. 209-220. <https://www.researchgate.net/publication/228127847>
27. Gomaa, M., Kandil, E.E., El-Dein, A.A.Z. Abou-Donia, M.E.M. , Ali, H.M., & Abdelsalam N.R. (2021). Increase maize productivity and water use efficiency through application of potassium silicate under water stress. *Scientific Reports*, 11, 1-8. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-80656-9>
28. Gomez, S.K., Oosterhuis, D.M., Rajguru, S.N., & Johnson, D.R. (2004). Foliar antioxidant enzyme responses in cotton after aphid herbivory. *Journal of Cotton Science*, 8(2), 99-104.

29. Hafez, E.M., Osman, H.S., El-Razek, U.A.A., Elbagory M., El-Dein Omara, A., Eid, A.M.M., Gowayed, S., & Elbagory, M. (2021). Foliar-applied potassium silicate coupled with plant growth-promoting *Rhizobacteria* improves growth, physiology, nutrient uptake and productivity of faba bean (*Vicia faba* L.) irrigated with saline water in salt-affected soil. *Plants*, 10, 894. <https://doi.org/10.3390/plants10050894>
30. Hassanvand, F., & Rezaei Nejad, A. (2018). Effect of potassium silicate on growth, physiological and biochemical characteristics of *Pelargonium graveolens* under salinity stress. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 48(4) 743-752. (in Persian with English abstract). <https://doi.org/10.22059/ijhs.2018.210950.1040>
31. Hayyan, M., Hashim, M.A., & AlNashef, I.M. (2016). Superoxide ion: Generation and chemical implications. *Chemical Reviews*, 116(5), 3029-3085. <https://doi.org/10.1021/acs.chemrev.5b00407>
32. Henderson, C.F., & Tilton, E.W. (1955). Tests with acaricides against the brown wheat mite. *Journal of Economic Entomology*, 48(2), 157-61. <https://doi.org/10.1093/jee/48.2.157>
33. Jafari, F.J., & Javadi, A. (2020). The Effect of chitosan coating incorporated with walnut leaf extract on shelf life of pistachio. *Food Research Journal*, 30(3), 221-232. (in Persian with English abstract)
34. Jin, X., Liu, T., Xu, J., Gao, Z., & Hu, X. (2019). Exogenous GABA enhances muskmelon tolerance to salinity-alkalinity stress by regulating redox balance and chlorophyll biosynthesis. *BMC Plant Biology*, 19, 48. <https://doi.org/10.1186/s12870-019-1660-y>.
35. Justyna, P.G., & Ewa, K. (2013). Induction of resistance against pathogens by β -aminobutyric acid. *Acta Physiologiae Plantarum*, 35, 1735-1748. <https://doi.org/10.1007/s11738-013-1215-z>
36. Katiyar, D., Hemantaranjan, A., & Singh, B. (2015). Chitosan as a promising natural compound to enhance potential physiological responses in plant: a review. *Indian Journal of Plant Physiology*, 20, 1–9. <https://doi.org/10.1007/s40502-015-0139-6>
37. 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.
38. Khavari-Nejad, S. (2018). A review on plant peroxidases. *Nova Biologica Reperta*, 5(4), 428-437. <https://doi.org/10.29252/nbr.5.4.428>
39. Khayat Moghadam, M.S., Gholami, A., Shirani Rad, A.H., BaradaranFiroozabadi, M., & Abbasdokht, H. (2021). The effect of potassium silicate and late-season drought stress on the physiological characters of canola. *Journal of Crops Improvement*, 23(4), 776-761. (in Persian with English abstract). <https://doi.org/10.22059/jci.2021.306872.2424>
40. Lang, J., Gonzalez-Mula, A., Taconnat, L., Clement, G., & Faure, D. (2016). The plant GABA signaling downregulates horizontal transfer of the *Agrobacterium tumefaciens* virulence plasmid. *New Phytology*, 210, 974–983. <https://doi.org/10.1111/nph.13813>
41. Mahanil, S., Attajarusit, J., Stout, M.J., & Thipyaong, P. (2008). Overexpression of tomato polyphenol oxidase increases resistance to common cutworm. *Plant Science*, 174(4), 456-466. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2008.01.006>
42. Mahmoudi Meimand, M.J., & Ghanbari Adivi, A. (2013). A new approach to the management of pistachio planting and harvesting. Newshe Publications, Shahrekord, Iran, 128 p. (In Persian)
43. Mai, V.C., Bednarski, W., Borowiak-Sobkowiak, B., Wilkaniec, B., Samardakiewicz, S., & Morkunas, I. (2013). Oxidative stress in pea seedling leaves in response to *Acyrtosiphon pisum* infestation. *Phytochemistry*, 93, 49-62. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2013.02.011>
44. Mehrnejad, M.R. (2001). The current status of pistachio pests in Iran. *Cahiers Options Méditerranéennes*, 56(1), 315-322.
45. Mittler, R. (2002). Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends in Plant Science*, 7(9), 405-410. [https://doi.org/10.1016/s1360-1385\(02\)02312-9](https://doi.org/10.1016/s1360-1385(02)02312-9)
46. Molinari, H.B.C., Marur, C.J., Daros, E., de Campos, M.K.F., de Carvalho, J., Besspalhok, J.C., Pereira, L.F.P., & Vieira, L.G.E. (2007). Evaluation of the stress-inducible production of proline in transgenic sugarcane (*Saccharum* spp.): Osmotic adjustment, chlorophyll fluorescence and oxidative stress. *Physiologia Plantarum*, 130(2), 218-229. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2007.00909.x>
47. Naderi, S., Esmailzadeh Bahabadi, S., & Fakheri, B. (2015). The effect of chitosan on some physiological and biochemistry characterization in basil (*Ocimum basilicum*). *Journal of Plant Process and Function. Iranian Society of Plant Physiology*, 4(12), 29-41. (In Persian)
48. Parida, A.K., & Das, A.B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60(3), 324-349. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010>
49. Pereira, R.R.C., Moraes, J.C., Prado, E., & DaCosta, R.R. (2010). Resistance inducing agents on the biology and probing behaviour of the greenbug in wheat. *Scientia Agricola*, 67, 430-434. <https://doi.org/10.1590/s0103-90162010000400009>
50. Polle, A., Otter, T., & Seifert, F. (1997). Apoplastic peroxidases and lignification in needles of Norway spruce (*Picea abies* L.). *Plant Physiology*, 106(1), 53-60. <https://doi.org/10.1104/pp.106.1.53>

51. Reynolds, O.L., Keeping, M.G., & Meyer, J.H. (2009). Silicon-augmented resistance of plants to herbivorous insects: A review. *Annals of Applied Biology*, 155(2), 171-186. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2009.00348.x>
52. Rouhani, M., & Samih, M.A. (2012). Mortality effect of plant extracts with pesticide on common pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae*. *Archives Des Sciences*, 65(8), 452-460. <https://doi.org/10.1080/03235408.2019.1570589>
53. Sabbour, M.M. (2019). Effect of chitosan and nano-chitosan on *Saissetia oleae* (Hemiptera: Coccidae). *Journal of Applied Sciences*, 19(2), 128-132. <https://doi.org/10.3923/jas.2019.128.132>
54. Sabbour, M.M., & Abdel-Hakim, E.A. (2018). Control of *Cassida vittata* (Vill) (Coleoptera: Chrysomelidae) using chitosan and nano chitosan. *Middle East Journal of Applied Sciences*, 8(1), 141-144.
55. Saed-Moucheshi, A., Sohrabi, F., & Shirkhani, A. (2023). A review on reactive oxygen species (ROS): production, function, and their influence on plants. *Crop Biotechnology*, 13(2), 53-70. (in Persian with English abstract)
56. Sattari Nasab, R., Pahlavan Yali, M., & Bozorg-Amirkalaei, M. (2019) Effects of humic acid and plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR) on induced resistance of canola to *Brevicoryne brassicae* L. *Bulletin of Entomological Research*, 109(4), 479-489. <https://doi.org/10.1017/s0007485318000779>
57. Shabani, Z., Samih, M.A., Irannezad, M.A., & Mirzaei, F. (2011). Insecticidal efficacy of acetamiprid, hexaflumuron and *Calotropis procera* extract on *Agonoscena pistaciae* Burckhardt and Lauterer under laboratory conditions. Global Conference on Entomology, March 5-9, Chiang Mai, Thailand. 481p. <https://doi.org/10.5604/01.3001.0014.7877>
58. Shahid, M., Pourrut, B., Dumat, C., Nadeem, M., Aslam, M., & Pinelli, E. (2014). Heavy-metal induced reactive oxygen species: phytotoxicity and physicochemical changes in plants. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 232, 1-44. https://doi.org/10.1007/978-3-319-06746-9_1
59. Shahrokh, M., Pahlavan Yali, M., & Bozorg-Amirkalaei, M. (2024). Role of exogenous elicitors in canola plant defense against cabbage aphid by regulating physiological balance and secondary metabolite biosynthesis. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 26(1), 165-176. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-1575991/v1>
60. Sheikha, S.A.A., & AL-Malki, F.M. (2015). Chitosan influence on the amino acids and proline content in the plants under drought stress. *Journal of Plant Production*, 6(4), 447-455. <https://doi.org/10.21608/jpp.2018.49344>
61. Soland, S.F., & Laima, S.K. (1999). Phenolics and cold tolerance of *Brassica napus*. *Plant Agriculture*, 1, 1-5.
62. Tahami Zarandi, S.M.R., Askarianzadeh, A., & Karimi, J. (2022). Evaluation of the chemical and cultural control methods of the common pistachio psylla, *Agonoscena pistaciae* (Hem.: Psyllide) in laboratory and field conditions. *Iranian Journal of Plant Protection Science*. 53(2), 271-282. (in Persian with English abstract). <https://doi.org/10.22059/IJPPS.2023.350634.1007013>
63. Taheri, F., Dahmardeh, M., Salari, M., & Bagheri, R. (2018). Evaluate the effect of chitosan on the activities of antioxidant enzymes in ajwain (*Carum copticum* L.) under drought stress. *Iranian Journal of Horticultural Sciences*, 48(3), 575-584. (in Persian with English abstract)
64. Taghipour, S., Ehtesham, N.A., & Hokmabadi, H. (2024). The effect of pre-harvest chitosan and nano-chitosan application on the shelf life and quality of fresh pistachio (*Pistacia vera* L. Cv. 'Ahmad-Aghaei'). *Iranian Journal of Horticultural Science and Technology*, 25(1), 149-162. (in Persian with English abstract) <https://doi.org/10.2139/ssrn.4397721>
65. Taiz, L., & Zeiger, E. (2002). *Plant Physiology*. Sinauer Associates Inc Publishers. Sunderland, MA, 690 pp.
66. Todd, G.W., Getahun, A., & Cress, D.C. (1971). Resistance in barley to the greenbug, *Schizaphis graminum*. 1. Toxicity of phenolic and flavonoid compounds and related substances. *Annals of the Entomological Society of America*, 64(3), 718-722. <https://doi.org/10.1093/aesa/64.3.718>
67. Toscano, N.C., & Prabhaker, N. (2011). Spiromesifen: A New Pest Management Tool for Whitefly Management. Available at [http://www.insectscience.org/8.04/ref/abstract 78.html](http://www.insectscience.org/8.04/ref/abstract%2078.html).
68. Usha Rani, P., & Jyothsna, Y. (2010). Biochemical and enzymatic changes in rice plants as a mechanism of defense. *Acta Physiologiae Plantarum*, 32, 695-701. <https://doi.org/10.1007/s11738-009-0449-2>
69. Velikova, V., Yordanov, I., & Edreva, A.J.P.S. (2000). Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: Protective role of exogenous polyamines. *Plant Science*, 151(1), 59-66. [https://doi.org/10.1016/s0168-9452\(99\)00197-1](https://doi.org/10.1016/s0168-9452(99)00197-1)
70. Wang, C.Y., Fan, L.Q., Gao, H.B., Wu, X.L., Li, J.R., Lv, G.Y., & Gong, B.B. (2014). Polyamine biosynthesis and degradation are modulated by exogenous gamma-aminobutyric acid in root-zone hypoxia-stressed melon roots. *Plant Physiology and Biochemistry*, 82, 17-26. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2014.04.018>
71. War, A.R., Buhroo, A.A., Hussain, B., Ahmad, T., Nair, R.M., & Sharma, H.C. (2020). Plant defense and insect adaptation with reference to secondary metabolites. *Reference Series in Phytochemistry Co-evolution of Secondary Metabolites*, Springer International Publishing. 795-822. https://doi.org/10.1007/978-3-319-96397-6_60

72. Wójcicka, A. (2010). Cereal phenolic compounds as biopesticides of cereal aphids. *Polish Journal of Environmental Studies*, 19(6), 1337-1343.
73. Zhen, A., Zhang, Z., Jin, X.Q., Liu, T., Ren, W.Q., & Hu, X.H. (2018). Exogenous GABA application improves the NO₃ -N absorption and assimilation in Ca(NO₃)₂ treated muskmelon seedlings. *Science of Horticulture*, 227, 117–123. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.09.025>
74. Zhishen, J., Mengcheng, T., & Jianming, W. (1999). The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chemistry*, 64(4), 555-559. [https://doi.org/10.1016/s0308-8146\(98\)00102-2](https://doi.org/10.1016/s0308-8146(98)00102-2)
75. Zhu-Salzman, K., Salzman, R.A., Ahn, J.E., & Koiwa, H. (2004). Transcriptional regulation of sorghum defense determinants against a phloem-feeding aphid. *Plant Physiology*, 134(1), 420-431. <https://doi.org/10.1104/pp.103.028324>
76. Ziaaddini, F., Yali, M.P., & Bozorg-Amirkalaei, M. (2022). Foliar spraying of elicitors in pear trees induced resistance to *Cacopsylla bidens*. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 25(4), 101969. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2022.101969>