پاسخ آنتی‌اکسیدانی ژنوتیپ‌های گواوا (*Psidium guajava* L.) به شوری

منصوره شمیلی

گروه باغبانی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه هرمزگان

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۸/۰۸/۱٤، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۸/۱۰/۱۰)

چکیده

در مناطق جنوب و جنوب شرق ایران، میوه گواوا در زمره گیاهان اقتصادی با دو فصل میوه‌دهی در سال است. اما شوری توسعه کشت این گیاه را تحت تأثیر قرار داده و ضرورت معرفی ژنوتیپ‌های متحمل به شوری در آن را پررنگ کرده است. لذا در طول سال‌های ۱۳۹۸-۱۳۹۷ در شهرستان بندرعباس آزمایشی به‌صورت فاکتوریل در قالب کاملاً تصادفی طراحی و ۱۵ ژنوتیپ برتر گواوا تحت تیمار سدیم کلرید (۲ و ٦ دسی‌زیمنس بر متر) قرار گرفت. سپس محتوای نسبی آب برگ، محتوای کلروفیل، کاروتنوئید، قندهای محلول، نشت یونی، فلورسانس کلروفیل، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز در آنها بررسی شد. در تحقیق حاضر محتوای نسبی آب برگ و فلورسانس کلروفیل ژنوتیپ‌های گواوا در مواجه با شوری کاهش پیدا کرد. محتوای کلروفیل (a، b و کل) و کاروتنوئید در اکثر ژنوتیپ‌های گواوا بعد از مواجه با شوری کاهش معنی‌داری داشت. همچنین، شوری باعث افزایش فعالیت کاتالاز، پراکسیداز و نشت یونی در اکثر ژنوتیپ‌ها (اما شدت افزایش متفاوت) شد. براساس تجزیه به عامل‌ها، محتوای نسبی آب برگ، فلورسانس کلروفیل، قند محلول و نشت یونی ٦۰/۳۰ از واریانس کل را توجیه نمودند. بالابودن محتوای رنگدانه‌های کلروفیل، کاروتنوئید و فعالیت آنتی‌اکسیدانی آنزیمی، ژنوتیپ‌های G11، G13 و G22 را به‌عنوان ژنوتیپ‌های متحمل به شوری دسته‌بندی کرد. ژنوتیپ‌های G18، G19 و G25 به‌عنوان ژنوتیپ‌های حساس به تنش شوری و سایر ژنوتیپ‌ها در حد فاصل قرار گرفتند.

کلمات کلیدی: آنتی‌اکسیدان، شوری، کاروتنوئید، کلروفیل، گواوا، نشت یونی

مقدمه

گواوا (*Psidium guajava* L.)، با نام محلی زیتون بندری، بومی مناطق گرمسیر آمریکا و متعلق به تیره موردسانان (Myrtaceae) از گذشته‌های دور در مکزیک (Biffin *et al.*, 2010) و از ٤۰۰ سال پیش در استان‌های هرمزگان و سیستان‌وبلوچستان کشت‌وکار می‌گردد. میوه گواوا از غنی‌ترین منابع آنتی‌اکسیدان در میان میوه‌های گرمسیر است که در صنایع تبدیلی نیز مورد توجه قرار گرفته است (Wille *et al.*, 2004). محتوای کاتکین (Catechin)، روتین (Rutin)، کامفرول (Campherol) و کوئرستین (Quercetin) بخش‌های مختلف گواوا باعث شده به‌طور سنتی در درمان بیماری‌های گوارشی و دیابت مورد استفاده قرار گیرد (Wu *et al.*, 2008).

در شرایط تنش شوری، تولید گونه‌های فعال اکسیژن، در میتوکندری و کلروپلاست افزایش می‌یابد و متعاقباً با توجه به نقش آنها به‌عنوان پیام‌رسان ثانویه، مسیر سیگنال‌دهی مولکولی آن در گیاه ایجاد می‌گردد (Rhee, 2006). گونه‌های فعال

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: shamili@ut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

اکسیژن بعد از واکنش با اسیدهای چرب غیراشباع، منجر به پراکسیدشدن لیپیدهای غشا و درنتیجه نشت یونی می‌گردد. با کاهش میزان پایداری غشا، تشکیل مالون دی‌آلدئید رخ می‌دهد (Tiwari *et al*., 2010). کلروپلاست مهم‌ترین اندامک گیاهی است که تحت تنش، دستخوش آسیب جدی می‌گردد (Ahmed *et al*., 2009). آسیب وارده، تخریب رنگدانه‌ها و از بین‌رفتن توانایی احیای کربن را به‌همراه دارد (Ahmed *et al*., 2009). از دیگر پاسخ‌های بیوشیمیایی گیاهان در مواجه با شوری، واسرشت‌شدن پروتئین‌ها (Mittler, 2002) و تغییر در محتوای رنگدانه‌های فتوسنتزی (Grotewold, 2006) است.

در این میان، مکانیسم تحمل به شوری در درختان میوه متفاوت است؛ تنظیم مؤثر اسمزی (Munns and Tester, 2008)، تجمع سدیم در واکوئل (Tester and Davenport, 2003)، جاروب‌کردن رادیکال‌های آزاد اکسیژن (Shabala and Pottosin, 2014)، تغییر در تیلاکوئیدها در راستای حفظ ساختار کلروپلاست (Ahmed *et al*., 2009) و تغییر در فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی نظیر کاتالاز و پراکسیداز (Liu *et al*., 2009) از جمله مهم‌ترین آنها هستند.

درخت گواوا در خاک‌های کم‌عمق و غیرحاصلخیز رشد کرده و به خشکی نیز متحمل است (Bokhari *et al*., 2018)، اما گسترش آن تحت تأثیر نمک موجود در آب و خاک قرار می‌گیرد (Cavalcante *et al*., 2005). بنا به گزارشی سدیم کلرید ۳۰ تا ۵۰ میلی‌مولار (Walker *et al*., 1979) و در گزارشی دیگر سدیم کلرید ۲۵ میلی‌مولار و کمتر، استقرار دانهال‌های ارقام پالوما (‘Paluma’)، ایپا بی-۳۸ (‘IPA B-38’)، پنته کوسته (‘Pentecoste’) و سوروبیم (‘Surubim’) گواوا را در خزانه محدود ساخت (Cavalcante *et al*., 2007). تأثیر شوری سدیم کلرید در مرحله جوانه‌زنی بذر در ارقام توسرخ (‘Red flesh’) و توسفید (‘White flesh’) گواوا نیز حاکی از پاسخ‌های متفاوت بوده است (Kaul *et al*., 1988; Hooda and Yamdagni, 1991).

علائم سمیت یون‌های سدیم و کلر در گواوا کلروز و نکروز حاشیه و نوک برگ‌ها بوده است. نمک در سطوح بالاتر (۸ دسی‌زیمنس بر متر)، نکروز کل برگ‌ها را به‌همراه داشت (da Silva *et al*., 2008). به‌علاوه، آثار شوری در گواوا بیشتر بر کاهش وزن خشک برگ و کمتر بر وزن خشک ریشه تأثیر داشته است (da Silva *et al*., 2008). سدیم کلرید ۳ تا ٦ دسی‌زیمنس بر متر بر محتوای کلر و نسبت سدیم به پتاسیم در برگ و ریشه گواوا افزوده و از تعداد برگ و ماده خشک آن کاست (پشنگه و همکاران، ۱۳۹۸). همچنین هر چند نمک کم (۵ دسی‌زیمنس بر متر)، تغییری در میزان فعالیت پروتئاز برگ گواوا نداشت، اما سدیم کلرید ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر افزایش چشمگیر در فعالیت این آنزیم را به‌همراه داشت (Esfandiari Ghalati *et al*., 2019).

تیمار با نمک سدیم کلرید به‌طور محسوسی از ظهور گیاهچه در چهار رقم گواوا جلوگیری کرده و کاهش ارتفاع، قطر ساقه، سطح برگ و ماده خشک اندام‌ها را باعث گردید (Cavalcante *et al*., 2007). در مطالعه دیگری (Pereira, 2000)، ارقام سوروبیم و پالوما از گواوا به‌عنوان ارقام نسبتاً متحمل به شوری در مرحله جوانه‌زنی بذر معرفی شدند. مطالعه سطوح مختلف تنش آبی در گواوا رقم سوراهیدار (‘Surahidar’) در مرحله دانهالی، حاکی از کاهش نرخ فتوسنتز، شدت تعرق، هدایت روزنه‌ای، کارایی مصرف آب و افزایش پرولین ریشه و برگ تحت سطوح شدید تنش خشکی بوده است (Shaukat *et al*., 2015).

در مناطق جنوب و جنوب شرق ایران، میوه گواوا در زمره گیاهان اقتصادی (نه تنها جهت مصرف تازه‌خوری، بلکه به منظور تهیه آب‌میوه، ژله، مربا، بستنی و کمپوت) است که با دو فصل میوه‌دهی در سال، توجه بسیاری باغداران و تولیدکنندگان را به خود معطوف ساخته است. براساس آمارنامه وزارت جهاد کشاورزی ایران، ۵/٤۳ درصد از سطح باغ‌های گرمسیر کشورمان به کشت این گیاه اختصاص دارد (آمارنامه کشاورزی ایران، ۱۳۹٦).

ارقام مختلف یک گونه گیاهی می‌توانند در مواجه با نمک یکسان، پاسخ‌های متفاوتی داشته باشند (Munns and Tester, 2008) و مطالعه تأثیر شوری بر مراحل مختلف فنولوژیکی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

ارقام گواوا حاکی از حساسیت بالای مرحله جوانه‌زنی و استقرار نهال به تیمار نمکی بوده است (Hooda and Yamdagni, 1991). در تیمار نمک مشابه، ارقام گواوا سوروبیم و ایپا بی-۳۸ متحمل‌تر از رقم پالوما بودند (Cavalcante *et al.*, 2007). تحمل بیشتر رقم گواوا توسرخ ('Red flesh') به شوری در مقایسه با رقم توسفید ('White flesh') در کشت‌های مزرعه‌ای نیز تأیید شده است (Ali-Dinar *et al.*, 1999). به‌علاوه، علائم کلروز و نکروز برگ ناشی از شوری در ارقام بسیار حساس گواوا در برزیل در مواجه با نمک ۲ دسی‌زیمنس بر متر و در اقام متحمل‌تر در سطح ٦ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شده است. این در حالی است که در مهم‌ترین رقم گواوا پاکستان، رقم الهآباد سافِدا (Allahabad Safeda)، آستانه تحمل به شوری ۱/۵ دسی‌زیمنس بر متر برآورد شده و از نسبت‌های بالاتر پتاسیم به سدیم ریشه به‌همراه فراهم‌آوری بیشتر کلسیم به‌عنوان واکنش فیزیولوژیک این رقم در مواجه با نمک نام برده شده‌است (Singh *et al.*, 2016).

از آنجا که گزارشی از مقایسه ژنوتیپ‌های گواوا مواجه‌شده با شوری در کشور موجود نیست، در تحقیق حاضر پانزده ژنوتیپ برتر گواوا تحت تیمار سدیم کلرید قرار گرفت تا براساس خصوصیات فیزیولوژیکی، ژنوتیپ‌های حساس و متحمل به تنش شوری در این گیاه معرفی شوند.

مواد و روش‌ها

تحقیق حاضر در طول سال‌های ۱۳۹۸-۱۳۹۷ در بخش باغبانی دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی دانشگاه هرمزگان به‌صورت گلدانی به‌اجرا در آمد. مواد گیاهی مورد استفاده در این مطالعه شامل پانزده ژنوتیپ برتر گواوا (که با نام‌های G11 تا G25 نامگذاری شدند) بود که در اسفند ۱۳۹۷، بعد از تأیید مشخصه‌های کمی و کیفی میوه (نتایج منتشر نشده)، از باغات کشت و پرورش گواوا در استان هرمزگان جمع‌آوری گردید. برخی مشخصه‌های گیاهان مادری در جدول ۱ درج شده است. نهال‌ها یکساله با ارتفاع حدود ۷۰ سانتی‌متر بودند که در گلدان‌های پلاستیکی (قطر بالا، قطر پایین و ارتفاع به‌ترتیب ۲۳، ۱۷ و ۱۹/۵ سانتی‌متر) کشت شدند. بستر کاشت شامل خاک مزرعه منطقه، خاکبرگ و ماسه (به نسبت برابر) بود. مشخصات فیزیکی و شیمیایی خاک مورد استفاده در جدول ۲ آورده شده است. گلدان‌ها در دمای روزانه و شبانه به‌ترتیب ۱ ± ۳۰ و ۲ ± ۲۵ درجه سانتی‌گراد با رطوبت نسبی ۷۵ درصد نگهداری شدند.

پنج هفته بعد از استقرار نهال‌ها در گلدان، تیمار شوری آغاز شد. نمک مورد استفاده سدیم کلرید (Merck, Darmstadt, Germany) بود که در آب‌مقطر حل شد. بعد از مرور منابع در تحقیقات داخلی انجام‌شده بر شوری در گیاه گواوا تیمارهای شوری ۲ (با توجه به سطح شوری آب منطقه، سطح ۲ دسی‌زیمنس بر متر به‌عنوان کنترل در نظر گرفته شد) و ٦ دسی‌زیمنس بر متر (تیمار تنش) بود. تیمار نمکی (از طریق آبیاری و هفته‌ای دو بار)، نه هفته به طول انجامید و پس از آن کلیه گلدان‌ها تا شش هفته با تیمار کنترل (۲ دسی‌زیمنس بر متر) آبیاری شد (پشنگه و شمیلی، ۱۳۹۷؛ پشنگه و همکاران، ۱۳۹۸؛ Esfandiari Ghalati *et al.*, 2019, 2020). گیاه در طی این مدت همچنان در وضعیت رشد رویشی قرار داشت. پس از اتمام دوره شش هفته‌ای آبیاری بدون تیمار نمک، صفات زیر در گیاهان مورد ارزیابی گرفت.

سنجش محتوای نسبی آب برگ: حدود ۰/۱ گرم دیسک برگی (از برگ‌های یک سوم وسط شاخه) تازه در آب‌مقطر (٤ درجه سانتی‌گراد، ٤ ساعت) قرار داده شد. سپس برگ‌ها از آب خارج، خشک و توزین گردید. پس از آن نمونه‌های برگی در آون (۷۰ درجه سانتی‌گراد، ٢٤ ساعت) خشک و درنهایت مجدداً توزین شد. محتوای نسبی آب برگ از رابطه یک محاسبه شد (Ritchie and Nguyen, 1990).

$$RWC(\%) = (W_f - W_d)/ (W_t - W_d) \times 100 \qquad (۱)$$

که در آن RWC، W_f، W_d و W_t به‌ترتیب محتوای نسبی آب برگ، وزن تر، وزن خشک و وزن برگ در حالت تورژسانس بودند.

ارزیابی فلورسانس کلروفیل: سنجش فلورسانس کلروفیل برگ با استفاده از کلروفیل فلوریمتر (Manual Hansatech

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

جدول ۱- مشخصه‌های رویشی و زایشی ژنوتیپ‌های گواوا مورد مطالعه

نام ژنوتیپ	عادت رشدی	زمان گلدهی اول	زمان گلدهی دوم	شکل میوه	رنگ گوشت میوه	میزان بذر در حفره میوه
G11	نیمه‌ایستاده	اردیبهشت	آبان	گلابی شکل	کرم	کم
G12	ایستاده	اردیبهشت	آذر	گلابی شکل	کرم	کم
G13	باز	اردیبهشت	آذر	گرد	صورتی	کم
G14	نیمه‌ایستاده	اردیبهشت	آذر	گرد	صورتی	کم
G15	باز	خرداد	آذر	کشیده	کرم	کم
G16	باز	خرداد	آذر	کشیده	کرم	زیاد
G17	باز	اردیبهشت	آذر	کشیده	کرم	کم
G18	باز	اردیبهشت	آذر	کشیده	کرم	کم
G19	باز	اردیبهشت	آذر	کشیده	کرم	کم
G20	نیمه‌ایستاده	اردیبهشت	مهر	گرد	صورتی	کم
G21	نیمه‌ایستاده	اردیبهشت	آذر	گرد	صورتی	کم
G22	باز	اردیبهشت	آذر	گرد	صورتی	کم
G23	باز	اردیبهشت	آذر	گرد	صورتی	زیاد
G24	نیمه‌ایستاده	اردیبهشت	آذر	گرد	صورتی	زیاد
G25	نیمه‌ایستاده	اردیبهشت	آذر	گرد	صورتی	زیاد

جدول ۲- مشخصه‌های فیزیکی و شیمیایی خاک مورد استفاده

بافت خاک	آهک	شن	سیلت	رس	کربن آلی
			(درصد)		
لومی	۲/٤ ± ۲۸/۳۳	۰/٥٦ ± ۳۹/٦۷	۳۷/۲۱ ± ٤۱٦	۳/٦۳ ± ۲۲	۰/۰٤ ± ۰/۱
اشباع (درصد)	نیتروژن	پتاسیم	فسفر	هدایت الکتریکی	pH گِل اشباع
			(ppm)		
۱/٥۱ ± ٤۰/۳۳	۰/۰۰۱ ± ۰/۰۱	۲/٥۰ ± ۱۱۲/۳۲	۰/۳۱ ± ۱/۷۳	۰/۲٥ ± ۰/۹۳	۰/۲ ± ۸/٤

Pocket PEA) انجام شد. بدین منظور در ساعت ۱۲ ظهر گیره‌های مخصوص دستگاه به‌مدت ۲۰ دقیقه به برگ‌ها (از برگ‌های یک سوم وسط شاخه) متصل پس از آن نور با طول‌موج ٦۹٥ نانومتر به برگ‌ها تابیده و شاخص Fv/Fm (نسبت کلروفیل متغیر به کلروفیل حداکثر) خوانده شد (Misra *et al*., 2001).

سنجش قندهای محلول: جهت تهیه عصاره، ۰/۱ گرم برگ (از برگ‌های یک سوم وسط شاخه) به‌همراه ۵ میلی‌لیتر اتانول ۸۰ درصد هموژن و در حمام آب‌گرم (۷۰ درجه سانتی‌گراد، ۱۰ دقیقه) قرار داده شد. عصاره سانتریفیوژ (۱۵ دقیقه، ٦۰۰۰ دور در دقیقه) و روشناور روی حرارت تغلیظ شد تا حجم آن به یک پنجم حجم اولیه برسد. سپس عصاره غلیظ‌شده به نسبت یک به پنج با کلروفروم رقیق شد. بعد از ورتکس و ۵ دقیقه انکوبه‌کردن در شرایط آزمایشگاه، روشناور سانتریفیوژ (۱۰ دقیقه، ٦۰۰۰ دور در دقیقه) شد. در مرحله بعد به ۲۵ میکرولیتر از روشناور، ۱۷۵ میکرولیتر آب‌مقطر و ۳ میلی‌لیتر آنترون (۷٦ میلی‌لیتر سولفوریک اسید، ۳۰ میلی‌لیتر آب‌مقطر، ۱۵۰ میلی‌گرم آنترون) اضافه شد. مخلوط در حمام آب‌گرم

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

(۲۱ دقیقه، ۹۵ درجه سانتی‌گراد) قرار داده و پس از سردشدن، میزان جذب نمونه در طول‌موج ٦۲۰ نانومتر توسط اسپکتروفتومتر (Cecil CE2501) خوانده شد (Mc Cready *et al.*, 1950).

سنجش کلروفیل (a، b و کل) و کاروتنوئید: بدین منظور نیم گرم برگ (از برگ‌های یک سوم وسط شاخه) تازه در ۱۰ میلی‌لیتر استون ۸۰٪ و در تاریکی سائیده شد. سپس به‌مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ و از مایع رویی برای خواندن کلروفیل و کاروتنوئید استفاده شد. جذب عصاره‌ها در سه طول‌موج ٦٦۳، ٦٤٥ و ٤۷۰ نانومتر خوانده شد. محتوای کلروفیل (a، b و کل) و کاروتنوئید از روابط دو تا پنج محاسبه شد (Arnon, 1949).

$$Chl_a\ (mg\ g^{-1}FW) = (12.25 \times A_{663}) - (2.79 \times A_{645}) \quad (۲)$$

$$Chl_b\ (mg\ g^{-1}FW) = (21.21 \times A_{645}) - (5.1 \times A_{663}) \quad (۳)$$

$$Chl_{total}\ (mg\ g^{-1}FW) = (20.21 \times A_{645}) + (8.02 \times A_{663}) \quad (٤)$$

$$Car\ (mg\ g^{-1}FW) = ((1000 \times A_{470}) - (1.8 \times Chl_a) - (85.02 \times Chl_b)) / 198 \quad (۵)$$

که در آن chl_a، chl_b و chl_{total} به‌ترتیب معادل کلروفیل a، کلروفیل b و کلروفیل کل بودند.

نشت یونی: به‌منظور ارزیابی نشت یونی، ۰/۱ گرم از بافت برگ (از برگ‌های یک سوم وسط شاخه) در ۱۰ میلی‌لیتر آب دوبار تقطیر قرار داده، به‌مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب‌گرم (٤۰ درجه سانتی‌گراد) قرار داده شد. سپس هدایت الکتریکی اولیه (EC_1) با EC متر (Tetracon 325) ثبت شد. پس از آن نمونه‌ها ۱۵ دقیقه دیگر در حمام آب‌گرم (۱۰۰ درجه سانتی‌گراد) قرار داده و هدایت الکتریکی آنها (EC_2) مجدداً ثبت شد. درصد نشت یونی (EL) از رابطه ٦ محاسبه شد (Sairam and Srivastava, 2002).

$$EL(\%) = (EC_1 / EC_2) \times 100 \quad (٦)$$

سنجش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان (کاتالاز و پراکسیداز): بدین منظور نیم گرم برگ تازه (از برگ‌های یک سوم وسط شاخه) در ازت مایع در حضور یک میلی‌لیتر بافر استخراج (حاوی ۱۰۰ میلی‌لیتر بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار، ۰/۰۳۷۲ گرم EDTA و یک گرم PVP) هموژن شد. پس از ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ (۱۲۰۰۰ دور در دقیقه)، از روشناور جهت سنجش فعالیت کاتالاز و پراکسیداز استفاده شد (Dhindsa *et al.*, 1981). جهت سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز، ۵۰ میکرولیتر از عصاره آنزیمی با یک میلی‌لیتر محلول واکنش کاتالاز (حاوی بافر پتاسیم فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH برابر ۷ و هیدروژن پراکسید ۱۵ میلی‌مولار) مخلوط و جذب آن در طول‌موج ۲٤۰ نانومتر ثبت شد (Dhindsa *et al.*, 1981). جهت سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز، ۳۳ میکرولیتر عصاره آنزیمی با یک میلی‌لیتر محلول واکنش پراکسیداز (حاوی ۱۳ میلی‌مول گایاکول، ۵ میلی‌مول هیدروژن پراکسید و ۵۰ میلی‌مول بافر پتاسیم فسفات با pH برابر ۷) مخلوط و جذب آن در طول‌موج ٤۷۰ نانومتر خوانده گردید (Chance and Maehly, 1995).

طرح آزمایشی و آنالیز داده‌ها: آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سه تکرار طراحی و اجرا شد. فاکتورها شامل ژنوتیپ‌های گواوا (در ۱۵ سطح) و شوری سدیم کلرید (در دو سطح) بود. آنالیز واریانس با در نظرگرفتن ژنوتیپ و شوری به‌عنوان متغیرهای مستقل انجام شد. آزمون حداقل اختلاف معنی‌دار (LSD) برای مقایسه میانگین ($P<0.01$) انجام شد. آنالیز آماری داده‌ها با برنامه MSTATC انجام شد. آنالیز همبستگی با ضریب همبستگی پیرسون و تجزیه به عامل‌ها توسط نرم‌افزار SPSS 22 و با استفاده از تکنیک وریماکس (Varimax) انجام گردید. در هر عامل، ضرایب عامل بالای یک معنی‌دار در نظر گرفته شد. تجزیه کلاستر به روش وارد (Ward) با استفاده از نرم‌افزار SPSS انجام شد. همچنین تصاویر گرافیکی با کمک برنامه Excel ترسیم شد.

نتایج

بنا به نتایج تجزیه واریانس (جدول ۳)، تأثیر شوری بر رنگدانه‌های کلروفیل (a، b و کل)، کاروتنوئید و نشت یونی در سطح پنج درصد و در سایر صفات در سطح یک درصد معنی‌دار بود. همچنین ژنوتیپ گواوا نیز بر رنگدانه‌های کلروفیل (a، b و کل) در سطح پنج درصد و در سایر صفات در سطح یک درصد تأثیر معنی‌دار داشت. اثر متقابل هر دو

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

جدول ۳- تجزیه واریانس شوری بر مشخصه‌های بیوشیمیایی و فیزیولوژیک ۱۵ ژنوتیپ گواوا

منبع تغییر	درجه آزادی	محتوای نسبی آب برگ	فلورسانس کلروفیل	قندهای محلول	کلروفیل a	کلروفیل b
شوری	۱	۳۷٦۱/٦٦**	۰/۰٦**	۵۱/۷٦**	۱۱۹/٤٤*	۲۲٦۸۱/۷۲*
ژنوتیپ	۱٤	۵٤۳/۸٤**	۰/۰۲**	۹۲٦/۰٤**	۹/۹۲*	۵۵٤/۲۵*
شوری × ژنوتیپ	۱٤	۳۷/۲٤**	۰/۰۰۰٦**	۳۳/۱۰**	۱۳/۳۷**	۵۸۵/٦۳**
خطا	٦۰	۰/۱۱	۰/۰۰۰۹	۰/۱۱	۰/۰۸	۰/۷٤

**** و * به‌ترتیب معنی‌دار در سطح پنج و یک درصد**

ادامه جدول ۳-

منبع تغییر	درجه آزادی	کلروفیل کل	کاروتنوئید	نشت یونی	کاتالاز	پراکسیداز
شوری	۱	۲۵۲/۷۷*	۱۰/۰۱*	۱۳۵۱/۱۱*	۱۰۵۷۵۲/٤۳**	۲۳۷۲٦۲/٦۸**
ژنوتیپ	۱٤	۳۰/۰۰*	٤/۰۸*	۳۳۳/۱۵**	۵۷۵۷/۵٤**	۱۲۸۸۷/۱۵**
شوری × ژنوتیپ	۱٤	۷/۷۵**	۰/۳٤**	٦۱/٦۵**	۸۹۷۹/۷۲**	٤۳۲٤/۲۱**
خطا	٦۰	۰/٤۲	۰/۲۹	۰/۱۳	۰/٦۳	۰/٤۸

**** و * به‌ترتیب معنی‌دار در سطح پنج و یک درصد**

فاکتور شوری و ژنوتیپ بر کلیه صفات در سطح یک درصد معنی‌دار بود. آنالیز همبستگی صفات نشان داد که بین برخی از صفات اندازه‌گیری‌شده همبستگی معنی‌داری وجود دارد (جدول ٤).

تأثیر شوری بر محتوای نسبی آب برگ: در تحقیق حاضر محتوای نسبی آب برگ ژنوتیپ‌های گواوا در مواجه با شوری کاهش پیدا کرد. این صفت تحت تأثیر نوع ژنوتیپ، سطح نمک و اثر متقابل آنها قرار گرفت ($P<0.01$). ژنوتیپ‌های G11، G13 و G22 بالاترین محتوای آب نسبی برگ را دارا بودند و اختلاف معنی‌داری بین میزان صفت مذکور در شرایط تنش (نمک ٦ دسی‌زیمنس بر متر) و تیمار کنترل (نمک ۲ دسی‌زیمنس بر متر) در آنها (به‌ترتیب ٤/۹۷، ٤/۸۵ و ٤/۸۳ درصد کاهش) وجود نداشت. ژنوتیپ‌های G15 و G25 کمترین محتوای نسبی آب برگ را بعد از مواجه با آب شور داشتند. بیشترین اختلاف در محتوای نسبی آب برگ در شرایط کنترل و نمک در ژنوتیپ‌های G25، G20 و G15 (به‌ترتیب با ۲۸/٤٦، ۲۳/۷۲، ۲۰/۷٦ درصد کاهش)، مشاهده شد. محتوای نسبی آب برگ ژنوتیپ G16 از ۹۱/۰۷ درصد در شرایط کنترل در مقایسه با نمک زیاد، با کاهش ۱۰/٤٦ درصدی به ۸۱/۵٤ درصد رسید (شکل ۱).

تأثیر شوری بر فلورسانس کلروفیل: آنالیز واریانس حاکی از تأثیر معنی‌دار شوری و ژنوتیپ بر فلورسانس کلروفیل بود ($P<0.01$). در ژنوتیپ‌های گواوا بعد از مواجه با شوری، روندی کاهشی (بجز در ژنوتیپ G22)، در این پارامتر مشاهده شد. میزان فلورسانس کلروفیل ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 در دو حالت کنترل و تنش اختلاف معنی‌داری نداشت. ژنوتیپ‌های مذکور بالاترین میزان فلورسانس کلروفیل را به خود اختصاص دادند. در ژنوتیپ‌های G25، G20، G18، G19و G23 بعد از مواجه با شوری به‌ترتیب ۹/۲٦، ۹/۲٦، ۹/۲۵، ۹/۲٤ و ۹/۲٤ درصد کاهش در فلورسانس کلروفیل ثبت شد (شکل ۲).

تأثیر شوری بر قندهای محلول: متغیر قندهای محلول

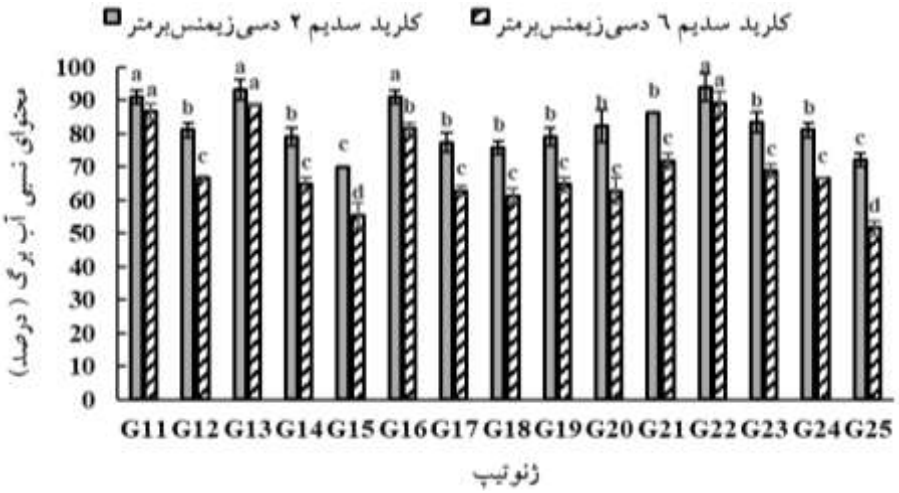
[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

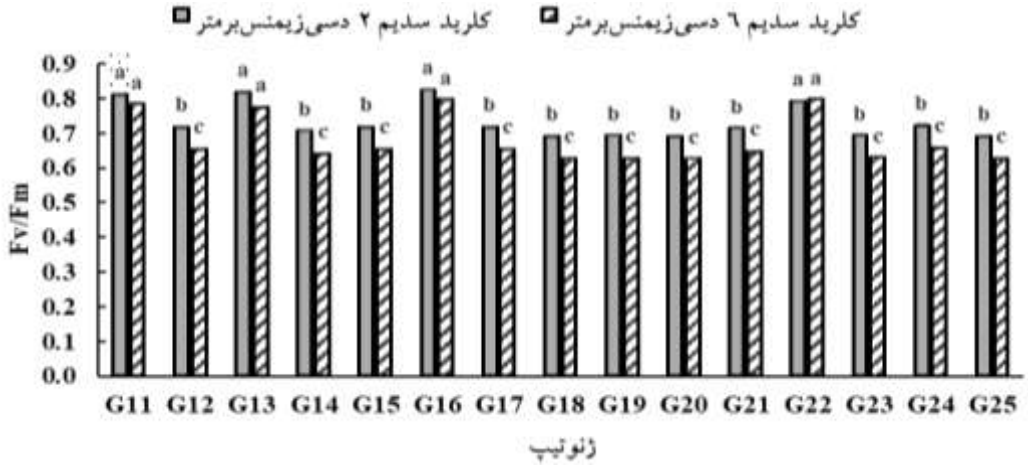
جدول ٤- همبستگی بین صفات مورد بررسی

	محتوای آب نسبی برگ	فلورسانس کلروفیل	قند محلول	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل‌کل	کاروتنوئید	نشت یونی	کاتالاز
فلورسانس کلروفیل	۰/۸۹**								
قند محلول	۰/۸۹**	۰/۹٦**							
کلروفیل a	۰/۷۸**	۰/۷٦**	۰/۸٤**						
کلروفیل b	۰/۰۵	-۰/۱٤	-۰/۱۸	۰/۱۱					
کلروفیل‌کل	۰/٤۹	۰/۳۵	۰/۳۸	۰/٦۹**	۰/۷۹**				
کاروتنوئید	۰/۹٤**	۰/۹۳**	۰/۹۲**	۰/۸۷**	۰/۰٤	۰/۵٤*			
نشت یونی	-۰/۵۵*	-۰/۵۹	-۰/۵۵	-۰/۷٤	-۰/۱۸	-۰/۵۵	-۰/٦۸		
کاتالاز	۰/۵٦*	۰/٤٦	۰/۵۱*	۰/٤۷	۰/۲۷	۰/٤۷	۰/۵٦*	-۰/۲۵	
پراکسیداز	۰/٦۰*	۰/۵۸*	۰/۵۷*	۰/٦۲*	۰/۰۹	۰/٤۳	۰/٦۰*	-۰/٦۳	۰/٤۳

* معنی‌دار در سطح ۵٪، ** معنی‌دار در سطح ۱٪



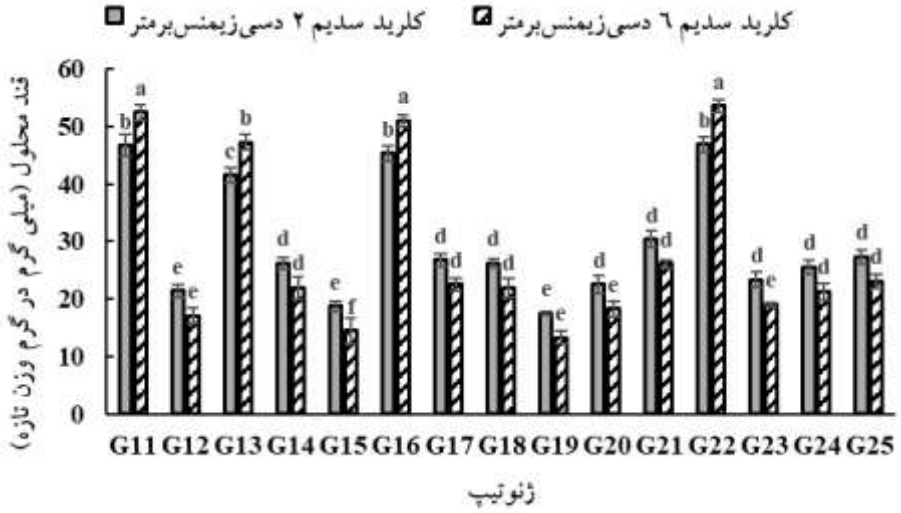
شکل ۱- اثر شوری و ژنوتیپ بر محتوای نسبی آب برگ در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.



شکل ۲- اثر شوری و ژنوتیپ بر Fv/Fm در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]



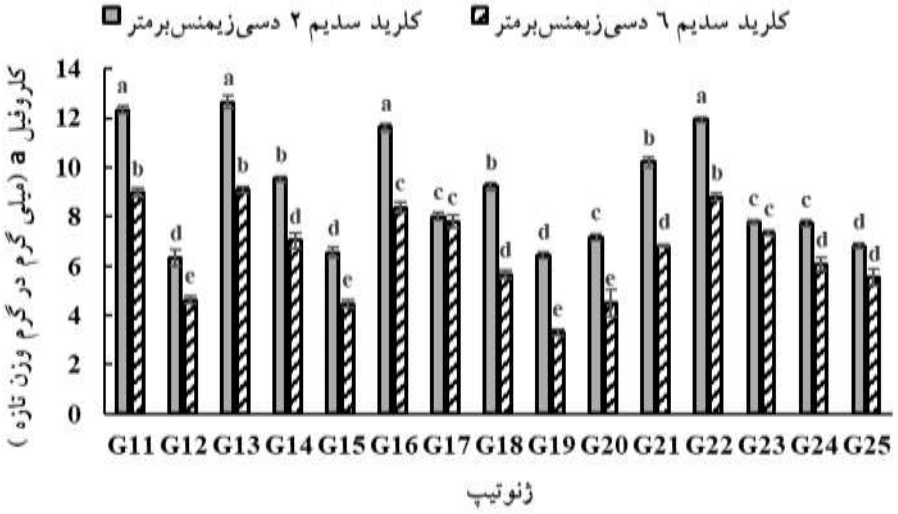
شکل ۳- اثر شوری و ژنوتیپ بر محتوای قندهای محلول برگ در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

تحت تأثیر نوع ژنوتیپ، تیمار نمک و برهمکنش آنها قرار گرفت (P<0.01). البته مواجه با شوری در ژنوتیپ‌های مختلف گواوا پاسخ‌های متفاوتی را از نظر محتوای قندهای محلول به‌همراه داشت. در حالی که ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 افزایش ۱۲/۳۰، ۱۳/۸۵، ۱۲/۷۰ و ۱٤/۳۹ درصدی در قند محلول برگ را داشتند، در سایر ژنوتیپ‌ها کاهش ۱٤ تا ۲٤/۲۰ درصد مشاهده شد. بیشترین قند محلول برگ در شرایط کنترل و تنش به ژنوتیپ G22 (به‌ترتیب ٤٦/۹۰ و ۵۳/٦۵ میلی‌گرم در گرم وزن تازه) و کمترین مقدار در هر دو شرایط به ژنوتیپ G19 (به‌ترتیب ۱۷/۵٦ و ۱۳/۳۱ میلی‌گرم در گرم وزن تازه) اختصاص داشت (شکل ۳).

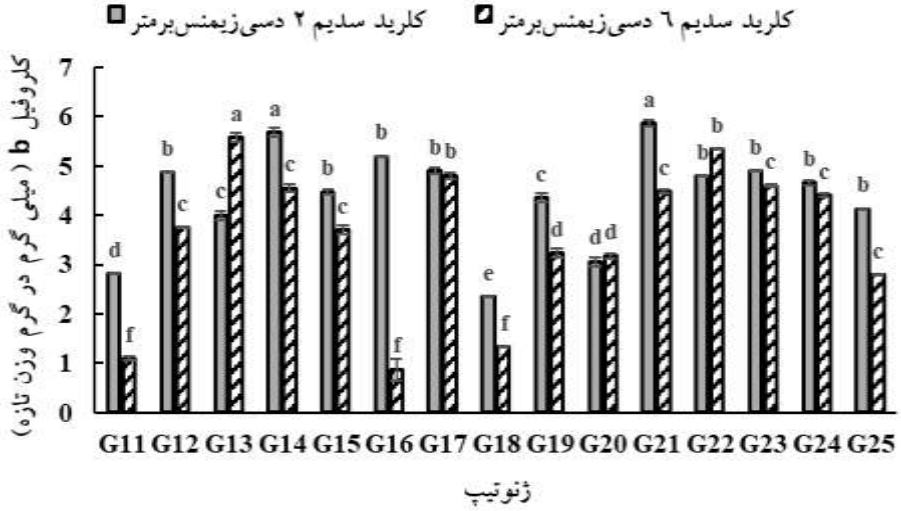
تأثیر شوری بر میزان کلروفیل (a، b و کل) و کاروتنوئید: ژنوتیپ و شوری تأثیر معنی‌داری بر رنگدانه‌های کلروفیل و کاروتنوئید داشت (P<0.05)، اثر متقابل دو فاکتور اشاره‌شده نیز در سطح P<0.01 معنی‌دار بود. محتوای کلروفیل (a، b و کل) و کاروتنوئید در اکثر ژنوتیپ‌های گواوا بعد از مواجه با شوری کاهش معنی‌داری داشت (شکل ٤، ۵، ٦ و ۷). ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 بالاترین محتوای کلروفیل a را در شرایط کنترل (به‌ترتیب ۱۲/۳۳، ۱۲/٦٤، ۱۱/٦۳ و ۱۱/۹۳ میلی‌گرم در گرم وزن تازه برگ) دارا بودند. بعد از مواجه با شوری ژنوتیپ‌های مذکور همچنان بیشترین محتوای این رنگدانه (به‌ترتیب ۸/۹۸، ۹/۱۰، ۸/۳۷ و ۸/۸۰ میلی‌گرم در گرم وزن تازه برگ) را داشتند. کمترین میزان کلروفیل a در هر دو شرایط کنترل و تنش در ژنوتیپ‌های G12، G15، G18، G19 و G25 مشاهده شد (شکل ٤). بعد از اعمال تنش شوری،کلروفیل b در ژنوتیپ‌های G13 و G22 به‌ترتیب ۳۹/٤٤ و ۱۱/۲۹ درصد افزایش یافت. ژنوتیپ G21 نیز که محتوای بالایی از کلروفیل b در شرایط کنترل داشت (۵/۸٦ میلی‌گرم در گرم وزن تازه برگ)، بعد از مواجه با شوری کاهش ۲۳/٤۸ درصدی نشان داد (شکل ۵).

در صفت کلروفیل کل، ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 در شرایط کنترل بیشترین محتوا را به خود اختصاص دادند (به‌ترتیب ۱۵، ۱٦/۵۱، ۱٦/٦۹ و ۱٦/۵۹ میلی‌گرم در گرم وزن تازه برگ)، اما بعد از مواجه با شوری دو ژنوتیپ G13 و G22 بودند که همچنان بیشترین محتوا را داشتند (به‌ترتیب ۱٤/٤٤ و ۱۳/۹۰ میلی‌گرم در گرم وزن تازه برگ). ژنوتیپ‌های G11 و G16 بیشترین کاهش در کلروفیل کل را بعد از مواجه با نمک (به‌ترتیب ٤۵/۷۹ و ۵۳/۵۷ درصد) داشتند. کمترین کلروفیل کل به ژنوتیپ‌های G12، G15، G18، G19، G20 و G25 اختصاص داشت که بعد از تنش نیز همچنان در رتبه‌های

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]



شکل ٤- اثر شوری و ژنوتیپ بر میزان کلروفیل a در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.



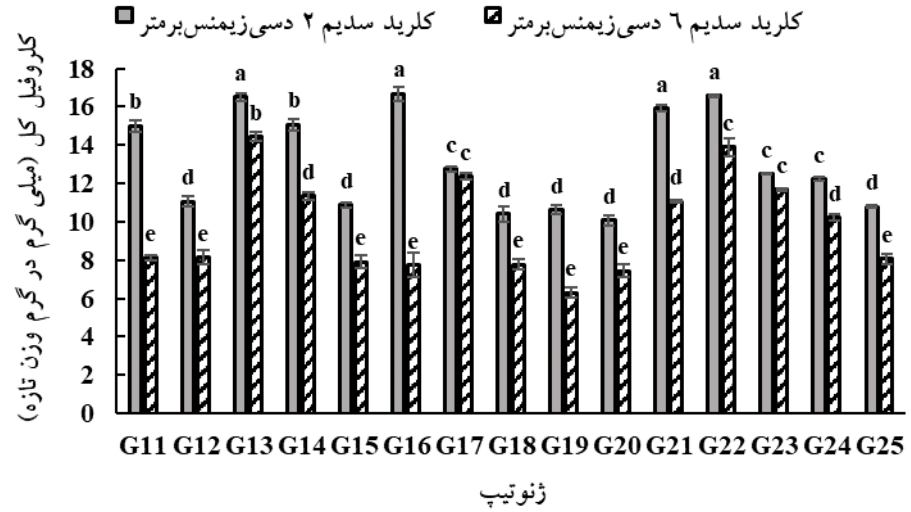
شکل ٥- اثر شوری و ژنوتیپ بر میزان کلروفیل b در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

پایین در مقایسه با سایرین قرار داشتند (شکل ٦).

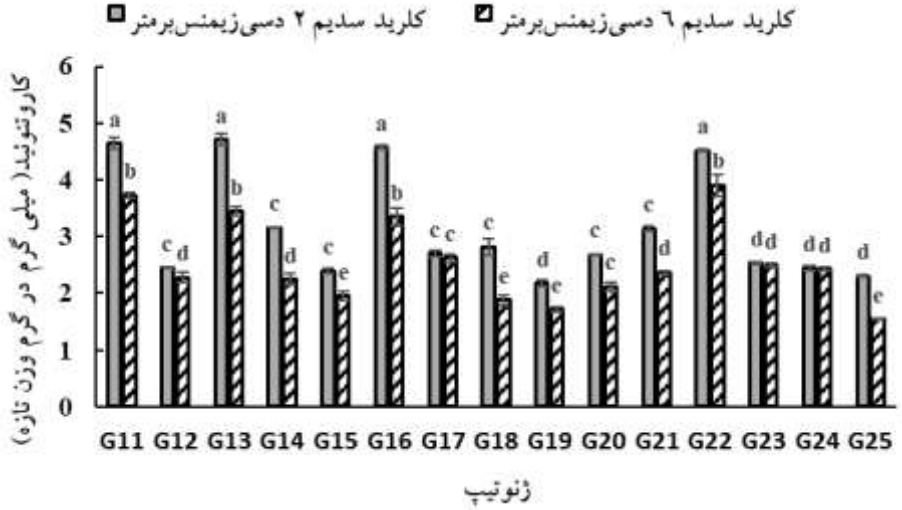
ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 بیشترین محتوای معنی‌دار در کاروتنوئید را دارا بودند. کمترین مقدار از این رنگدانه نیز در G12، G15، G19، G20، G23، G24 و G25 ثبت شد (شکل ٧). ژنوتیپ G16 علی‌رغم بالابودن محتوای کلروفیل و کاروتنوئید در شرایط کنترل، اُفت قابل‌توجهی در کلروفیل a، b، کل و کاروتنوئید بعد از مواجه با شوری (به‌ترتیب ۲۸، ۸۳، ۵۲/۵۷ و ۲٦/۸۷ کاهش) نشان داد (شکل ٤، ٥، ٦ و ٧).

تأثیر شوری بر نشت یونی: تأثیر شوری بر نشت یونی در سطح $P<0.05$ معنی‌دار بود. تأثیر نوع ژنوتیپ و اثر متقابل شوری و ژنوتیپ بر نشت یونی در سطح $P<0.01$ معنی‌دار بود. براساس نتایج این تحقیق ژنوتیپ‌های G11، G13 و G22 در هر دو شرایط کنترل و تنش، نشت یونی چندانی نداشتند. سایر ژنوتیپ‌ها بعد از مواجه با شوری، افزایش قابل‌توجهی در درصد نشت یونی داشتند. بیشترین نشت یونی نیز به

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]



شکل ٦- اثر شوری و ژنوتیپ بر میزان کلروفیل کل در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

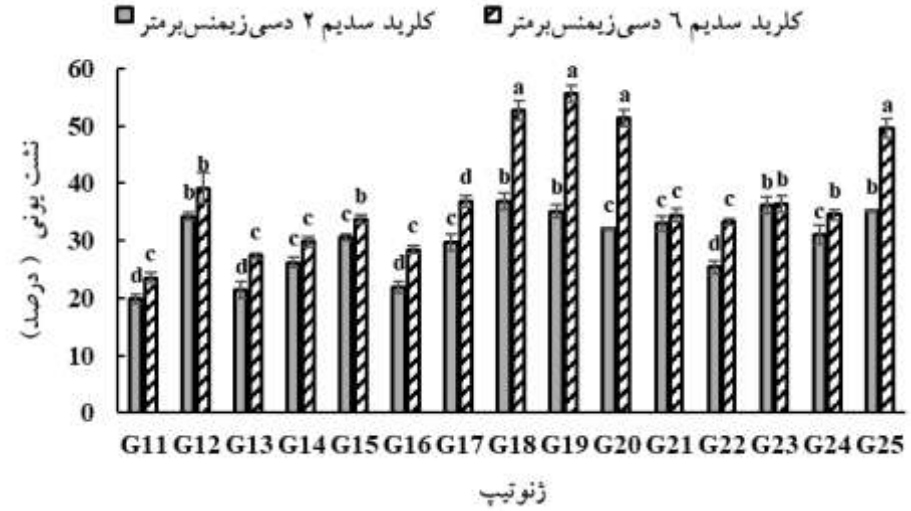


شکل ۷- اثر شوری و ژنوتیپ بر میزان کاروتنوئید در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

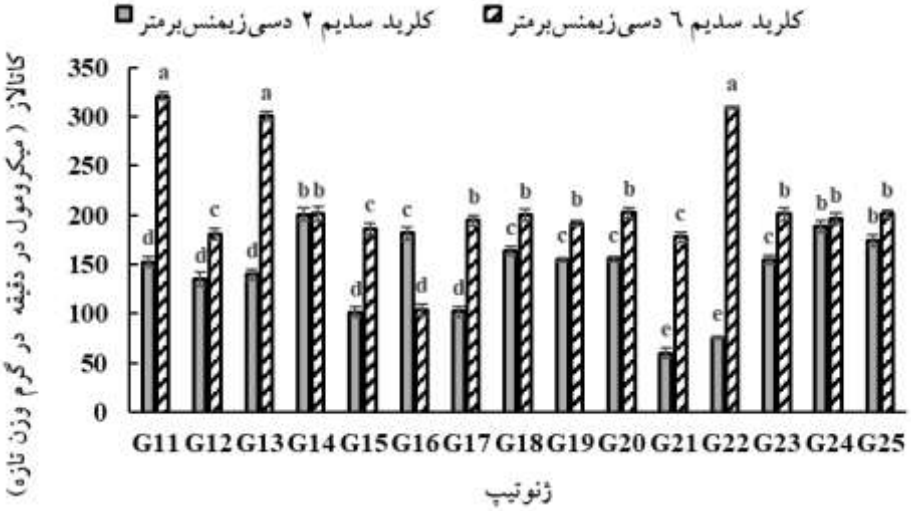
ژنوتیپ‌های G18، G19، G20 و G25 تعلق داشت. اختلاف بین کمترین (۱۰۱ درصد در ژنوتیپ G23) و بیشترین (۱۵۹/۹۳ درصد در ژنوتیپ G20) میزان نشت یونی در تیمار نمک بالا به ۵۸/۹۳ درصد بود (شکل ۸).

تأثیر شوری بر فعالیت کاتالاز و پراکسیداز: در تحقیق حاضر، فعالیت دو آنزیم کاتالاز و پراکسیداز تحت تأثیر سطوح نمک و ژنوتیپ و برهمکنش آنها قرار گرفت ($P<0.01$). براساس نتایج، شوری افزایش فعالیت کاتالاز را در اکثر ژنوتیپ‌های گواوا مواجه‌شده با نمک باعث گردید، اما شدت افزایش متفاوت بود. این افزایش در ژنوتیپ‌های G22، G21، G13 و G11 به‌ترتیب٤/۱۰، ۲/۹۷، ۲/۱۵ و ۲/۱ برابر فعالیت آنزیم در شرایط کنترل بود. در ژنوتیپ G16 روندی کاهشی در فعالیت آنزیم مشاهده شد و از ۱۸۱/۳۳ به ۱۰٤/۳۰ (میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه) رسید (شکل ۹). همچنین براساس یافته‌های تحقیق حاضر، شوری باعث روندی صعودی در فعالیت آنزیم پراکسیداز در ژنوتیپ‌های گواوا گردید. کمترین

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]



شکل ۸- اثر شوری و ژنوتیپ بر میزان نشت یونی در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

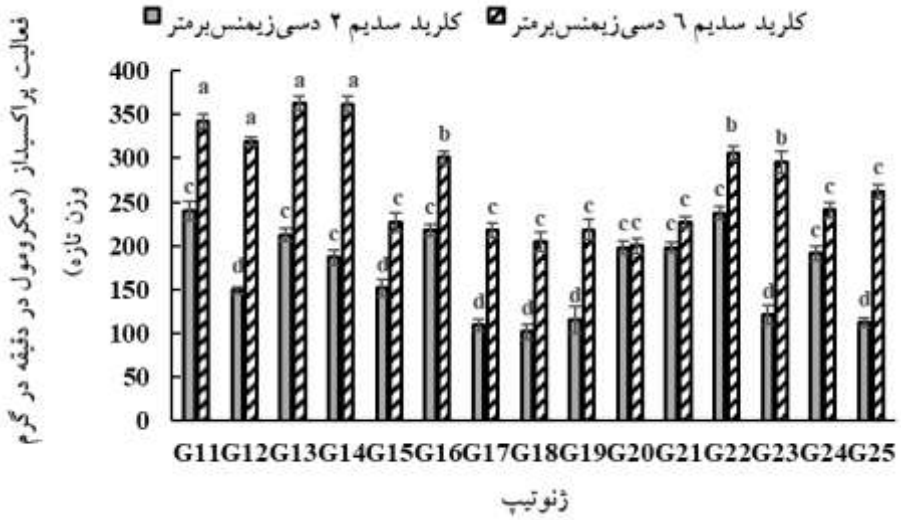


شکل ۹- اثر شوری و ژنوتیپ بر فعالیت کاتالاز در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

فعالیت آنزیم در تیمار شاهد متعلق به ژنوتیپ G18 (۱۰۱/۵۸ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه) و بیشترین آن در ژنوتیپ G11 (۲٤۰/۰۷ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه) بود. فعالیت این آنزیم در ژنوتیپ‌های G13 و G11 بعد از مواجه با شوری به ۳٦۲/۲۹ و ۳٤۲/۷۵ (میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه) رسید (شکل ۱۰).

تجزیه به عامل‌ها: نتایج تجزیه به عامل‌ها داده‌ها را به چهار عامل تفکیک کرد (جداول ۵ و ٦). این چهار عامل مستقل که مقادیر ویژه آنها بیشتر از یک بود توانستند ۸۹/۰۲ درصد از کل واریانس را توجیه نمایند. در عامل اول، صفات محتوای نسبی آب برگ، فلورسانس کلروفیل، قند محلول و نشت یونی، دارای ضرایب عاملی بالاتر بودند و ٦۰/۳۰ درصد از واریانس کل را توجیه نمودند. در عامل دوم، صفات کلروفیل کل و کاروتنوئید قرار داشتند که ۱۳/۷۱ درصد از واریانس کل را در بر گرفتند. عامل سوم، کلروفیل a و کلروفیل b با ۸/٤۵ درصد واریانس را شامل شد و در عامل چهارم،

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]



شکل ۱۰- اثر شوری و ژنوتیپ بر فعالیت پراکسیداز در ژنوتیپ‌های گواوا. مقادیر، میانگین سه تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم‌اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

جدول ۵- مقادیر ویژه و درصد تجمعی واریانس چهار عامل اصلی

عامل	مقادیر ویژه	مقادیر ویژه به درصد واریانس	درصد تجمعی واریانس
۱	۱۲/۰٦	٦۰/۳۰	٦۰/۳۰
۲	۲/٤	۱۳/۷۱	۷٤/۰۲
۳	۱/٦۹	۸/٤٥	۸۲/٤۷
٤	۱/۰۷	٦/٥٦	۸۹/۰۲

جدول ٦- مقادیر برداری پس از چرخش وریماکس برای چهار عامل اصلی

عامل	۱	۲	۳	٤
محتوای نسبی آب برگ	۰/۹۳	۰/۲۲	-۰/۰٤	-۰/۰٤
فلورسانس کلروفیل	۰/۹٦	۰/۰۲	۰/۰۰	-۰/۰۱
قند محلول	۰/۹۸	۰/۰٤	-۰/۰۹	۰/۰۲
کلروفیل a	۰/۱۷	-۰/٦۲	۰/۸۲	۰/۰٤
کلروفیل b	۰/۰۲	۰/۲۹	۰/۸۱	-۰/۰٤
کلروفیل کل	۰/۳٥	۰/۸٦	۰/۱٦	-۰/۰٦
کاروتنوئید	۰/۰۸	۰/۸۸	-۰/۰٦	۰/۰٥
نشت یونی	-۰/۹۲	۰/۰٥	۰/۰٤	-۰/۲۷
کاتالاز	-۰/۱٤	-۰/۳۳	-۰/۰۸	۰/۷۸
پراکسیداز	۰/٥۸	۰/۳٤	۰/۱٦	۰/۷۱

فعالیت دو آنزیم کاتالاز و پراکسیداز، ٦/٥٦ درصد از واریانس را توجیه کردند (جدول ٦).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

آنالیز کلاستر: آنالیز کلاستر ژنوتیپ‌ها را در فاصله ۲۵ به دو گروه اصلی تقسیم نمود. گروه یک ژنوتیپ‌های متحمل به شوری (G11، G13 و G22) را شامل می‌شد. ژنوتیپ‌های مذکور در مقایسه با سایر ژنوتیپ‌ها از محتوای آب نسبی بالاتر، چه در شرایط کنترل و چه تنش، برخودار بودند. همچنین شاخص Fv/Fm در آنها بعد از مواجه با شوری اُفت چندانی نداشت، در حالی که در ژنوتیپ‌های دیگر اختلاف بیشتری بین این نسبت در دو شرایط کنترل و تنش مشاهده شد. محتوای قند محلول برگ نیز در این ژنوتیپ‌ها بسیار بالا بود. این سه ژنوتیپ بعد از مواجه با شوری، فعالیت کاتالاز و پراکسیداز بالاتری داشتند، که حاکی از توان آنتی‌اکسیدانی آنزیمی بالای آنها است. ضمناً تنش، آسیب کمتری به رنگدانه‌های فتوسنتزی (کلروفیل) و رنگدانه کمکی (کاروتنوئید) در آنها وارد ساخت و درنتیجه نشت یونی کمتری داشتند. سایر ژنوتیپ‌ها نشت یونی بالایی بعد از مواجه با تنش شوری داشتند و اختلاف بین نشت یونی آنها در شرایط دارای و فاقد نمک معنی‌دار بود. ژنوتیپ‌های G18، G19 و G25 با مشخصه‌هایی نظیر کاهش در فلورسانس کلروفیل، افزایش نشت یونی، تخریب رنگدانه‌های آنتی‌اکسیدانی، به‌عنوان ژنوتیپ‌های حساس و با فاصله زیاد از ژنوتیپ‌های متحملقرار گرفتند. سایر ژنوتیپ‌ها در حد فاصل این شش ژنوتیپ قرار گرفتند (شکل ۱۱).

بحث

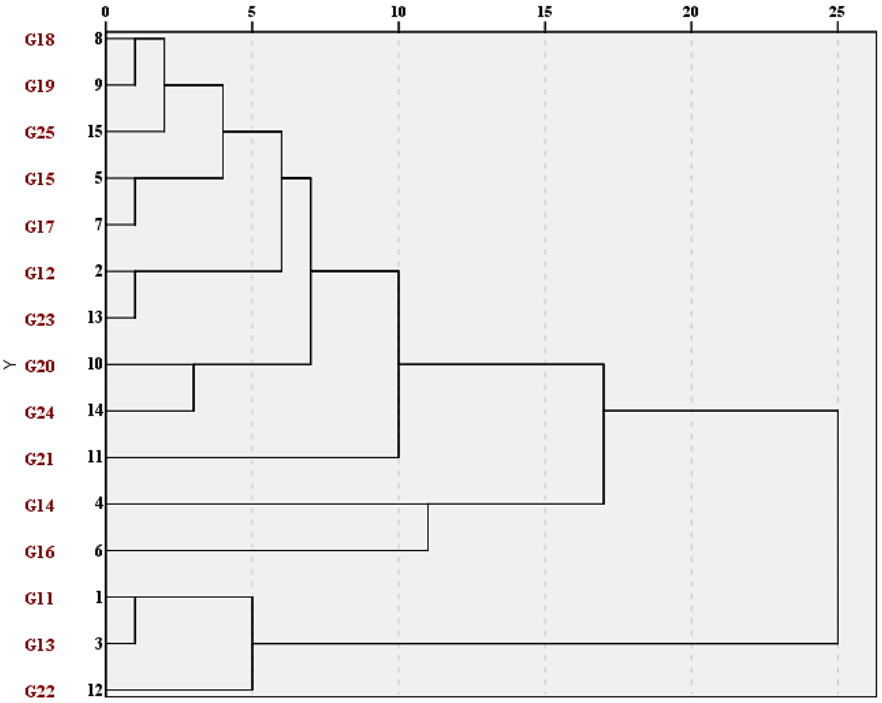
شوری با محدودساختن جذب عناصر غذایی، تجزیه قندها، هیدرولیز پروتئین‌ها، تخریب رنگدانه‌های گیاهی و اختلال در عملکرد آنزیم‌ها درنهایت کاهش تولید محصول را باعث می‌گردد (Demiral, 2005). کاهش در کارایی فتوسنتز نیز به‌دنبال زنجیره‌ای از رخدادهای فیزیولوژیک و بیوشیمیایی و سیگنال‌های ملکولی شامل دهیدراته‌شدن غشا سلول، بسته‌شدن روزنه‌ها، کاهش دی‌اکسید کربن درون سلول، کاهش نفوذ سلول‌های برگ به دی‌اکسید کربن واردشده، تغییرات ساختاری در کلروپلاست رخ می‌دهد (Acosta-Motos *et al*., 2017; Sudhir and Murthy, 2004). گیاهان، بسته به رقم و گونه با کاهش سطح برگ، کاهش تولید برگ‌های جدید، حذف اندام‌های حاوی نمک، افزایش نرخ تعرق، کاهش یا افزایش محتوای نسبی آب، تغییر در ساختار غشا، تغییر در محتوای رنگدانه‌ها، تغییر در مسیر فتوسنتز، افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و تولید ترکیبات ارگانیک با شوری مواجه می‌شوند (Neocleous and Vasilakakis, 2007; Rama *et al*., 2014).

محتوای نسبی آب برگ بالا به‌عنوان شاخصی در غربال‌کردن ارقام متحمل به تنش گزارش شده است (حسنی مقدم و همکاران، ۱۳۹٤). نمک زیاد با تغییر در ساختار دیواره سلول، میزان فشار تورژسانس را تحت تأثیر قرار می‌دهد که در نهایت منجر به کاهش محتوای نسبی آب برگ می‌گردد (Rodriguez-Dominguez *et al*., 2016). از آنجا که تنش شوری با تنش آبی و اسمزی همراه است، داشتن محتوای آب نسبی بالا، حاکی از توان گیاه در حفظ تعادل درونی آب و بخشی از مکانسیم تحمل به شمار می‌رود (Farkhondeh *et al*., 2012). به‌عبارتی ژنوتیپ‌های گیاهی با محتوای نسبی آب بالاتر، در مواجه با تنش اسمزی و آبی، با بستن روزنه‌ها و تعرق کمتر، آب بیشتری را از خاک جذب و به شاخساره منتقل می‌کنند. براساس نتایج این تحقیق تأثیر شوری بر محتوای نسبی آب برگ وابسته به ژنوتیپ بود و ژنوتیپ‌های G11، G13 و G22 بالاترین محتوای آب نسبی برگ را در شرایط نمک بالا دارا بودند که حاکی از توان تحمل بالاتر نمک است. کاهش محتوای نسبی آب در ارقام حساس به تنش در ارقام انار (حسنی مقدم و همکاران، ۱۳۹٤)، انجیر (Zarei *et al*., 2016) و پسته (Sajjadinia *et al*., 2010) نیز گزارش شده است.

فلورسانس کلروفیل، معیاری دقیق در تفکیک ارقام و گونه‌های گیاهی حساس و متحمل به تنش‌های غیرزیستی است (Rizza *et al*., 2001; Netondo *et al*., 2004; Netto *et al*., 2005). بالابودن یون سدیم ناشی از غلظت بالای نمک، با تأثیر بر چرخه انتقال الکترون، سیستم فتوسنتزی را به سمت فلورسانس حداکثر رسانده و از فلورسانس متغیر می‌کاهد و

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]



شکل ۱۱- دندروگرام گروه‌بندی ژنوتیپ‌های گواوا با استفاده از داده‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی به روش وارد و فواصل اقلیدسی

درنتیجه Fv/Fm را کاهش می‌دهد (Rizza *et al.*, 2001). یافته‌های این تحقیق در خصوص کاهش Fv/Fm در گیاهان مواجه‌شده با شوری با یافته‌های دیگر محققین هم‌سو بود (Filho *et al.*, 2004; Yaman *et al.*, 2008; Behra *et al.*, 2002). در این تحقیق ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 بالاترین میزان فلورسانس کلروفیل را دو حالت کنترل و تنش به خود اختصاص دادند.

افزایش میزان قندهای محلول در گیاهان تحت تنش، ناشی از افزایش فعالیت آنزیم‌های تجزیه‌کننده قندهای نامحلول (انورتاز و ساکارز سنتاز) و پاسخی در راستای تنظیم اسمزی و بهبود وضعیت آب برگ است. به‌علاوه، قندها با ممانعت از اتصال غشاهای سلول باعث حفظ ساختار لیپیدها و پروتئین‌ها می‌گردند (Parvaiz and Satyawati, 2008; Parida and Das, 2005). میزان قندهای محلول در شناسایی ارقام متحمل و حساس به تنش نیز به مؤثر بوده است (حسنی مقدم و همکاران، ۱۳۹٤). بنا به نتایج تحقیق حاضر، ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 بیشترین محتوای قند محلول برگ را بعد از مواجه با نمک دارا بودند که این یافته هم‌سو با افزایش قندهای محلول در ارقام متحمل به شوری در سویا (Sheteawi, 2007) و مریم‌گلی (Gengmao *et al.*, 2014) بود.

شوری، با افزایش در فعالیت کلروفیلاز و محدودساختن عناصر ساختاری کلروفیل (پتاسیم و منیزیم)، موجب اُفت سنتز کلروفیل می‌گردد (Sudhir and Murthy, 2004). در مطالعه حاضر، با افزایش شدت تنش، میزان کلروفیل در ژنوتیپ‌های گواوا کاهش یافت اما ژنوتیپ‌های G11، G13، G16 و G22 بالاترین محتوای کلروفیل a را در شرایط تنش دارا بودند. در صفت کلروفیل کل، بعد از مواجه با شوری دو ژنوتیپ G13 و G22 بیشترین محتوا را داشتند. سدیم کلرید کاهش در محتوای کلروفیل گواوا به‌همراه داشته (پشنگه و شمیلی، ۱۳۹۷؛ Esfandiari Ghalati *et al.*, 2020) که به کاهش سنتز این رنگدانه ناشی از کمبود عناصر ساختاری آن (منیزیم و نیتروژن) نسبت داده شده است (Ali-Dinar *et al.*, 1999). کاهش محتوای کلروفیل در گواوا رقم سوراهیدار تحت تنش آبی شدید (Shaukat *et al.*, 2015)، نیز به آسیب وارده به روزنه‌ها،

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

کاهش کلروفیل a و اُفت فلورسانس کلروفیل مرتبط است (Calatayud *et al*., 2006). کاهش در محتوای کلروفیل در زیتون (پوری و همکاران، ۱۳۹۶) و انار (Khayyat *et al*., 2014) بعد از مواجه با شوری گزارش شده است.

در برخی گیاهان مشخصه‌هایی نظیر اندازه و ضخامت برگ، هدایت روزنه‌ای بالا، جهت برگ، ظرفیت فتوسنتزی مزوفیل، نسبت کلروفیل کل به پروتئین، نسبت کلروفیل کل به روبیسکو و نسبت کمتر کلروفیل a به کلروفیل b، قابلیت تولید کلروفیل و فتوسنتز در شرایط تنش را افزایش می‌دهد (Givnish, 1988). در واقع، با وجودی که شوری به‌طور عمده باعث تخریب کلروفیل می‌گردد اما این تخریب وابسته به رقم و گونه است و مقدار کلروفیل در گونه‌های متحمل حتی بعد از مواجه با شوری افزایش نشان داده است. به‌نظر می‌رسد در این گیاهان تغییر در ابعاد سلول‌های برگ موجب افزایش تراکم کلروپلاست در سطح برگ گردیده است (Ashraf and Harris, 2013). در این تحقیق ژنوتیپ‌های G13 و G22 بعد از مواجه با شوری کلروفیل b بالاتری داشتند. این دو ژنوتیپ برگ‌های ضخیم‌تری نسبت به سایر ژنوتیپ‌های مورد مطالعه در تحقیق داشتند (مشاهده شخصی). لذا میزان بالای کلروفیل b در ژنوتیپ‌های مذکور می‌تواند ناشی از سازگاری بیشتر برگ آنها به تنش آبی و خسارت کمتر از تنش اکسیداتیو باشد. در این دو ژنوتیپ مکانیسم دفاع آنزیمی بیشتر ناشی از عملکرد افزایشی آنزیم کاتالاز بود و فعالیت پراکسیداز در مقایسه با سایر ژنوتیپ‌ها افزایش چشمگیری نداشت. افزایش در کلروفیل b در ارقام انجیر (زارعی و همکاران، ۱۳۹۶) و بادام (اورعی و همکاران، ۱۳۸۸؛ Zrig *et al*., 2016) نیز بعد از مواجه با شوری گزارش شده است.

اگر چه کاروتنوئید درون کلروپلاست به‌عنوان رنگدانه ایفای نقش می‌کند، ولی نقش آنتی‌اکسیدانی آن، از جمله جلوگیری از پراکسیدشدن لیپیدها، حفاظت از کلروفیل در برابر اکسیداسیون نوری و به‌طور کلی تخفیف اثرات منفی تنش اکسیداتیو، مهم‌تر است (Koyro, 2006; Loggini *et al*., 1999). یافته‌های این تحقیق در خصوص کاهش کاروتنوئید در ژنوتیپ‌های گواوا تحت تنش شوری، هم‌راستا با نتایج سایر محققان در گندم (Loggini *et al*., 1999)، سویا (Sheteawi, 2007) و قهوه (Simkin *et al*., 2008) بود. با این حال، محتوای کاروتنوئید در ژنوتیپ‌های G12، G17، G23، G24 و G25 بعد از اعمال تنش شوری تغییر چندانی نداشت و به نظر می‌رسد در ژنوتیپ‌های مذکور، کاروتنوئید نقش کمکی در تخفیف تنش اکسیداتیو بر عهده نداشته باشد.

نشت یونی می‌تواند ارقام حساس و متحمل به تنش را متمایز کند (حسنی مقدم و همکاران، ۱۳۹٤). نشت یونی کمتر غشا در ژنوتیپ‌های متحمل به شوری در کنجد (Mahmood *et al*., 2003)، انار (Khayyat *et al*., 2014) و گندم (Jabari *et al*., 2006) گزارش شده است. براساس نتایج این تحقیق ژنوتیپ‌های G11، G13 و G22 در هر دو شرایط کنترل و تنش، نشت یونی کمی داشتند. همچنین ژنوتیپ‌های متحمل (یا مقاوم) به شوری در بیشتر گونه‌های گیاهی فعالیت بالاتر آنتی‌اکسیدانی (خواه آنزیمی، خواه غیرآنزیمی) در مقایسه با گونه¬های حساس داشته‌اند (Sorkheh *et al*., 2012; Sheteawi, 2007). در این تحقیق نیز افزایش فعالیت کاتالاز بعد از مواجه با نمک در ژنوتیپ‌های G22، G21، G13 و G11 چشمگیر بود. هم‌سو با یافته‌های این تحقیق، شواهدی دال بر افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز در شرایط تنش شوری در گواوا (پشنگه و شمیلی، ۱۳۹۷؛ Esfandiari Ghalati *et al*., 2020) و گیاهان دیگر موجود است (Sofo *et al*., 2005; Rukmini *et al*., 2004; Ben Ahmed *et al*., 2010; Balal *et al*., 2012).

آنالیز همبستگی نشان داد که همبستگی مثبت و معنی‌داری بین محتوای نسبی آب برگ با فلورسانس کلروفیل (0.89^{**})، قند محلول (0.89^{**})، کلروفیل a (0.78^{**}) و کاروتنوئید (0.94^{**}) وجود دارد. همچنین همبستگی فلورسانس کلروفیل با قند محلول (0.96^{**})، کلروفیل a (0.76^{**}) و کاروتنوئید (0.93^{**}) بسیار معنی‌دار بود. همبستگی بین رنگدانه‌های فتوسنتزی دور از انتظار نبود. محتوای کاروتنوئید نیز با میزان نشت یونی (0.68-)، فعالیت کاتالاز (0.56^{*}) و پراکسیداز

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

(0.60*) همبسته بود. همبستگی بالا بین مشخصه‌های تحمل به شوری با محتوای سدیم و پتاسیم در اندام‌های گیاهی در درختان میوه گزارش شده است (Ruiz-Sanchez *et al*., 2000; Tester and Davenport, 2003; Zarei *et al*., 2016). همبستگی مثبت معنی‌دار بین فعالیت پراکسیداز و میزان نمک نیز موجود است (Jithesh *et al*., 2006).

در تحقیق حاضر محتوای نسبی آب برگ، فلورسانس کلروفیل، قند محلول و نشت یونی مهم‌ترین مشخصه‌هایی بودند که به‌عنوان پاسخ فیزیولوژیک در ژنوتیپ‌های گواوا حساس و متحمل به شوری ایفای نقش نمودند. در تفکیک و گروه‌بندی ژنوتیپ‌ها و ارقام متحمل و حساس به تنش زیستی در درختان میوه (Netto *et al*., 2005; Sorkheh *et al*., 2012; Mathaba *et al*., 2013) مشخصه‌هایی مثل کلروفیل، سیستم فتوسنتزی و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان کارایی بالایی داشته است (Alswalmeh *et al*., 2015; Bolat *et al*., 2006; Ferguson, 2002).

نتیجه‌گیری

در این تحقیق تجزیه به عامل‌ها متغیرها را به چهار عامل تقلیل داد که در این میان چهار صفت محتوای نسبی آب برگ، فلورسانس کلروفیل، قند محلول و نشت یونی با توجیه ۶۰/۳۰ از واریانس کل در مؤلفه اول قرار داشتند. هر چند در این مطالعه تیمار شوری باعث روندی کاهشی در محتوای کلروفیل (a، b و کل) و کاروتنوئید در کلیه ژنوتیپ‌های گواوا گردید، اما شدت کاهش یکسان نبود و ژنوتیپ‌های G11، G13 و G22 کمترین کاهش را بعد از مواجه با نمک داشتند. به نظر می‌رسد سه ژنوتیپ مذکور با توان آنتی‌اکسیدانی آنزیمی و غیرآنزیمی خود توانسته‌اند نمک موجود در محیط رشد را تحمل و همچنان عملکرد فیزیولوژیک مطلوب خود را داشته باشند. همچنین بالابودن محتوای رنگدانه‌های کلروفیل و کاروتنوئید، در این ژنوتیپ‌ها، به‌عنوان سیستم حفاظت از گیاه از تنش اکسیداتیو عمل نموده است. ژنوتیپ‌های G18، G19 و G25 به‌عنوان ژنوتیپ‌های حساس به تنش شوری و سایر ژنوتیپ‌ها در حد فاصل این شش ژنوتیپ قرار گرفتند.

تشکر و قدردانی

از صندوق حمایت از پژوهشگران و فناوران کشور (شماره قرارداد ۹۴۰۱۹۰۲۴) و معاونت پژوهشی دانشگاه هرمزگان، به‌دلیل حمایت مالی و فراهم‌آوردن امکانات اجرای این تحقیق و از مرکز ملی ذخایر ژنتیک ایران به‌دلیل همکاری در سنجش صفات سپاسگزاری می‌شود.

منابع

آمارنامه کشاورزی ایران (۱۳۹۶) محصولات باغبانی. اداره کل آمار و اطلاعات کشاورزی، جلد سوم.

اورعی، م.، طباطبایی، س. ج.، فلاحی، ا. و ایمانی، ع. (۱۳۸۸) اثرات تنش شوری و پایه بر رشد، شدت فتوسنتز، غلظت عناصر غذایی و سدیم درخت بادام. نشریه علوم باغبانی: علوم و صنایع کشاورزی ۲۳: ۱۴۰-۱۳۱.

پشنگه، ز. و شمیلی، م. (۱۳۹۷) کاهش اثرات منفی شوری بر شاخص‌های فیزیولوژیک گواوا (*Psidium guajava* L.) با استفاده از جیبرلیک اسید. فرآیند و کارکرد گیاهی ۷: ۹۶-۸۵.

پشنگه، ز.، شمیلی، م.، عبدلهی، ف. و قاسمی، م. (۱۳۹۸) برهمکنش شوری و جیبرلین بر ریزش برگ، ماده خشک، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و محتوای عناصر در گواوا (*Psidium guajava* L.). مجله پژوهش‌های گیاهی (انجمن زیست‌شناسی ایران). ۳۱: ۱۱-۱.

پوری، ن.، سیفی، ا. و علیزاده، م. (۱۳۹۶) ارزیابی اثر تنش شوری و پرولین بر برخی از صفات ریخت‌شناسی و فیزیکی و فیتوشیمایی برگ در سه رقم زیتون (*Olea europea* L.). فصلنامه اکوفیتوشیمی گیاهان دارویی ۲: ۶۹-۸۵.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

حسنی مقدم، ا.، اثنی عشری، م. و رضایی‌نژاد، ع. (۱۳۹٤) اثر تنش خشکی روی برخی از خصوصیات فیزیولوژیکی شش رقم انار (*Punica granatum* L.) تجاری ایرانی. مجله فناوری تولیدات گیاهی ۷: ۱۱-۱.

زارعی، م.، عزیزی، م.، راحمی، م.، تهرانیفر، ع. و داورپناه، س. (۱۳۹٦) اثر تنش شوری بر برخی پاسخ‌های فیزیولوژیک و زیست شیمیایی چهار دورگه انجیر. مجله علوم و فنون باغبانی ایران ۱۸: ۱۵۸-۱٤۳.

Acosta-Motos, J. R., Ortuno, M. F., Bernal-Vicente, A., Diaz-Vivancos, P., Sanchez-Blanco, M. J. and Hernandez, J. A. (2017) Plant responses to salt stress: adaptive mechanisms. Agronomy 7:18.

Ahmed, P., Jaleel, C., Azooz, M. and Gowher, N. (2009) Generation of ROS and non-enzymatic antioxidants during abiotic stress in plants. Botany Research International 2: 11-20.

Ali-Dinar, H. M., Ebert, G. and Ludders, P. (1999) Growth, chlorophyll content, photosynthesis and water relations in guava (*Psidium guajava* L.) under salinity and different nitrogen supply. Gartenbauwissenschaft 64: 54-59.

Alswalmeh, H. A., Al-Obeed, R. S. and Khalil Omar, A. D. (2015) Effect of water salinity on seedlings growth of Brown Turkey and Royal fig cultivars. The Journal of Agriculture and Natural Resources 2: 510-516.

Ashraf, M. and Harris, P. J. C. (2013) Photosynthesis under stressful environments: An overview. Photosynthetica 51: 163-190.

Arnon, D. I. (1949) Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. Journal of Plant Physiology 24: 1-15.

Balal, R. M., Ashraf, M. Y., Khan, M. M., Jaskani, M. J. and Ashfaq, M. (2012) Influence of salt stress on growth and biochemical parameters of *citrus* rootstocks. Pakistan Journal of Botany 43: 2135-2141.

Behra, R. K., Mishra, P. and Choudhury, N. K. (2002) High irradiance and water stress induce alterations in pigment composition and chloroplast activities of primary wheat leaves. Journal of Plant Physiology 159: 967-973.

Ben Ahmed, C., Ben Rouina, B., Sensoy, S., Boukhriss, M. and Ben Abdullah, F. (2010) exogenous proline effects on photosynthetic performance and antioxidant defense system of young olive tree. Journal of Agricultural and Food Chemistry 58: 4216-4222.

Biffin, E, Lucas, E. J., Craven, L. A., da Costa, I. R., Harrigton, M. G. and Crisp, M. D. (2010) Evolution of exceptional species richness among lineages of fleshy-fruited Myrtaceae. Anal of Botany 106: 79-93.

Bokhari, S. A., Fatima, B., Usman, M. and Rashid, B. (2018) Morpho-physioloogical responses of guava cultivars to water deficit. International Horticulture Conference, At PMAS Arid University, Rawalpindi, Pakistan.

Bolat, I., Kaya, C., Almaca, A. and Timucin, S. (2006) Calcium sulfate improves salinity tolerance in rootstocks of plum. Journal of Plant Nutrition 29: 553-564.

Calatayud, A., Roca, D. and Martinez, P. F. (2006) Spatial-temporal variations in rose leaves under water stress conditions studied by chlorophyll fluorescence imaging. Plant Physiology and Biochemistry 44: 564-573.

Cavalcante, L. F., Costa, J. R. M., Oliveira, F. K. D., Cavalcante, I. H. L. and Araujo, F. A. R. (2005) Producao do maracujazeiro-amarelo irrigado com agua salina em cova protegidas contra perdas hidricas. Irriga 10: 229-240.

Cavalcante, I. H. L., Cavalcante, L. F., Hu, Y. and Cavalcante, M. Z. B. (2007) Water salinity and initial development of four Guava (*Psidium guajava* L.) cultivars in North-Eastern Brazil. Journal of Fruit Ornamental Plant Research 15: 71-80.

Chance, B. and Maehly, A. C. (1995) Assay of proxidases. Methods Enzymol 11: 755-764.

da Silva, A. B. F., Fernandes, P. D., Gheyi, H. R. and Blanco, F. F. (2008) Growth and yield of guava irrigated with saline water and addition of farmyard manure. Agraria Revista Brasileira de Ciencias Agrarias 3: 354-359.

Demiral, M. A. (2005) Comparative response of two olive (*Olea europaea* L.) cultivars to salinity. Turkish Journal of Agriculture and Forestry 29: 267-274.

Dhindsa, R. S., Plumb-Dhindsa, P. and Thorpe, T. (1981) Leaf senescence: correlated with increased levels of membrane permeability and lipid peroxidation, and decreased levels of superoxide dismutase and catalase. Journal of Experimental Botany 32: 93-101.

Esfandiari Ghalati, R., Shamili, M. and Homaei, A. (2019) Guava (*Psidium guajava* L.) leaf protease activity enriched by controlled stress and putrescine application. Scientia Horticulturae 248: 105-111.

Esfandiari Ghalati, R., Shamili, M. and Homaei, A. (2020) Effect of putrescine on biochemical and physiological characteristics of guava (*Psidium guajava* L.) seedlings under salt stress. Scientia Horticulturae 261: 1-6.

Farkhondeh, R., Nabizadeh, E. and Jalil Nezhad, N. (2012) Effect of salinity stress on proline content, membrane stability and water relations in two sugar beet cultivars. International Journal of Agricultural Science 2: 385-392.

Ferguson, L., Poos, J. A., Grattan, S. R., Grieve, C. M., Wang, D., Wilson, C., Donovan, T. J. and Chao, C. T. (2002) Pistachio rootstocks influence scion growth and ion relations under salinity and boron stress. Journal of American Society of Horticultural Science 127: 194-199.

Filho, J. P. L., Goulart, M. F. and Lavato, M. B. (2004) Chlorophyll fluorescence parameters in population of two legume trees: *Stryphnodendron adstringens* and *Cassia ferruginea*. Revista Brasil Botany 27: 527-532.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

Gengmao, Z., Quanmei, S., Yu, H., Shihui, L. and Changhai, W. (2014) the physiological and biochemical responses of a medicinal plant (*Salvia miltiorrhiza* L.) to stress caused by various concentrations of NaCl. Plos One 9: 34-42.

Givnish, T. J. (1988) Adaptation to Sun and Shade: A whole-plant perspective. Australian Journal of Plant Physiology 15: 63-92.

Grotewold, E. (2006) The genetics and biochemistry of floral pigments, Annual Review of Plant Biology 57: 761-780.

Hooda, P. S. and Yamdagni, R. (1991) Salt tolerance of guava (*Psidium guajava* L.) and amla (*Emblica officinalis*) at germination stage. Research and Development Technical Report 8: 36-38.

Jabari, F., Ahmadi, A. and Poustini, K. (2006) Relationships between anti-oxidant enzyme activates and chlorophyll content of different wheat cultivars. Journal of Agricultural Science 37: 307-316.

Jithesh, M. N., Prashanth, S. R., Sivaprakash, K. R. and Parida, A. K. (2006) Antioxidative response mechanisms in halophytes: Their role in stress defense. Journal of Genetics 85: 237-254.

Kaul, M. K., Mheta, P. K. and Baskshi, R. K. (1988) Note on effect of different salts on seed germination of *Psidiumguajava* L. cv. L-49 (Sadar). Current Agriculture 12: 83-85.

Khayyat, M., Tehranifar, A., Davarynejad, G. H and Sayyari-Zahan, M. H. (2014) Vegetative growth, compatible solute accumulation, ion partitioning and chlorophyll fluorescence of Malase-e-Saveh and Shishe-kab pomegranate in response to salinity stress. Photosenthetica 5: 301-312.

Koyro, H. W. (2006) Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of potential cash crop halophyte *Plantago coronopus* (L.). Environmental Experimental Botany 56: 136-149.

Liu, H., Weiman, D., Ye, Y., Cui, B., Haung, Y., Colon-Carmona, A. and Wang, Z. (2009) An oxidative stress response to polycyclic aromatic hydrocarbon exposure is rapid and complex in *Arabidopsis thaliana*. Plant Science 176: 375-382.

Loggini, B., Scartazza, A., Brugonli, E. and Navari-Izzo, F. (1999) Antioxidative defense system, pigment composition, and photosynthetic efficiency in two wheat cultivars subjected to drought. Plant Physiology 119: 1091-1099.

Mahmood, S., Iram, S. and Athar, H. R. (2003) Intra-specific variability in sesame (*Sesamum indicum*) for various quantitative and qualitative attributes under differential salt regimes. Pakistan Journal of Research (Science) 14: 177-186.

Mathaba, N., Bertling, I. and Bower, J. P. (2013) Chilling injury in citrus fruit: A holistic view. Acta Horticulturae 1007: 103-110.

Mc Cready, R. M., Guggolz, J., Silviera, V. and Owens, H. S. (1950) Determination of starch and amylase in vegetables. Anal of Chemistry 22: 1156-1158.

Misra, A. N., Srivastava, A. and Strasser, R. J. (2001) Utilization of fast chlorophyll florescence technique in assessing the salt/ion sensitivity of mug bean and Brassica seedlings. Journal of Plant Physiology 158: 1173-1181.

Mittler, R. (2002) Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends Plant Science 79: 405-10.

Munns, R. and Tester, M. (2008) Mechanisms of salinity tolerance. Annual Review of Plant Biology 59: 651-81.

Neocleous, D. and Vasilakakis, M. (2007) Effects of NaCl stress on red raspberry (*Rubus idaeus* L. Autumn Bliss). Scientia Horticulturae 112: 282-289.

Netondo, G. W., Onyango, J. C. and Beck, E. (2004) Sorghum and salinity: II. Gas exchange and chlorophyll fluoresense of sorghum under salt stress. Crop Science 44: 806-811.

Netto, A., Campostrini, E., Oliveira, J. and Bressan-Smith, R. (2005) Photosynthetic pigments, nitrogen, chlorophyll a fluorescence and SPAD-502 reading in coffee leaves. Scientia Horticulturae 104: 199-202.

Parida, A. K. and Das, A. B. (2005) Salt tolerance and salinity effects on plants: A review. Ecotoxicology and Environmental Safety 60: 324-349.

Parvaiz, A. and Satyawati, S. (2008) Salt stress and phyto-biochemical responses of plants-a review. Plant Soil and Environment, 54: 89-99.

Pereira, K. S. N. (2000) Tolerancia varietal da goiabeira rsalinidade da agua de irrigacao durante a germinacao eproducao de mudas. Master thesis, Universidade Federal da Paraiba, Brazil.

Rama, T., Rashad, R. and Hussien, A. (2014) A comparison study on the effect of some growth regulators on the nutrients content of maize plant under salinity conditions. Annals of Agricultural Science 59: 89-94.

Rhee, S. G. (2006) H_2O_2, a necessary evil for cell signaling. Science 312: 1882.

Ritchie, S. W. and Nguyen, H. T. (1990) Leaf water content and gas exchange parameters of two wheat genotypes differing in drought resistance. Crop Science 30: 105-111.

Rizza, F., Pagani, D., Stance, A. M. and Cattivelli, L. (2001) Use of chlorophyll fluorescence to evaluate the cold acclimation and freezing tolerance of winter and spring oats. Plant Breeding 120: 389-396.

Rodriguez-Dominguez, C. M., Buckley, T., Egea, G., de Cires, A., Hernandez-Santana, V., Martorell, S. and Diaz-Espejo, A. (2016) Most stomatal closure in woody species under moderate drought can be explained by stomatal responses to leaf turgor. Plant Cell Environment 39: 2014-2026.

Ruiz-Sanchez, M. C., Domingo, R., Torrecillas, A. and Perez-Pastor, A. (2000) Water stress preconditioning to improve drought resistance in young apricot plants. Crop Science156: 245-251.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

Rukmini, M. S., Benedicta, D. S. and Vivan, D. S. (2004) Superoxide dismutase and catalase activities and their correlation with malon dialdehyde in Schizophrenic Patients. Indian Journal of Clinical Biochemistry 1919: 114-118.

Sairam, R. K. and Srivastava, G. C. (2002) Changes in antioxidant activity in sub-cellular fraction of tolerant and susceptible wheat genotypes in response to long term salt stress. Plant Science 162: 897-904.

Sajjadinia, A., Ershadi, A., Hokmabadi, H., Khayyat, M. and Ghilami, M. (2010) Gas exchange activities and relative water content at different fruit growth and developmental stages of on and off cultivated Pistachio trees. American Journal of Agricultural Economics 1: 1-6.

Shabala, S. and Pottosin, I. (2014) Regulation of potassium transport in plants under hostile conditions: implications for abiotic and biotic stress. Physiologia Plantarum 151: 257-279.

Shaukat, F., Balal, F. M., Shahid, M. A., Akhtar, G., Akram, A., Khan, M. and Zubair, M. (2015) Identification of drought induced drastic effects on Guava (*Psidium guajava*) at seedling stage. International Journal of Chemical and Biochemical Sciences 8: 15-27

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

Simkin, A. J., Moreau, H., Kuntz, M., Pagny, G., Lin, C., Tanksley, S. and McCarthy, J. (2008) An investigation of carotenoid biosynthesis in *Coffea canephora* and *Coffea Arabica.* Journal of Plant Physiology 165: 1087-1106.

Singh, A., Kumar, A., Yadav, R. K., Dutta, A. and Sharma, D. K. (2016) Growth and mineral nutrition in salt stressed guava (*Psidium guajava* L. cv. Allahabad Safeda). Journal of Agricultural Search 3: 21-25.

Sofo, A., Dichio, B., Xiloyannis, C. and Masia, A. (2005) Antioxidant defenses in olive trees during drought stress: changes in activity of some antioxidant enzymes. Functional Plant Biology 32: 45-53.

Sorkheh, K., Shiran, B., Rouhi, V., Khodambashi, M. and Sofo, A. (2012) Salt stress induction of some key antioxidant enzymes and metabolites in eight Iranian wild almond species. Acta Physiologiae Plantarum 34: 203-213.

Sudhir, P. and Murthy, S. D. S. (2004) Effect of salt stress on basic processes of photosynthesis. Photosynthetica 42: 481-486.

Tester, M. and Davenport, R. (2003) Na^+ tolerance and Na^+ transport in higher plants. Annals Botanici Fennici 91: 503-527.

Tiwari, J. K., Munshi, A. D., Kumar, R., Pandey, R. N., Arora, A., Bhat, J. S. and Sureja, A. K. (2010) Effect of salt stress on cucumber: Na^+- K^+ ratio, osmolyte concentration, phenols and chlorophyll content. Acta Physiologiae Plantarum 32: 103-114.

Walker, R. R., Kriedemann, P. E. and Maggs, D. G. (1979) Growth, leaf physiology and development in salt-stressed guavas. Australian Journal of Agricultural Research 30: 477-488.

Wille, G. M. F., Macedo, R. E. F., Masson, M. L., Stertz, S. C., Neto, R. C. and Lima, J. M. (2004) Development of technology for the manufacture of candy pasta with pear-guava (*Psidium acutangulum* dc) for small producer. Cieˆncia e Agrotecnologia 28: 1360-1366.

Wu, J. W., Hsieh, C. L., Wang, H. Y. and Chen, H. Y. (2008) Inhibitory effects of guava (*Psidium guajava* L.) leaf extracts and its active compounds on the glaciation process of protein. Food Chemisrty 113: 78-84.

Yaman, K., Taniguchi, M., Kawasaki, M. and Miyake, H. (2008) Correlation between chloroplast ultrastructure and chlorophyll fluorescence ccharacteristics in the leaves of rice (*Oryza sativa* L.) grown under salinity. Plant Production Science 11: 139-145.

Zarei, M., Azizi, M., Rahemi, M. and Tehranifar, A. (2016) Evaluation of NaCl salinity tolerance of four fig genotypes based on vegetative growth and ion content in leaves, shoots, and roots. Hort Science 51: 1427-1434.

Zrig, A., Ben Mohamed, H., Tounekti, T., Khemira, H., Serrano, M., Valero, D. and Vadel, A. M. (2016) Effect of rootstock on salinity tolerance of sweet almond (cv. Mazzetto). Sout African Journal of Botany 102: 50-59.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]

Antioxidant response of guava (*Psidium guajava* L.) genotypes to salinity

Mansoore Shamili

Department of Horticultural Science, Faculty of Agriculture, University of Hormozgan, Hormozgan, Iran

(Received: 05/11/2019, Accepted: 31/12/2019)

Abstract

Guava, with two bearing seasons, is among economic crops in the south and south-east of Iran. However, the salinity has adverse affects on development of this plant and thus it is necessary to introduce its tolerant genotypes. Therefore, a factorial experiment in completely randomized design was conducted in Bandar Abbas city during the years 2018-2019 and 15 superior guava genotypes were treated with sodium chloride (2 and 6 dSm^{-1}). Then relative leaf water content, chlorophyll content, carotenoid, soluble sugars, ion leakage, chlorophyll fluorescence, catalase and peroxidase activities were monitored. In present study, the relative water content and chlorophyll fluorescence of salt-exposed genotypes was reduced. The content of chlorophyll (a, b and total) and carotenoids after salt treatment were significantly decreased. Also, salinity caused increases in catalase, peroxidase and ion leakage in most of the genotypes. According to principle component analysis, leaf relative water content, chlorophyll fluorescence, soluble sugars and ion leakage accounted for 60.30 of the total variance. The high content of chlorophyll, carotenoids and antioxidant enzymatic activity grouped G11, G13 and G22 as salt tolerance genotypes. G18, G19 and G25 genotypes were classified as susceptible to salt stress and other genotypes were intermediate.

Key words: Antioxidant, Carotenoid, Chlorophyll, Guava, Ion leakage, Salinity

Corresponding author, Email: shamili@ut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.28.1]