مقاله پژوهشی

تغییرات هورمونی گیاه شورزی آلوروپوس لیتورالیس در واکنش به تنش شوری

مریم چاله کائی[۱]، علیرضا عباسی[۱*] و علی دهستانی[۲]

[۱] گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشکده پردیس کشاورزی و منابع طبیعی کرج، دانشگاه تهران، کرج

[۲] عضو هیئت علمی پژوهشکده ژنتیک و زیست‌فناوری کشاورزی طبرستان، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری، ساری

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۹/۰۹/۱۰، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۰/۰۱/۳۰)

چکیده

در این پژوهش تغییرات هورمونی در واکنش گیاه هالوفیت آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) به شوری مورد مطالعه قرار گرفت. بدین منظور تغییرات هورمون‌های این گیاه هالوفیت در شرایط بدون تنش، تنش شوری ملایم و شدید (به‌ترتیب صفر، ۲۵۰ و ۶۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) در چهار بازه نمونه‌برداری (۳، ۶، ۱۲ و ۲۴ ساعت پس از تنش) مطالعه شد. نتایج نشان داد که محتوای آبسیزیک اسید (ABA) پس از گذشت یک روز در همه سطوح تنش افزایش یافت، درحالی‌که میزان جیبرلیک اسید (GA) تحت تنش شدید نسبت به تنش ملایم کاهش محسوسی نشان داد. میزان سالیسیلیک اسید (SA) در ابتدای تنش ملایم نسبت به شاهد کاهش یافت و در تنش شدید این کاهش محسوس‌تر بود. محتوای جاسمونیک اسید (JA) در آغاز تنش تغییری نداشت. اما، با گذشت زمان بر میزان آن افزوده شد که این افزایش در تنش شدید بیش‌تر از تنش ملایم و در تنش ملایم بیش‌تر از شاهد بود. به‌نظر می‌رسد گیاه برای پاسخ به تنش حداقل به ۲۴ ساعت زمان نیاز داشته باشد. زیرا، در ابتدای تنش (۳ ساعت)، محتوای هورمون‌ها تغییر کرد که حاکی از درک تنش می‌باشد، ولی در ادامه سطح هومون‌ها تغییرات محدودی داشت و در زمان ۲۴ ساعت، گیاه پاسخ کاملاً متمایزی در محتوای هورمونی خود نسبت به شاهد ایجاد کرد. نتایج این تحقیق در درک عمیق‌تر سازوکارهای هورمونی تحمل به شوری، مفید خواهد بود.

واژه‌های کلیدی: آلوروپوس لیتورالیس، تنش شوری، سازگاری، هالوفیت، هورمون‌های گیاهی

مقدمه

پدیده شورشدن اراضی یک مشکل جدی و رو به افزایش در کشاورزی مدرن است که به‌علت آبیاری با آب شور و کوددهی بیش از حد ارقام پرمحصول ایجاد شده است (Munns and Tester, 2008). تقریباً ۳۰ درصد از زمین‌های زراعی تحت آبیاری و ۶ درصد از کل سطح زمین تحت تأثیر شوری خاک قرار دارد (Chaves *et al.*, 2009). باوجود پیشرفت‌هایی در زمینه ایجاد مقاومت برعلیه برخی از عوامل نامساعد محیطی مانند تنش خشکی صورت گرفته است (Ashraf, 2010). بهبود تحمل به تنش شوری در گیاهان زراعی با ناکامی نسبی روبه‌رو بوده است، چرا که شوری به‌طور همزمان جنبه‌های متعددی از فیزیولوژی گیاه را درگیر می‌کند و در واقع مقاومت به شوری صفتی کمّی و پیچیده است (Hasegawa *et al.*, 2000). هالوفیت‌ها به‌دلیل تحمل بالا به شوری، منابع ژنتیکی ارزشمندی برای دستکاری مولکولی گلیکوفیت‌ها (گیاهان حساس به شوری) هستند، تا آن‌ها را نسبت به تنش شوری مقاوم سازند. بنابراین، درک مکانیسم‌های تحمل به شوری در هالوفیت‌ها و تفاوت آن‌ها با گلیکوفیت‌ها بسیار مهم است

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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

(Saad *et al.*, 2011).

گیاه شورزی آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) یا چمن‌شور با توجه به محتوای ژنومی کوچک (n=2X=14) می‌تواند به‌عنوان یکی از مهم‌ترین کاندیدهای مدل ژنتیکی گیاهان شورزی معرفی شود (Kaya *et al.*, 2002). این گیاه تک لپه، علفی، چندساله از تیره گندمیان است که می‌تواند شوری (NaCl) را تا سطح بالاتر از ۶۰۰ میلی‌مولار تحمل کند. این گونه گیاهی به‌دلیل روند تکاملی که طی کرده است دارای خصوصیات بیولوژیک و فیزیولوژیک ارزشمند برای تحمل تنش‌های محیطی است (Gulzar *et al.*, 2003).

مکانیسم‌های مختلف تحمل به تنش، عموماً با توجه به جنبه‌های فیزیولوژیک به‌منظور غلبه بر اثرات مضر تنش خشکی و شوری توصیف شده است. در میان آن‌ها، یکی از مهم‌ترین اثرات، تغییر در سطح هورمون‌ها است. نقش هورمون‌های گیاهی در پاسخ‌های مختلف به تنش در طول چرخه زندگی گیاه کاملاً به اثبات رسیده است (Ahmadi *et al.*, 2010). هورمون‌های گیاهی مولکول‌های شیمیایی کوچکی هستند که نقش مهمی در رشد، نمو و پاسخ به تنش‌ها ایفا می‌کنند. تا به امروز ۹ هورمون در گیاهان به‌خوبی شناسایی شده‌اند که عبارتند از آبسیزیک اسید (ABA)، اتیلن (ET)، سالیسیلیک اسید (SA)، جاسمونیک اسید (JA)، اکسین (Aux)، جیبرلیک اسید (GA)، سیتوکینین (CK)، براسینواستروئید (BR) و استریگولاکتون (SL). همچنین، مطالعات متعدد نشان داده است که هر هورمون گیاهی نقش بیولوژیکی واحدی در گیاهان ندارد، بلکه در مراحل مختلف، در بافت‌های مختلف یا در شرایط مختلف محیطی نقش پیچیده و کارآمدی را ایفا می‌کند (Yu *et al.*, 2020).

تحت تنش شوری مسیرهای سیگنالی متفاوتی از جمله هورمون‌های گیاهی فعال می‌شوند و موجب تنظیم اسمزی و تعادل در رشدونمو گیاه می‌شوند. هورمون‌های گیاهی می‌توانند بر هموستازی اکسیداسیون- احیا، pH و حالت اسمزی، سیگنالینگ هورمونی و آنزیم‌های پاسخ‌دهنده به تنش اثرگذار باشند و امروزه توجهات ویژه‌ای در مواجهه با تنش‌های زیستی و غیرزیستی به خود معطوف ساخته‌اند (Du Jardin, 2015). مثال‌های متعددی از اثر هورمون‌ها در تحمل به تنش‌های محیطی موجود است. آبسیزیک اسید برای هموستازی یونی مورد نیاز است و می‌تواند موجب کاهش انتقال Cl^- از طریق کاهش فعالیت کانال‌ها گردد (Gilliham and Tester, 2005). همچنین آبسیزیک اسید موجب القای پاسخ دفاعی آنتی‌اکسیدانت‌ها می‌گردد (Tang *et al.*, 2015). تیمار گیاهان با سالیسیلیک اسید نیز می‌تواند موجب کاهش خسارات تنش شوری شود و از اثرات اثبات‌شده این هورمون افزایش سیستم آنتی‌اکسیدانتی و غیرآنتی‌اکسیدانتی گیاه است (Idrees *et al.*, 2011). جاسمونیک اسید تحت تنش شوری تا اندازه‌ای سبب کاهش رشد گیاه می‌شود و رفتاری سازگاری به تنش در گیاهان محسوب می‌گردد. کاهش تولید و تجمع جاسمونیک اسید سبب کاهش و بالعکس افزایش آن در گیاه سبب افزایش تحمل به تنش شوری در گیاهان می‌شود (Yu *et al.*, 2020). براساس گزارش‌ها جیبرلیک اسید می‌تواند در افزایش تحمل به تنش شوری کمک‌کننده باشد (Achard *et al.*, 2006). تیمار جیبرلیک اسید موجب کاهش مقاومت روزنه‌ای و افزایش مصرف آب در گیاه تحت تنش شوری شد (Maggio *et al.*, 2010).

با وجود اهمیت هورمون‌های گیاهی در تحمل تنش‌های غیرزیستی، تا به امروز تغییرات محتوای هورمونی گیاه هالوفیت آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) در واکنش به تنش شوری مورد مطالعه قرار نگرفته است. بدین جهت پژوهشی به‌منظور بررسی تغییرات هورمونی این گیاه تحت تنش شوری ملایم و شدید و در ساعات متفاوت پس از اعمال تنش، طراحی و اجرا شد.

مواد و روش‌ها

مواد گیاهی: پایه‌های مورد نیاز گیاه آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) از پژوهشکده زیست‌فناوری و ژنتیک طبرستان تهیه شد. گیاهان به‌صورت غیرجنسی و از طریق قلمه‌های ۱۰ سانتی‌متری ساقه تکثیر شدند. قلمه‌ها ابتدا

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

در آب ریشه‌دار شده و سپس در محلول غذایی هوگلند (Hoagland and Arnon, 1950) به‌مدت سه هفته در شرایط بهینه گیاه (طول روز ۱۶ ساعت و شب ۸ ساعت، رطوبت نسبی ۵۰ درصد، دمای روز و شب به‌ترتیب ۲۵-۲۲ °C) در گلخانه پژوهشکده ژنتیک و زیست‌فناوری طبرستان نگهداری شدند.

طرح آزمایشی و اعمال تنش: این تحقیق به‌صورت آزمایش فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار اجرا شد. پس از رشد گیاهان، اعمال تنش شوری انجام شد. سطح شوری صفر (بدون تنش)، ۲۵۰ (تنش ملایم) و ۶۰۰ (تنش شدید) میلی‌مولار کلرید سدیم برای گیاهان اعمال شد. برای جلوگیری از تنش ناگهانی به گیاه، اعمال تنش ۶۰۰ میلی‌مولار سدیم کلرید به‌صورت پاساژدهی انجام شد. بدین صورت که اعمال تنش شوری به‌صورت تدریجی و در سه مرحله انجام شد و روزانه ۲۰۰ میلی‌مولار از نمک سدیم کلرید به محیط هوگلند گیاهان اضافه شد. نمونه‌برداری از تیمارها در بازه‌های زمانی ۳، ۶ و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش انجام شد. بخش هوایی گیاه برای سنجش هورمون‌ها در نظر گرفته شد. نمونه‌ها بلافاصله پس از نمونه‌برداری در نیتروژن مایع فریز و تا زمان آزمایشات در فریزر ۸۰- °C نگهداری شدند.

سنجش هورمون‌های گیاهی: استخراج و پیش‌خالص‌سازی هورمون‌های گیاهی از نمونه‌های گیاهی با توجه به روش شرح داده‌شده توسط Dobrev و Ge با کمی تغییرات انجام شده است (Dobrev and Kaminek, 2002; Ge *et al.*, 2007). نمونه‌های گیاهی در نیتروژن مایع با استفاده از هاون پودر شدند و سپس با متانول ۸۰٪ و سدیم دی اتیل دی تیوکاربامات مخلوط شدند و پس از یک شب (۱۲ ساعت) قرارگیری در دمای ۴°C، استخراج انجام شد. هورمون‌های برچسب‌دارشده با ایزوتوپ پایدار به‌عنوان استانداردهای داخلی اضافه شدند. مایع رویی (سوپرناتانت) جمع‌آوری شدند و باقیمانده آن به‌مدت ۶۰ دقیقه دوباره استخراج شدند. مایع رویی استخراج‌شده طی دو مرحله قبل با هم ترکیب شدند، سپس در دمای ۴۰°C تحت خلاء به جهت جداسازی متانول بخار شدند و سپس در ۲ میلی‌لیتر اسید فرمیک مایع ۱ مولار حل شدند. در مرحله بعد نمونه‌ها توسط جریان جاذبه بر روی یک کارتریج 3-cc Oasis anion MCX SPE بارگذاری شدند. کارتریج‌های SPE با ۲ میلی‌لیتر متانول و ۲ میلی‌لیتر اسید فرمیک ۱ مولار از قبل فعال شدند، سپس با ۲ میلی‌لیتر اسید فرمیک ۱ مولار، ۲ میلی‌لیتر متانول و ۲ میلی‌لیتر هیدروکسید آمونیوم ۰/۳۵ مولار شسته شدند. هورمون‌های مورد سنجش با خاصیت اسیدی (آبسیزیک اسید (ABA)، جیبرلیک اسید (GA)، سالیسیلیک اسید (SA) و جاسمونیک اسید (JA)) با ۲ میلی‌لیتر متانول جداسازی شدند و محلول شوینده در خلاء خشک شد. باقیمانده آن در ۲ میلی‌لیتر اسید فرمیک ۱ مولار مجدداً حل شده و بر روی یک کارتریج 3-cc Oasis anion MCX SPE از قبل فعال‌شده به‌صورت توضیح داده‌شده در بالا بارگذاری شد و با ۲ میلی‌لیتر اسید فرمیک ۱ مولار، ۲ میلی‌لیتر هیدروکسید آمونیوم ۰/۱ مولار و ۲ میلی‌لیتر هیدروکسید آمونیوم ۰/۱ مولار حل‌شده در متانول ۶۰٪، شسته شدند. هورمون‌های موردنظر با ۲ میلی‌لیتر اسید فرمیک ۱/۲۵ مولار در متانول ۷۰٪ جداسازی شدند. سپسس تحت خلاء خشک شدند و در ۵۰ میکرولیتر فاز متحرک اولیه HPLC حل شدند و از طریق فیلتر ۰/۲۵ میکرومتر (با قطر ۴ میلی‌متر) فیلتر شدند. ده میکرولیتر محلول نمونه به سیستم HPLC-MSn تزریق شد. هر تجزیه و تحلیل در سه تکرار انجام گرفت.

تجزیه داده‌ها: تجزیه داده‌های حاصل از آزمایش به کمک نرم‌افزار SAS 9.2 انجام گرفت. برای رسم نمودارها از نرم‌افزار Excel استفاده شد. مقایسه میانگین صفات با استفاده از آزمون چنددامنه‌ای دانکن در سطح احتمال ۵ درصد انجام شد.

نتایج و بحث

نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌های حاصل از آزمایش نشان داد که اثر ساده زمان بر محتوای آبسیزیک اسید در سطح پنج درصد و بر محتوای هورمون‌های سالیسیلیک اسید، جاسمونیک اسید و جیبرلیک اسید در سطح یک درصد معنی‌دار بود. همچنین، اثر ساده شوری و برهمکنش زمان و

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

جدول ۱- تجزیه واریانس اثر تیمارهای شوری و زمان بر محتوای هورمون‌های گیاهی مورد مطالعه

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات			
		سالسیلیک اسید	آبسیزیک اسید	جاسمونیک اسید	جیبرلیک اسید
زمان	۳	۱۰۱۹/۴۵**	۲/۸۷*	۴۶/۹۲**	۶۲۰/۵۴**
شوری	۲	۱۷۵۷/۲۲**	۶/۳۸**	۶۶/۴۴**	۱۸۶۸/۲۷**
زمان × شوری	۶	۴۴۸/۱۲**	۷/۹۳**	۱۸/۰۳**	۳۹۳/۱۳**
خطای آزمایشی	۲۴	۱۳/۸۷	۰/۶۸	۰/۵۰۲	۶/۲۰
ضریب تغییرات (درصد)		۱۱/۰۴	۸/۰۵	۸/۸۳	۹/۲۴

ns، *و ** به‌ترتیب غیرمعنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد

شوری بر تمامی هورمون‌های اندازه‌گیری‌شده (آبسیزیک اسید، سالیسیلیک اسید، جاسمونیک اسید و جیبرلیک اسید) در سطح احتمال یک درصد، معنی‌دار بود (جدول ۱).

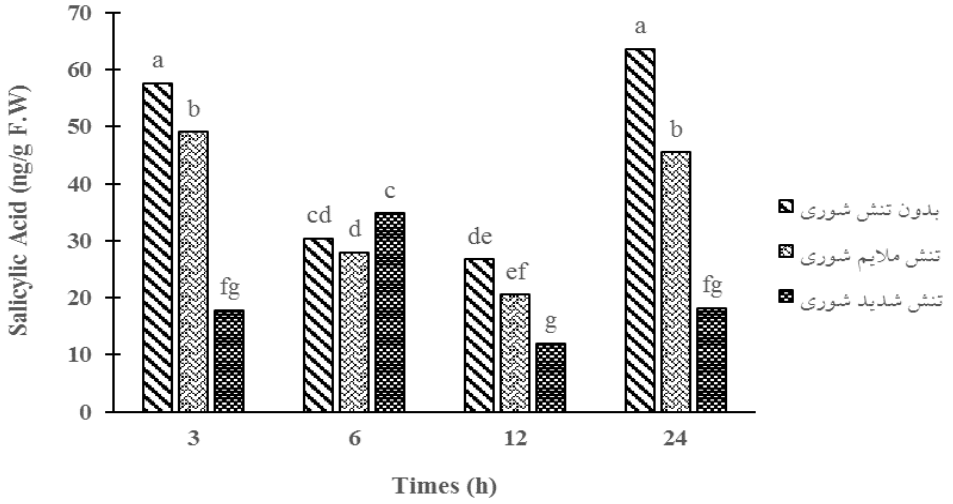
سالیسیلیک اسید: با توجه به شکل ۱ در شرایط کنترل (بدون مصرف NaCl) میزان هورمون سالیسیلیک اسید (SA) در زمان ۶ و ۱۲ ساعت به‌ترتیب ۵۶ و ۶۱ درصد نسبت به زمان ۳ ساعت کاهش داشت و در زمان ۲۴ ساعت میزان آن از نظر آماری تفاوت معنی‌داری با زمان ۳ ساعت نداشت. این روند با اعمال تنش شوری ملایم نیز مشاهده شد. در تنش شوری ملایم و در ۳ و ۲۴ ساعت محتوای سالیسیلیک اسید به‌صورت معنی‌داری کم‌تر از شرایط کنترل (بدون تنش) بود. در ساعات ۶ و ۱۲ تنش ملایم، از نظر آماری تفاوتی با شرایط بدون تنش وجود نداشت. در سه ساعت اول تنش میزان سالیسیلیک اسید در گیاهان تحت تنش شدید و ملایم به‌طور معنی‌دار و به‌ترتیب ۶۹ و ۱۵ درصد کم‌تر از شرایط بدون تنش بود. در سطح تنش شوری شدید (۶۰۰ میلی‌مولار) روند متفاوتی دیده شد. در تنش شوری شدید محتوای سالیسیلیک اسید در ساعت سوم تنش از نظر آماری معنی‌دار بود و ۶۸ درصد نسبت به شرایط بدون تنش کاهش یافت. با افزایش روند تنش شدید در ساعت ششم محتوای سالیسیلیک اسید به بیش‌ترین میزان خود (۳۵/۸ نانوگرم در گرم بافت تر) رسید ولی در ساعات بعدی کاهش نشان داد و نسبت به شاهد تفاوت معنی‌داری داشت. همچنین، محتوای سالیسیلیک اسید در تنش شوری شدید در ساعت ۲۴ نیز تقریباً در همان اندازه اولیه در ساعت ۳ بود و تفاوت معنی‌داری با آن نداشت. به بیان دیگر محتوای سالیسیلیک اسید تحت تنش شدید کم‌تر از سایر تیمارهای شوری بود و در طول مدت تنش میزان آن تا حدودی ثابت ماند. به‌صورت کلی می‌توان گفت با اعمال تنش شوری محتوای هورمون سالیسیلیک اسید به‌غیر از زمان ۶ ساعت، کاهش یافت و با شدت تنش شوری این روند کاهشی بیش‌تر مشاهده شد. در ۶ ساعت پس از اعمال تنش، تنش شوری ملایم و تنش شوری شدید تفاوت معنی‌داری از نظر آماری با شرایط بدون تنش نداشتند.

سالیسیلیک اسید یک تنظیم‌کننده درونی رشد است که در تنظیم فرآیندهای فیزیولوژیکی گیاهان مانند رشد، فتوسنتز، متابولیسم نیترات، تولید اتیلن، و گلدهی اثر می‌گذارد. علاوه بر این، نقش محافظت‌کنندگی در برابر تنش‌های زیستی مانند بیماری‌ها و غیرزیستی مانند شوری نیز برای آن در نظر گرفته شده است (Hayat *et al.*, 2010). طبق مطالعات انجام‌گرفته تغییرات محتوای سالیسیلیک اسید در گونه‌های گیاهی مختلف تحت تنش شوری، می‌تواند متفاوت باشد. تحت تنش شوری کاهش این هورمون گیاهی در سویا (Hamayun *et al.*, 2010a) و افزایش آن در هالوفیت *Solanum chilense* (Gharbi *et al.*, 2017) و آرابیدوپسیس (Prerostova *et al.*, 2017) و عدم تغییر آن در *Solanum lycopersicum* (Gharbi *et al.*, 2017) در مقایسه با گیاهان شاهد در شرایط بدون تنش، مشاهده شد.

در این آزمایش و با توجه به نتایج به‌دست آمده (شکل ۱)

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]



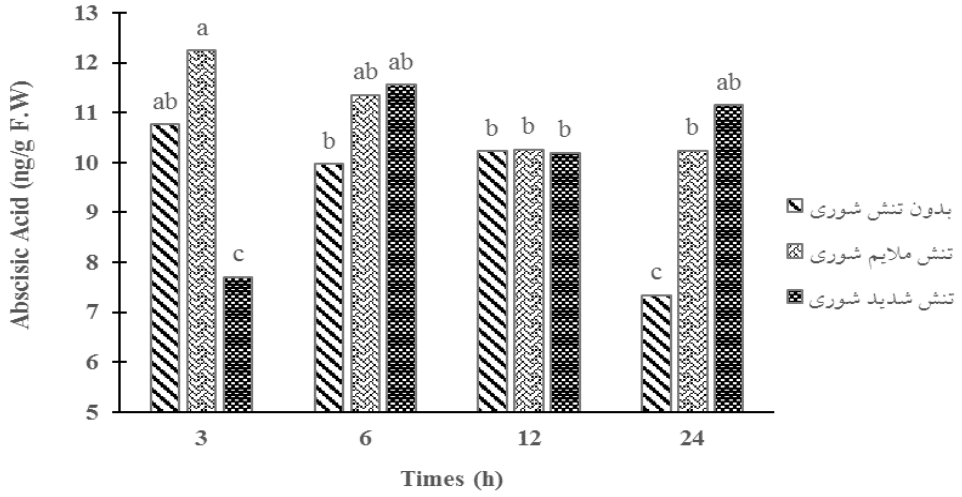
شکل ۱- محتوای هورمون سالیسیلیک اسید در شرایط بدون تنش، تنش ملایم و تنش شدید (به‌ترتیب صفر، ۲۵۰ و ۶۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) در زمان‌های ۳، ۶، ۱۲ و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش شوری. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم وجود اختلاف معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد است.

گیاهان هالوفیت آلوروپوس تحت تنش شوری به‌غیر از زمان ۶ ساعت پس از اعمال تنش، کاهش سالیسیلیک اسید را نشان دادند. نتایج مطالعه ما با نتایج مطالعه Prerostova و همکاران (۲۰۱۷) بر روی گیاه هالوفیت *Thellungiella salsuginea* مطابق بود. در آزمایش آن‌ها بیشینه میزان سالیسیلیک اسید در برگ‌های این گیاه هالوفیت تحت تنش شوری شدید به‌صورت گذرا و در مراحل اولیه مشاهده شد و پس از آن میزان هورمون طی تنش کاهش یافت. تحت تنش شوری شدید نیز میزان سالیسیلیک اسید در برگ گیاهان هالوفیت کاهش یافت و میزان آن کم‌تر از محتوای سالیسیلیک اسید در تنش شوری ملایم بود (Prerostova *et al.*, 2017).

برخلاف برخی از پژوهش‌ها که نقش محافظت‌کنندگی برای سالیسیلیک اسید در برابر تنش‌های غیرزیستی را مطرح کرده اند (Munne-Bosch and Penuelas, 2003; Sawada *et al.*, 2006; Hamayun *et al.*, 2010b)، برخی دیگر از تحقیقات نشان می‌دهند در زمانی که تجمع سالیسیلیک اسید کم‌تر باشد، گیاه متحمل‌تر به تنش است (Hao *et al.*, 2011; Devinar *et al.*, 2013a). بازداری از جوانه‌زنی بذر به‌علت تنش شوری با کاربرد مقداری بالای سالیسیلیک اسید در آرابیدوپسیس تشدید شد، درحالی‌که در تیمار سالیسیلیک اسید با غلظت متوسط این بازداری از جوانه‌زنی کاهش یافت (Lee *et al.*, 2010). افزون بر این، تحقیق دیگری در رابطه با نقش سالیسیلیک اسید در پاسخ‌دهی به تنش شوری با استفاده از جهش‌یافته‌های (موتانت‌های) متفاوتی از آرابیدوپسیس انجام گرفت. نتایج حاکی از آن بود که کمبود سالیسیلیک اسید در گیاهان جهش‌یافته برای سازگاری به تنش شوری مطلوب است، درحالی‌که تجمع زیاد سالیسیلیک اسید باعث افزایش آسیب ناشی از تنش شوری در گیاهان جهش‌یافته شد (Hao *et al.*, 2012). بنابراین، می‌توان نتیجه گرفت که کاهش میزان سالیسیلیک اسید در گیاه آلوروپوس پاسخی در جهت تحمل به تنش شوری است و تجمع آن در گیاه ممکن است اثرات نامطلوبی بر روی پاسخ‌دهی به غلظت بالای سدیم کلرید ایجاد کند.

آبسیزیک اسید: شکل ۲ تغییرات هورمون آبسیزیک اسید در زمان‌های مختلف پس از اعمال تنش‌های متفاوت شوری را نشان می‌دهد. محتوای هورمون آبسیزیک اسید در تیمار بدون تنش شوری، در ۶ و ۱۲ ساعت پس از اعمال تنش تفاوت معنی‌داری با تنش شدید نداشت. اما، مقدار این هورمون در ۲۴ ساعت به کم‌ترین میزان خود (۷/۳۳ نانوگرم در گرم بافت تر) رسید و نسبت به تنش شدید، ۳۴ درصد کاهش نشان داد. در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]



شکل ۲- محتوانی هورمون آبسیزیک اسید در شرایط بدون تنش، تنش ملایم و تنش شدید (به‌ترتیب صفر، ۲۵۰ و ۶۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) در زمان‌های ۳، ۶، ۱۲ و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش شوری. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم وجود اختلاف معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد است.

شرایط تنش ملایم محتوای آبسیزیک اسید در ۶ ساعت نسبت به ۳ ساعت تفاوت معنی‌داری نشان نداد ولی، پس از ۱۲ و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش میزان آن نسبت به ۳ ساعت ۱۷ درصد کاهش یافت. اما اعمال تنش شوری شدید روند متفاوتی از میزان این هورمون را در گیاه نشان داد. در ۳ ساعت اولیه میزان هورمون تفاوت معنی‌داری با شاهد داشت و به میزان ۲۸ درصد کم‌تر از شاهد بدون تنش بود، ولی با افزایش مدت زمان اعمال تنش میزان آن به‌صورت معنی‌داری افزایش یافت به‌طوری‌که در ساعت ۶، ۱۲ و ۲۴ ساعت تفاوت معنی‌داری میان محتوای هورمون در بین تیمارهای تنش شوری شدید وجود نداشت. در ۶ و ۱۲ ساعت نیز تفاوت معنی‌داری میان محتوای آبسیزیک اسید در میان تیمارهای مختلف تنش شوری مشاهده نشد. در ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش شوری، محتوای این هورمون در تنش شوری شدید (۱۱/۱۴ نانوگرم در گرم بافت تر) به‌طور معنی‌دار و به مقدار ۵۲ درصد از شاهد بدون تنش (۷/۳۳ نانوگرم در گرم بافت تر) بیش‌تر بود.

آبسیزیک اسید به‌عنوان هورمون تنش شناخته می‌شود و به‌عنوان واسطه در پاسخ‌های سازگارکننده گیاهان به تنش نقش ایفا می‌کند. این هورمون در ریشه در پاسخ به کاهش پتانسیل آب تولید و به برگ‌ها منتقل می‌گردد و در آنجا به گیرنده‌های سطح غشای پلاسمایی سلول‌های محافظ روزنه متصل می‌شود (Javid *et al.*, 2011). افزایش سطح آبسیزیک اسید در هالوفیت‌ها پاسخی متداول به تنش‌ها مخصوصاً تنش خشکی است. تنش خشکی نیز به‌واسطه ترکیبات اسمزی موجود در تنش شوری، ایجاد می‌گردد (Wilkinson and Davies, 2002).

افزایش میزان آبسیزیک اسید تحت تنش شوری در گونه‌های متفاوتی از جمله سویا (Hamayun *et al.*, 2010a)، لوبیا (Cabot *et al.*, 2009)، ذرت (Cramer and Quarrie, 2002)، فلفل شیرین (Pinero *et al.*, 2014)، گوجه‌فرنگی (Babu *et al.*, 2012)، خیار (Chojak-Kozniewska *et al.*, 2017)، هالوفیت *Thellungiella salsuginea* (Prerostova *et al.*, 2017)، هالوفیت *Prosopis strombulifera* (Devinar *et al.*, 2013b)، گیاه مورد (*Myrtus communis*) (Acosta-Motos *et al.*, 2016)، سیب‌زمینی ترشی (*Helianthus tuberosus*) (Shao *et al.*, 2016) و درخت انگور (Upreti and Murti, 2010) گزارش شده است. در تحقیقی که بر روی *Cakile maritima* و *T. salsuginea* به‌عنوان دو گونه هالوفیت و آرابیدوپسیس صورت گرفت، نشان داد که در پاسخ به تنش شوری، سطح آبسیزیک اسید در برگ‌های هر سه گونه افزایش یافت. در گیاه هالوفیت *C. maritima* این افزایش سریع‌تر بود

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

(Ellouzi *et al.*, 2014). همچنین در تحقیق دیگری نیز میزان افزایش آبسیزیک اسید تحت تنش شوری در گیاه هالوفیت *S. chilense* بیش‌تر از گیاه حساس به شوری *S. lycopersicum* بود (Gharbi *et al.*, 2017). با این وجود ارتباط بین آبسیزیک اسید و تحمل به تنش همیشه مثبت نیست. برای مثال در مطالعه‌ای افزایش آبسیزیک اسید در ارقام غیرمتحمل بیش‌تر از ارقام متحمل گندم تحت تنش شوری بود. این مطالعه نشان داد که در رقم متحمل ۹ درصد و در رقم غیرمتحمل ۱۷۱ درصد افزایش میزان آبسیزیک اسید مشاهده شده است (Iqbal and Ashraf, 2013).

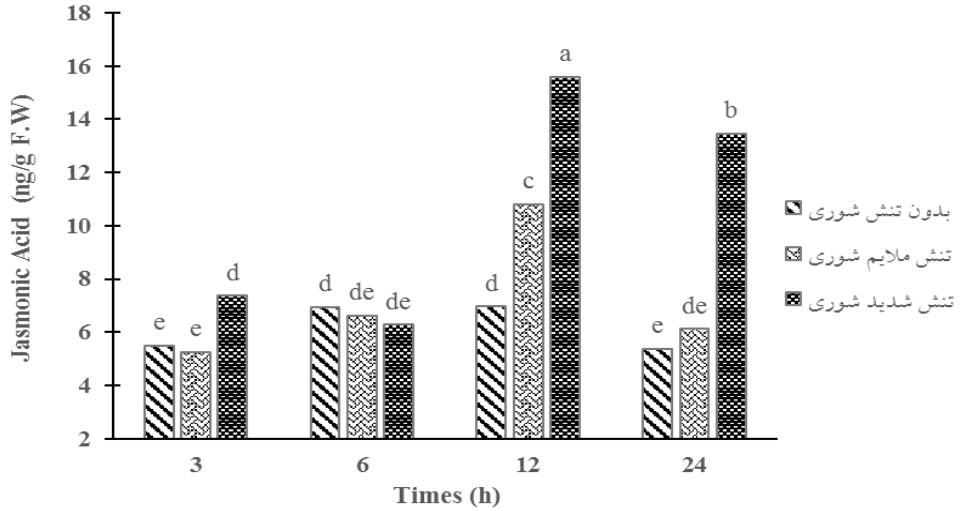
آبسیزیک اسید به‌عنوان هورمون عمومی تنش، پس از افزایش به‌واسطه تنش شوری موجب القای بیان ژن‌های مربوط به کاهش اثرات مخرب تنش شوری و اسمزی می‌شود (Wang *et al.*, 2001). گزارشات حاکی از نقش آبسیزیک اسید در هموستازی یونی است. آبسیزیک اسید می‌تواند موجب کاهش فعالیت کانال‌های یونی در جهت کاهش انتقال یون Cl^- شود (Gilliham and Tester, 2005). پروتئین فسفاتاز ABI2 که از اصلی‌ترین اجزای سیگنالینگ آبسیزیک اسید محسوب می‌شود، مستقیماً به کانال یونی SOS2 متصل شده و آن را فسفوریله می‌کند (Ohta *et al.*, 2003). افزون بر این، هورمون آبسیزیک اسید برای پاسخ به تنش شوری در ترکیب با Ca_2^+ عمل می‌کند. در شرایط تنش شوری یون آزاد Ca_2^+ موجود در سیستوپلاسم افزایش می‌یابد که سبب فعالیت کانال‌های یونی متفاوت می‌شود که درنتیجه آن نسبت سدیم به پتاسیم (Na^+/K^+) در سلول کاهش می‌یابد و در ادامه تحمل گیاه به تنش شوری را فراهم می‌آورد (Yu *et al.*, 2020). همچنین نقش آبسیزیک اسید در القای فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و تولید متابولیت‌های اولیه و ثانویه مرتبط با تنش‌ها در تحقیقات متفاوتی به اثبات رسیده است (Miller *et al.*, 2010; Ibrahim and Jaafar, 2013).

در گیاه آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و کانال‌های یونی در پاسخ به تنش شوری گزارش شده است. در این گیاه فعالیت آنزیم پراکسیداز در تنش ۴۵۰ و ۶۵۰ میلی‌مولار کلرید افزایش داشت (مدرسی و همکاران، ۱۳۹۵). همچنین فعالیت کانال یونی SOS1 در ۶ و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش شوری مشاهده شد (قاسمی عمران و همکاران، ۱۳۹۴). بنابراین، با توجه به نتایج حاصل از این آزمایش مبنی بر افزایش آبسیزیک اسید تحت تنش شوری شدید و مشاهدات از قبل گزارش‌شده در رابطه با این گیاه هالوفیت، می‌توان نتیجه گرفت که احتمالاً فعالیت‌های درونی مرتبط با تحمل به شوری از قبیل آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و کانال‌های یونی تحت تأثیر افزایش آبسیزیک اسید، فعال‌تر شده و موجب افزایش تحمل به تنش شوری می‌شوند.

جاسمونیک اسید: پس از ۳ ساعت از گذشت تنش میزان جاسمونیک اسید در تنش شوری ملایم و شرایط بدون تنش تفاوت معنی‌داری نداشت اما در تنش شوری شدید میزان آن ۳۵ درصد افزایش نشان داد که از نظر آماری معنی‌دار بود (شکل ۳). با ادامه روند تنش و در زمان ۶ ساعت میزان هورمون در تنش‌های شوری و شرایط بدون تنش تفاوت معنی‌داری نشان نداد. در ۱۲ ساعت پس از تنش، محتوای جاسمونیک اسید در تنش ملایم و شدید به‌صورت معنی‌داری افزایش یافت و به‌ترتیب ۵۶ و ۱۲۶ درصد بیش‌تر از شاهد بدون تنش بود. در ۲۴ ساعت، میزان هورمون در تنش شوری شدید از نظر آماری نسبت به شرایط بدون تنش بیش‌تر بود و ۱۵۴ درصد نسبت به آن افزایش یافت. علاوه بر این، تفاوت معنی‌داری میان تنش ملایم و شرایط بدون تنش مشاهده نشد. به‌صورت‌کلی در تنش شوری شدید در زمان ۱۲ و ۲۴ ساعت بیش‌ترین میزان هورمون جاسمونیک اسید به‌ترتیب با مقادیر ۱۵/۶ و ۱۳/۴۷ نانوگرم در گرم وزن تر مشاهده شد.

هورمون گیاهی جاسمونیک اسید با توجه به نقشی که در پاسخ گیاه به زخم ایفا می‌کند، شناخته می‌شود (Llanes *et al.*, 2016) اما، فعالیت آن در پاسخ گیاهان به سایر عوامل تنش‌زا مانند گرما، کمبود آب و تنش شوری نیز مشخص شده است (Kang *et al.*, 2005; Huang *et al.*, 2008). جاسمونیک اسید یکی از محصولات حاصل از اکسیداسیون اسید لینولنیک است

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]



شکل ۳- محتوانی هورمون جاسمونیک اسید در شرایط بدون تنش، تنش ملایم و تنش شدید (به‌ترتیب صفر، ۲۵۰ و ۶۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) در زمان‌های ۳، ۶، ۱۲ و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش شوری. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم وجود اختلاف معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد است.

(Wasternack, 2007). با آغاز واکنش زنجیره‌ای پراکسیداسیون لیپیدها، ROSها از قبیل $O_2^{\cdot}$ و H_2O_2 موجب ایجاد چندین تنش اکسیداسیونی می‌شوند (Moller *et al.*, 2007). در صورت پذیرفتن این نظریه، سطح جاسمونیک اسید با افزایش بار اکسیداتیو در گونه‌ها و شرایط متفاوت افزایش می‌یابد (Reinbothe *et al.*, 2009). با این حال، رابطه بین تشکیل ROS و بیوسنتز جاسمونیک اسید مشخص نمی‌باشد و در بسیاری از موارد افزایش تشکیل ROS منجر به افزایش تجمع جاسمونیک اسید نمی‌شود (Cela *et al.*, 2011).

تحت تنش شوری افزایش میزان جاسمونیک اسید را در گوجه‌فرنگی (Abouelsaad and Renault, 2018)، سویا (Hamayun *et al.*, 2010a) ، هالوفیت‌های *T. halophile*، *S. maritima* و *S. chilense* (Gharbi *et al.*, 2017)، ذرت (Wang *et al.*, 2020) و کاهش آن را در هالوفیت *Prosopis strombulifera* گزارش کرده‌اند (Reginato *et al.*, 2012). در آزمایشی در شرایط تنش شوری سطح جاسمونیک اسید در برگ‌های آرابیدوپسیس ابتدا کمی افزایش و سپس کاهش یافت. در مقابل، سطح جاسمونیک اسید در برگ‌های هالوفیت‌های *T. salsuginea* و *C. maritima* در شرایط تنش شوری افزایش یافت. در واقع تنش اکسیداتیو در آرابیدوپسیس بیش‌تر از هالوفیت‌ها بود، اما سطح جاسمونیک اسید در آرابیدوپسیس به‌عنوان گونه گلیکوفیت افزایش نیافت، درحالی‌که در هالوفیت‌ها، به‌ویژه در برگ‌ها افزایش یافت. (Ellouzi *et al.*, 2014). در شرایط تنش شوری ملایم میزان جاسمونیک اسید به‌شدت در برگ‌های گیاه هالوفیت *T. salsuginea* افزایش اما در تنش شوری شدید میزان آن کاهش یافت (Prerostova *et al.*, 2017). درحالی‌که در آزمایش دیگری افزایش میزان جاسمونیک اسید طی تنش شوری مشاهده شده است (Ellouzi *et al.*, 2014). این تفاوت می‌تواند ناشی از تفاوت زمانی پاسخ‌ها باشد زیرا آزمایش اول پاسخ کوتاه‌مدت دو روزه و آزمایش دوم پاسخ یک هفته‌ای گیاه را بررسی کرده‌اند و پس از گذشت یک هفته میزان هورمون ممکن است در گیاه کاهش یافته باشد.

در مطالعه‌ای که در گیاه برنج انجام گرفت، غلظت جاسمونیک اسید در رقم حساس به شوری کم‌تر از رقم متحمل به شوری بود و مقادیر بالای جاسمونیک اسید تجمع‌یافته در گیاهان متحمل به شوری پس از تیمارهای شوری می‌تواند یک محافظت‌کننده مؤثر در برابر تنش شوری باشد. به‌نظر می‌رسد اطلاعات کمی در رابطه با نحوه اثر شوری بر سطح جاسمونیک اسید در گیاهان وجود دارد. بنابراین تیمار

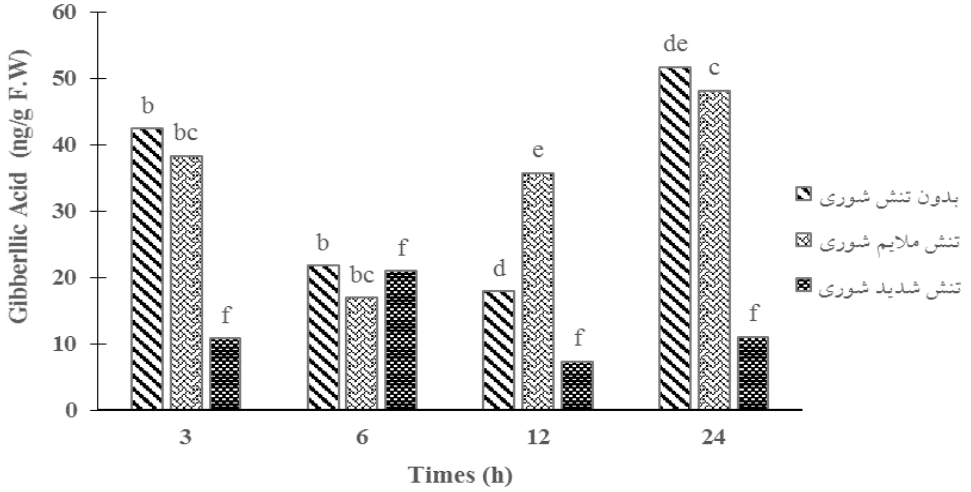
[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

جاسمونیک اسید تحمل به شوری را در رقم حساس به شوری برنج نسبت به رقم متحمل به شوری می‌تواند بهبود بخشد (Kang *et al.*, 2005). علاوه‌براین، کاهش غلظت Na^+، افزایش یون پتاسیم و حفظ تعادل ROS و یون‌ها و درنتیجه آن افزایش تحمل به تنش شوری با استفاده از تیمار جاسمونیک اسید در گونه‌های گیاهی متفاوتی گزارش شده است. همچنین، اثر پیش تیمار جاسمونیک اسید موجب کاهش اثر مهارکنندگی غلظت‌های بالای نمک بر رشد و فتوسنتز گیاه جو شد (Tsonev *et al.*, 1998). از سوی دیگر کاهش تولید و تجمع جاسمونیک اسید در گیاهان موجب حساسیت بالای آن‌ها به تنش شوری شده است (Abouelsaad and Renault, 2018; Kurotani *et al.*, 2015) و در مقابل افزایش تولید و تجمع آن در گیاهان سبب افزایش تحمل به تنش شوری شده است (Zhao *et al.*, 2014).

کاربرد تیمار جاسمونیک اسید می‌تواند تعادل هورمون‌ها از جمله آبسیزیک اسید را تغییر دهد، که یک نکته کلیدی برای درک مکانیسم‌های محافظتی در برابر تنش شوری محسوب می‌شود (Kang *et al.*, 2005). افزایش میزان آبسیزیک اسید به‌دلیل تیمار جاسمونیک اسید در برنج و برگ چغندر مشاهده شده است (Kim *et al.*, 2009; Wang *et al.*, 2020). کاهش میزان آبسیزیک اسید در جهش‌یافته‌های مختل‌شده از نظر تولید جاسمونیک اسید و کاهش جاسمونیک اسید در جهش‌یافته‌های مختل‌شده از نظر تولید آبسیزیک اسید، برهم‌کنش این دو هورمون را اثبات کرد (Brossa *et al.*, 2011). تمامی این نتایج حاکی از آن است که تحت تنش شوری جاسمونیک اسید می‌تواند در تحمل گیاه به تنش شوری نقش ایفا کند و از آنجا که در این آزمایش محتوای جاسمونیک اسید به مرور در گیاهان آلوروپوس در شرایط تنش شوری افزایش یافت، و این افزایش در تنش شدید بیش‌تر از تنش ملایم بود، بنابراین تجمع این هورمون گیاهی در شرایط تنش شوری می‌تواند جزء مکانیسم‌های تحمل به شوری در گیاه هالوفیت آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) باشد. تحمل به تنش شوری در آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) از طریق مکانیسم‌هایی از جمله هموستازی یونی به‌واسطه کانال‌های یونی (Liu *et al.*, 2014) و هموستازی ROSها به‌واسطه عوامل متفاوتی از جمله آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و پرولین (Liu *et al.*, 2007; Modarresi *et al.*, 2014) ثابت شده است. با این اوصاف افزایش میزان جاسمونیک اسید احتمالاً نشان‌دهنده افزایش میزان ROSها و خسارت اکسیداتیو نمی‌باشد زیرا گیاه با فرایندهای متفاوتی در حال تقلیل اثرات مخرب تنش شوری است. با این حال این نتیجه می‌بایست از طریق مطالعات بیش‌تری بر روی محصولات اکسیداسیون اسید لینولنیک به سمت بیوسنتز جاسمونیک اسید و از طرفی میزان ROSها مشخص شود و می‌تواند نشان‌دهنده پاسخ بهبودیافته هالوفیت‌هایی از جمله آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) به تنش اکسیداتیو باشد.

جیبرلیک اسید: به‌صورت‌کلی میزان جیبرلیک اسید بجز در زمان ۶ ساعت، در گیاهان بدون تنش بیش‌تر از گیاهان تحت تنش شدید بود (شکل ۴). ۳ ساعت پس از اعمال تنش، میزان جیبرلیک اسید در شرایط بدون تنش ۲۹۲ درصد بیش‌تر از تنش شدید بود اما، میان تنش ملایم و شاهد بدون تنش تفاوت معنی‌داری وجود نداشت. با گذشت زمان تنش، در ۶ ساعت تفاوت معنی‌داری میان تنش ملایم و شرایط بدون تنش مشاهده شد اما تفاوت میان تنش شدید و شرایط بدون تنش از نظر آماری معنی‌دار نبود. در زمان ۱۲ ساعت محتوای این هورمون در تنش ملایم ۹۵ درصد بیش‌تر از شاهد بدون شوری و در تنش شدید ۵۹ درصد کم‌تر از شاهد بدون شوری بود که در دو مورد تفاوت‌ها نسبت به شاهد قابل‌توجه و معنی‌دار بود. سپس در ۲۴ ساعت نیز محتوای این هورمون در گیاهان بدون تنش و گیاهان تحت تنش شوری ملایم تفاوت معنی‌داری نداشت اما گیاهان تحت تنش شوری شدید کم‌ترین میزان از هورمون جیبرلیک اسید (۱۱/۰۶ نانوگرم در گرم بافت تر) را دارا بودند که نسبت به شاهد ۷۸ درصد کاهش معنی‌داری نشان دادند. به‌صورت‌کلی کم‌ترین میزان جیبرلیک اسید در تنش شوری شدید (۷/۳ نانوگرم در گرم بافت تر) در ۱۲ ساعت و بیش‌ترین میزان هورمون در شرایط بدون تنش (۵۱/۷

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]



شکل ۴- محتوای هورمون جیبرلیک اسید در شرایط بدون تنش، تنش ملایم و تنش شدید (به‌ترتیب صفر، ۲۵۰ و ۶۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) در زمان‌های ۳، ۶، ۱۲ و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش شوری. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم وجود اختلاف معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد است.

نانوگرم در گرم بافت تر) در ۲۴ ساعت مشاهده شد.

کاهش رشد گیاه تحت شرایط خشکی و شوری ممکن است تا اندازه‌ای به‌دلیل تولید کم‌تر جیبرلیک اسید یا عدم توانایی گیاه در پاسخ به این هورمون باشد (Llanes *et al.*, 2016). کاهش قابل‌توجه سطح جیبرلیک اسیدها در شرایط خشکی در تحقیقات متفاوتی گزارش شده است که به‌نظر می‌رسد شرایط تنش از تولید جیبرلیک اسید جلوگیری کرده و یا تخریب آن را افزایش می‌دهد (Yang *et al.*, 2001; Shao *et al.*, 2016). کاهش محتوای جیبرلیک اسید آزاد تحت تنش شوری و خشکی در گونه‌های گیاهی متفاوتی از جمله سویا (Hamayun *et al.*, 2010a)، لوبیا (Abass and Mohamed, 2011)، چوب‌پنبه (Rood et *al.*, 2000)، برنج (Yang *et al.*, 2001)، سیب‌زمینی ترش (*Helianthus tuberosus*) (Shao *et al.*, 2016) و آرابیدوپسیس (Achard *et al.*, 2006) نسبت به گیاهان شاهد بدون تنش، مشاهده شده است. این مطالعات نشان می‌دهد که کاهش سطح جیبرلیک اسید و سیگنالینگ این هورمون حاکی از نقش آن در محدودکردن رشد گیاه در شرایط خشکی و همچنین شوری است.

در مطالعه‌ای که بر پروفایل هورمونی سه گیاه هالوفیت *S. brachiate* و *S. maritima*، *S. portulacastrum* تحت تنش شوری انجام گرفت، نشان داد که در گیاه *S. portulacastrum* تحت تنش شوری ملایم، تجمع انواع جیبرلین‌ها در برگ‌ها کاهش یافت. بیش‌ترین میزان تغییرات هورمونی در گیاه *S. brachiate* مشاهده شد و جیبرلین‌ها تحت تنش شوری شدید در برگ‌ها تجمع یافتند (Kumari and Parida, 2018). همچنین، هالوفیت *S. chilense* در شرایط کنترل، مقادیر بسیار بالاتری از جیبرلیک اسید (۲۰ برابر) را نسبت به *S. lycopersicum* نشان داد و تنش شوری باعث افزایش جیبرلیک اسید کل در *S. chilense* شد (Gharbi *et al.*, 2017).

بیوسنتز جیبرلیک اسیدها به‌واسطه محرک‌های رشدی و محیطی تنظیم می‌شود (Daviere and Achard, 2013). تغییر سطح جیبرلیک اسید در پاسخ به تنش، نقش آن را در تنش‌های غیرزنده از جمله خشکی و شوری تأیید می‌کند (Ryu and Cho, 2015). با توجه به برخی گزارش‌های موجود، وقتی گیاهان در معرض تنش‌های زیستی و غیرزیستی قرار می‌گیرند، جیبرلیک‌اسیدهای فعال زیستی به‌سرعت در آن‌ها کاهش می‌یابد (Javid *et al.*, 2011). بین عمل جیبرلیک اسید و سایر هورمون‌های سیگنالی در هنگام تنش‌های محیطی جهت کنترل رشدونمو گیاه همپوشانی وجود دارد (Colebrook *et al.*, 2014).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

از نقش‌های مهم جیبرلیک اسید، محدودکردن رشد در مواجهه با تنش غیرزیستی است که به‌واسطه پروتئین‌های DELLA انجام می‌گیرد. قرارگرفتن در معرض تنش شوری سطح جیبرلیک اسیدهای فعال را کاهش داد که با تجمع بیش‌تر پروتئین‌های DELLA همراه بود (Achard *et al.*, 2006). جهش‌یافته‌هایی که در آن‌ها بیوسنتز یا سیگنالینگ جیبرلیک اسید مختل شده بود، تحت تنش شدید شوری افزایش بقا را از خود نشان دادند و جهش‌یافته‌های عاری از پروتیین‌های DELLA نسبت به تنش شوری حساس‌تر شده بودند (Achard *et al.*, 2008). علاوه بر این، گیاهان تراریختی که یک ژن کاتابولیسم‌کننده جیبرلیک اسید در آن‌ها افزایش بیان داده شده بود، کاهش تجمع جیبرلیک اسید و افزایش میزان کلروفیل، قند محلول و درنهایت افزایش تحمل به تنش شوری را نشان دادند (Zhou *et al.*, 2020). این مستندات حاکی از آن است که تجمع پروتئین DELLA از طریق کاهش فعالیت پیام‌رسانی جیبرلیک اسید، رشد را مهار کرده و تحمل به تنش شوری را افزایش می‌دهد.

در این آزمایش تحت تنش شوری شدید میزان جیبرلیک اسید در گیاه هالوفیت آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) نسبت به تنش ملایم و شرایط بدون تنش کاهش یافت. بنابراین عملکرد این گیاه هالوفیت، متفاوت از هالوفیت‌های از قبل مطالعه‌شده مانند *S. portulacastrum* و *S. brachiate* و *S. chilense* که با تنش شوری شدید میزان جیبرلیک اسید در آن‌ها افزایش یافته بود (Kumari and Gharbi *et al.*, 2017; Parida, 2018)، عمل کرد. کاهش سطح جیبرلیک اسید با توجه به توضیحات ذکرشده می‌تواند یک پاسخ سازگارکننده گیاهان در پاسخ به تنش شوری باشد و گیاه هالوفیت آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) احتمالاً از این مکانیسم در برابر غلظت‌های بالای سدیم کلرید استفاده می‌کند.

در گوجه‌فرنگی تیمار با جیبرلیک اسید که یک جیبرلین فعال از نظر زیستی است، قابلیت دسترسی گیاه به آب را در شرایط تنش شوری ملایم، افزایش داد (Maggio *et al.*, 2010). رشد و عملکرد دانه با افزایش شدت تنش شوری کاهش یافت، اما به‌واسطه تیمار بذر با جیبرلیک اسید نسبتاً عملکرد افزایش یافت (Javid *et al.*, 2011). بنابراین مهار رشد توسط تنش شوری ممکن است یک مکانیسم سازگاری فعال در گیاهان متحمل از جمله آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) باشد که از طریق تنظیم سطوح جیبرلیک اسید انجام می‌گیرد و به‌واسطه آن سرعت رشد مطلوب با توجه به تغییرات شرایط محیطی انجام می‌شود. با این حال، نمی‌توان عملکرد جیبرلیک اسید را جدا از سیگنال‌های هورمونی دیگر در نظر گرفت، زیرا شواهدی حاکی از وجود همپوشانی میان مسیرهای سیگنالینگ هورمونی، در دسترس است. علاوه بر این، درک عمیق نحوه پاسخگویی به تنش‌های غیرزیستی به واسطه جیبرلیک اسیدها گامی مهم در جهت بهبود رشد گیاه در شرایط نامساعد محیطی است، از این‌رو آزمایشات دیگری از جمله بیان پروتئین‌های DELLA و ژن‌های مسیر متابولیسم و کاتابولیسم جیبرلیک اسید جهت بررسی‌ها و تأیید این احتمالات می‌بایست مورد مطالعه قرار گیرد.

نتیجه‌گیری

تحقیق حاضر نشان داد که تحت تنش شوری ملایم و شدید تغییرات متفاوتی در محتوای هورمونی گیاه هالوفیت آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) صورت می‌گیرد. به‌صورت‌کلی تحت تنش شوری ملایم و شدید محتوای هورمون سالیسیلیک اسید نسبت به شاهد بدون تنش در زمان ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش کاهش یافت. تحت تنش شوری میزان آبسیزیک اسید در زمان ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش نسبت به شاهد بدون تنش بیش‌تر بود. محتوای جاسمونیک اسید در گیاهان با گذشت زمان تنش افزایش یافت و در زمان ۲۴ ساعت این تنش شوری شدید نیز بیش‌تر از شاهد بود. میزان هورمون جیبرلیک اسید تنها در تنش شدید کاهش یافت و در زمان‌های ۳، ۱۲و ۲۴ ساعت پس از اعمال تنش، میزان آن کم‌تر از شاهد بدون تنش بود. به‌نظر می‌رسد گیاه برای واکنش به تنش شوری به زمان حداقل ۲۴ ساعت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

نیاز دارد زیرا، تقریباً در اکثر هورمون‌های اندازه‌گیری‌شده، در اولین زمان (۳ ساعت) محتوای هورمون نسبت به شاهد تغییر کرد که حاکی از درک تنش بوده است، ولی در دو زمان بعدی میزان هورمون‌ها تغییر قابل توجهی نداشتند و یا تغییرات آن محدود بود. سپس در زمان ۲۴ ساعت گیاهان پاسخ کاملاً متمایزی در محتوای هورمونی خود نسبت به شاهد نشان دادند. با توجه به این موضوع که آلوروپوس لیتورالیس (*Aeluropus littoralis* Parl.) گیاهی هالوفیت است که در شرایط تنش شوری قادر به تحمل غلظت‌های بالای شوری است، پس تغییر پروفایل هورمونی این گیاه می‌تواند به‌عنوان پاسخی سازگارکننده به تنش شوری در نظر گرفته شود. علاوه بر این محتوای هورمونی این گیاه به‌عنوان یک گیاه هالوفیت بهتر است به‌صورت مقایسه‌ای با گیاهان گلیکوفیت خانواده گندمیان و همچنین تحت تنش طولانی‌تری مورد بررسی قرار گیرد، تا نقش هورمون‌ها در تحمل به شوری آشکارتر گردد.

تشکر و قدردانی

تحقیق حاضر با استفاده از حمایت‌های گروه زراعت و اصلاح نباتات دانشگاه تهران و امکانات آزمایشگاهی و گلخانه‌ای و حمایت مالی پژوهشکده ژنتیک و زیست‌فناوری کشاورزی طبرستان انجام گرفته است. بدین وسیله از مدیریت و کلیه کارکنان دانشگاه و پژوهشکده که ما را در انجام این تحقیق یاری نمودند، صمیمانه تشکر می‌نماییم.

منابع

مدرسی، م.، مرادیان، ف. و نعمت‌زاده، ق. (۱۳۹۵) تأثیر شوری بلند مدت بر فعالیت‌های آنزیم‌های پراکسیداز و ویژگی‌های فیزیولوژیک گیاه چمن شور (*Aeluropus littoralis*). فن‌آوری زیستی در کشاورزی ۲: ۷۵-۶۹.

قاسمی‌عمران، و.، نعمت‌زاده، ق.، میرشمسی، ا. و بابائیان جلودار، ن. (۱۳۹۴) جداسازی و بررسی بیان ژن *AlSOS1* در گیاه هالوفیت *Aeluropus littoralis* Parl. تحت تنش شوری ناشی از کلرید سدیم. پژوهشنامه اصلاح گیاهان زراعی ۱۶: ۶۹-۶۰.

Abass, S. M. and Mohamed, H. I. (2011) Alleviation of adverse effects of drought stress on common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) by exogenous application of hydrogen peroxide. Bangladesh Journal of Botany 40: 75-83.

Abouelsaad, I. and Renault, S. (2018) Enhanced oxidative stress in the jasmonic acid-deficient tomato mutant def-1 exposed to NaCl stress. Journal of Plant Physiology 226: 136-144.

Achard, P., Cheng, H., De Grauwe, L., Decat, J., Schoutteten, H., Moritz, T., Van Der Straeten, D., Peng, J. and Harberd, N. P. (2006) Integration of plant responses to environmentally activated phytohormonal signals. Science 311: 91-94.

Achard, P., Renou, J. P., Berthome, R., Harberd, N. P. and Genschik, P. (2008) Plant DELLAs restrain growth and promote survival of adversity by reducing the levels of reactive oxygen species. Current Biology 18: 656-660.

Acosta-Motos, J. R., Ortuno, M. F., Alvarez, S., Lopez-Climent, M. F., Gomez-Cadenas, A. and Sanchez-Blanco, M. J. (2016) Changes in growth, physiological parameters and the hormonal status of *Myrtus communis* L. plants irrigated with water with different chemical compositions. Journal of Plant Physiology 191: 12-21.

Ahmadi, S. H., Andersen, M. N., Plauborg, F., Poulsen, R. T., Jensen, C. R., Sepaskhah, A. R. and Hansen, S. (2010) Effects of irrigation strategies and soils on field grown potatoes: Yield and water productivity. Agricultural Water Management 97: 1923-1930.

Ashraf, M. (2010) Inducing drought tolerance in plants: Recent advances. Biotechnology Advances 28: 169-183.

Babu, M., Singh, D. and Gothandam, K. (2012) The effect of salinity on growth, hormones and mineral elements in leaf and fruit of tomato cultivar PKM1. Journal of Animal and Plant Sciences 22: 159-164.

Brossa, R., Lopez-Carbonell, M., Jubany-Mari, T. and Alegre, L. (2011) Interplay between abscisic acid and jasmonic acid and its role in water-oxidative stress in wild-type, ABA-deficient, JA-deficient, and ascorbate-deficient Arabidopsis plants. Journal of Plant Growth Regulation 30: 322-333.

Cabot, C., Sibole, J. V., Barcelo, J. and Poschenrieder, C. (2009) Abscisic acid decreases leaf Na^+ exclusion in salt-treated *Phaseolus vulgaris* L. Journal of Plant Growth Regulation 28: 187-192.

Cela, J., Chang, C. and Munne-Bosch, S. (2011) Accumulation of γ-rather than α-tocopherol alters ethylene signaling gene expression in the vte4 mutant of *Arabidopsis thaliana*. Plant and Cell Physiology 52: 1389-1400.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

Chaves, M. M., Flexas, J. and Pinheiro, C. (2009) Photosynthesis under drought and salt stress: Regulation mechanisms from whole plant to cell. Annals of Botany 103: 551-560.

Chojak-Kozniewska, J., Linkiewicz, A., Sowa, S., Radzioch, M. A. and Kuzniak, E. (2017) Interactive effects of salt stress and *Pseudomonas syringae* pv. lachrymans infection in cucumber: Involvement of antioxidant enzymes, abscisic acid and salicylic acid. Environmental and Experimental Botany 136: 9-20.

Colebrook, E. H., Thomas, S. G., Phillips, A. L. and Hedden, P. (2014) The role of gibberellin signalling in plant responses to abiotic stress. Journal of Experimental Biology 217: 67-75.

Cramer, G. R. and Quarrie, S. A. (2002) Abscisic acid is correlated with the leaf growth inhibition of four genotypes of maize differing in their response to salinity. Functional Plant Biology 29: 111-115.

Daviere, J. M. and Achard, P. (2013) Gibberellin signaling in plants. Development 140: 1147-1151.

Devinar, G., Llanes, A., Masciarelli, O. and Luna, V. (2013a) Abscisic acid and salicylic acid levels induced by different relative humidity and salinity conditions in the halophyte *Prosopis strombulifera.* Plant Growth Regulation 70: 247-256.

Devinar, G., Llanes, A., Masciarelli, O. and Luna, V. (2013b) Different relative humidity conditions combined with chloride and sulfate salinity treatments modify abscisic acid and salicylic acid levels in the halophyte *Prosopis strombulifera*. Plant Growth Regulation 70: 247-256.

Dobrev, P. I. and Kamınek, M. (2002) Fast and efficient separation of cytokinins from auxin and abscisic acid and their purification using mixed-mode solid-phase extraction. Journal of Chromatography A 950: 21-29.

Du Jardin, P. (2015) Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. Scientia Horticulturae 196: 3-14.

Ellouzi, H., Hamed, K. B., Hernandez, I., Cela, J., Muller, M., Magne, C., Abdelly, C. and Munne-Bosch, S. (2014) A comparative study of the early osmotic, ionic, redox and hormonal signaling response in leaves and roots of two halophytes and a glycophyte to salinity. Planta 240: 1299-1317.

Ge, L., Peh, C. Y. C., Yong, J. W. H., Tan, S. N., Hua, L. and Ong, E. S. (2007) Analyses of gibberellins by capillary electrophoresis–mass spectrometry combined with solid-phase extraction. Journal of Chromatography A 1159: 242-249.

Gharbi, E., Martinez, J. P., Benahmed, H., Hichri, I., Dobrev, P. I., Motyka, V., Quinet, M. and Lutts, S. (2017) Phytohormone profiling in relation to osmotic adjustment in NaCl-treated plants of the halophyte tomato wild relative species *Solanum chilense* comparatively to the cultivated glycophyte S*olanum lycopersicum*. Plant Science 258: 77-89.

Gilliham, M. and Tester, M. (2005) The regulation of anion loading to the maize root xylem. Plant Physiology 137: 819-828.

Gulzar, S., Khan, M. A. and Ungar, I. A. (2003) Effects of salinity on growth, ionic content, and plant–water status of *Aeluropus lagopoides*. Communications in Soil Science and Plant Analysis 34: 1657-1668.

Hamayun, M., Khan, S. A., Khan, A. L., Shinwari, Z. K., Hussain, J., Sohn, E. Y., Kang, S. M., Kim, Y. H., Khan, M. A. and Lee, I. J. (2010a) Effect of salt stress on growth attributes and endogenous growth hormones of soybean cultivar Hwangkeumkong. Pakistan Journal of Botany 42: 3103-3112.

Hamayun, M., SohanSohan, E. Y., Khan, S. A. and Shinwari, Z. K. (2010b) Silicon alleviates the adverse effects of salinity and drought stress on growth and endogenous plant growth hormones of soybean (*Glycine max* L.). Pakistan Journal of Botany 42: 1713-1722.

Hao, L., Wang, Y., Xu, J., Feng, S. D., Ma, C. Y., Liu, C., Xu, X., Li, G. Z. and Herbert, S. J. (2011) Role of endogenous salicylic acid in Arabidopsis response to elevated sulfur dioxide concentration. Biologia Plantarum 55: 297-304.

Hao, L., Zhao, Y., Jin, D., Zhang, L., Bi, X., Chen, H., Xu, Q., Ma, C. and Li, G. (2012) Salicylic acid-altering Arabidopsis mutants response to salt stress. Plant and Soil 354: 81-95.

Hasegawa, P. M., Bressan, R. A., Zhu, J. K. and Bohnert, H. J. (2000) Plant cellular and molecular responses to high salinity. Annual Review of Plant Biology 51: 463-499.

Hayat, Q., Hayat, S., Irfan, M. and Ahmad, A. (2010) Effect of exogenous salicylic acid under changing environment: A review. Environmental and Experimental Botany 68: 14-25.

He, T. and Cramer, G. R. (1996) Abscisic acid concentrations are correlated with leaf area reductions in two salt-stressed rapid-cycling Brassica species .Plant and Soil 179: 25-33.

Hoagland, D. R. and Arnon, D. I. (1950) The water-culture method for growing plants without soil. Circular California Agricultural Experiment Station 347.

Huang, D., Wu, W., Abrams, S. R. and Cutler, A. J. (2008) The relationship of drought-related gene expression in *Arabidopsis thaliana* to hormonal and environmental factors. Journal of Experimental Botany 59: 2991-3007.

Ibrahim, M. H. and Jaafar, H. Z. (2013) Abscisic acid induced changes in production of primary and secondary metabolites, photosynthetic capacity, antioxidant capability, antioxidant enzymes and lipoxygenase inhibitory activity of *Orthosiphon stamineus* Benth. Molecules 18: 7957-7976.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

Idrees, M., Naeem, M., Aftab, T. and Khan, M. M. A. (2011) Salicylic acid mitigates salinity stress by improving antioxidant defence system and enhances vincristine and vinblastine alkaloids production in periwinkle [*Catharanthus roseus* (L.) G. Don]. Acta Physiologiae Plantarum 33: 987-999.

Iqbal, M. and Ashraf, M. (2013) Salt tolerance and regulation of gas exchange and hormonal homeostasis by auxin-priming in wheat. Pesquisa Agropecuaria Brasileira 48: 1210-1219.

Javid, M. G., Sorooshzadeh, A., Moradi, F., Modarres Sanavy, S. A. M. and Allahdadi, I. (2011) The role of phytohormones in alleviating salt stress in crop plants. Australian Journal of Crop Science 5: 726.

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

Kaya, C., Kirnak, H., Higgs, D. and Saltali, K. (2002) Supplementary calcium enhances plant growth and fruit yield in strawberry cultivars grown at high (NaCl) salinity. Scientia Horticulturae 93: 65-74.

Kim, S., Sohn, E., Joo, G. and Lee, I. (2009) Influence of jasmonic acid on endogenous gibberellin and abscisic acid in salt-stressed chard plant. Journal of Environmental Biology 30: 333-338.

Kumari, A. and Parida, A. K. (2018) Metabolomics and network analysis reveal the potential metabolites and biological pathways involved in salinity tolerance of the halophyte *Salvadora persica*. Environmental and Experimental Botany 148: 85-99.

Kurotani, K. I., Hayashi, K., Hatanaka, S., Toda, Y., Ogawa, D., Ichikawa, H., Ishimaru, Y., Tashita, R., Suzuki, T. and Ueda, M. (2015) Elevated levels of CYP94 family gene expression alleviate the jasmonate response and enhance salt tolerance in rice. Plant and Cell Physiology 56: 779-789.

Lee, S., Kim, S. G. and Park, C. M. (2010) Salicylic acid promotes seed germination under high salinity by modulating antioxidant activity in Arabidopsis. New Phytologist 188: 626-637.

Liu, J., Zhang, S., Dong, L. and Chu, J. (2014) Incorporation of Na^+/H^+ antiporter gene from *Aeluropus littoralis* confers salt tolerance in soybean (*Glycine max* L.). Irainian Journal of Biochemistry and Biophysics 51: 58-65.

Liu, Z. H., Shi, L. R., Bai, L. R. and Zhao, K. F. (2007) Effects of salt stress on the contents of chlorophyll and organic solutes in *Aeluropus littoralis* var. sinensis Debeaux. Zhi wu Sheng li yu fen zi Sheng wu xue xue bao. Journal of Plant Physiology and Molecular Biology 33: 165-172.

Llanes, A., Andrade, A., Alemano, S. and Luna, V. (2016) Alterations of endogenous hormonal levels in plants under drought and salinity. American Journal of Plant Sciences 7: 1357-1371.

Maggio, A., Barbieri, G., Raimondi, G. and De Pascale, S. (2010) Contrasting effects of GA3 treatments on tomato plants exposed to increasing salinity. Journal of Plant Growth Regulation 29: 63-72.

Miller, G., Suzuki, N., Ciftci-Yilmaz, S. and Mittler, R. (2010) Reactive oxygen species homeostasis and signalling during drought and salinity stresses. Plant, Cell and Environment 33: 453-467.

Modarresi, M., Moradian, F. and Nematzadeh, G. A. (2014) Antioxidant responses of halophyte plant *Aeluropus littoralis* under long-term salinity stress. Biologia 69: 478-483.

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

Munne-Bosch, S. and Penuelas, J. (2003) Photo and antioxidative protection, and a role for salicylic acid during drought and recovery in field-grown phillyrea angustifolia plants. Planta 217: 758-766.

Munns, R. and Tester, M. (2008) Mechanisms of salinity tolerance. Annual Review of Plant Biology 59: 651-681.

Ohta, M., Guo, Y., Halfter, U. and Zhu, J. K. (2003) A novel domain in the protein kinase SOS2 mediates interaction with the protein phosphatase 2C ABI2. Proceedings of the National Academy of Sciences 100: 11771-11776.

Pinero, M. C., Houdusse, F., Garcia-Mina, J. M., Garnica, M. and Amor, F. M. (2014) Regulation of hormonal responses of sweet pepper as affected by salinity and elevated CO_2 concentration. Physiologia Plantarum 151: 375-389.

Prerostova, S., Dobrev, P. I., Gaudinova, A., Hosek, P., Soudek, P., Knirsch, V. and Vankova, R. (2017) Hormonal dynamics during salt stress responses of salt-sensitive *Arabidopsis thaliana* and salt-tolerant *Thellungiella salsuginea*. Plant Science 264: 188-198.

Reginato, M., Abdala, G., Miersch, O., Ruiz, O., Moschetti, E. and Luna, V. (2012) Changes in the levels of jasmonates and free polyamines induced by Na_2SO_4 and NaCl in roots and leaves of the halophyte *Prosopis strombulifera*. Biologia 67: 689-697.

Reinbothe, C., Springer, A., Samol, I. and Reinbothe, S. (2009) Plant oxylipins: Role of jasmonic acid during programmed cell death, defence and leaf senescence. The FEBS Journal 276: 4666-4681.

Rood, S. B., Zanewich, K., Stefura, C. and Mahoney, J. M. (2000) Influence of water table decline on growth allocation and endogenous gibberellins in black cottonwood. Tree Physiology 20: 831-836.

Ryu, H. and Cho, Y. G. (2015) Plant hormones in salt stress tolerance. Journal of Plant Biology 58: 147-155.

Saad, R. B., Romdhan, W. B., Zouari, N., Azaza, J., Mieulet, D., Verdeil, J. L., Guiderdoni, E. and Hassairi, A. (2011) Promoter of the AlSAP gene from the halophyte grass *Aeluropus littoralis* directs developmental-regulated, stress-

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

inducible, and organ-specific gene expression in transgenic tobacco. Transgenic Research 20: 1003-1018.
Sawada, H., Shim, I. S. and Usui, K. (2006) Induction of benzoic acid 2-hydroxylase and salicylic acid biosynthesis modulation by salt stress in rice seedlings. Plant Science 171: 263-270.
Shao, T., Li, L., Wu, Y., Chen, M., Long, X., Shao, H. and Rengel, Z. (2016) Balance between salt stress and endogenous hormones influence dry matter accumulation in *Jerusalem artichoke.* Science of the Total Environment 568: 891-898.
Tang, X., Mu, X., Shao, H., Wang, H. and Brestic, M. (2015) Global plant-responding mechanisms to salt stress: Physiological and molecular levels and implications in biotechnology. Critical Reviews in Biotechnology 35: 425-437.
Tsonev, T., Lazova, G., Stoinova, Z. G. and Popova, L. (1998) A possible role for jasmonic acid in adaptation of barley seedlings to salinity stress. Journal of Plant Growth Regulation 17: 153-159.
Upreti, K. K. and Murti, G. S. R. (2010) Response of grape rootstocks to salinity: Changes in root growth, polyamines and abscisic acid. Biologia Plantarum 54: 730-734.
Wang, J., Song, L., Gong, X., Xu, J. and Li, M. (2020) Functions of jasmonic acid in plant regulation and response to abiotic stress. International Journal of Molecular Sciences 21: 1446.
Wang, Y., Mopper, S. and Hasenstein, K. H. (2001) Effects of salinity on endogenous ABA, IAA, JA, and SA in *Iris hexagona*. Journal of Chemical Ecology 27: 327-342.
Wasternack, C. (2007) Jasmonates: An update on biosynthesis, signal transduction and action in plant stress response, growth and development. Annals of Botany 100: 681-697.
Wilkinson, S. and Davies, W. J. (2002) ABA-based chemical signalling: The co-ordination of responses to stress in plants. Plant, Cell and Environment 25: 195-210
Yang, J., Zhang, J., Wang, Z., Zhu, Q. and Wang, W. (2001) Hormonal changes in the grains of rice subjected to water stress during grain filling. Plant Physiology 127: 315-323.
Yu, Z., Duan, X., Luo, L., Dai, S., Ding, Z. and Xia, G. (2020) How plant hormones mediate salt stress responses. Trends in Plant Science 25: 1117-1130.
Zhao, Y., Dong, W., Zhang, N., Ai, X., Wang, M., Huang, Z., Xiao, L. and Xia, G. (2014) A wheat allene oxide cyclase gene enhances salinity tolerance via jasmonate signaling. Plant Physiology 164: 1068-1076.
Zhou, J., Li, Z., Xiao, G., Zhai, M., Pan, X., Huang, R. and Zhang, H. (2020) CYP71D8L is a key regulator involved in growth and stress responses by mediating gibberellin homeostasis in rice. Journal of Experimental Botany 71: 1160-1170.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]

Hormonal changes of *Aeluropus littoralis* halophyte plant in response to salt stress

Maryam Chalekaei[1], Alireza Abbasi[1], Ali Dehastani[2]

[1]Department of Agronomy and Plant breeding, Agricultural College, University of Tehran, Karaj
[2]Genetics and Agricultural Biotechnology Institute of Tabarestan, Sari Agricultural Sciences and Natural Resources University, Sari
(Received: 19/04/2021, Accepted: 30/11/2020)

Abstract

In this experiment, hormonal changes of *Aeluropus littoralis* (Gouan) Parl. halophyte under none- stress, moderate and severe salinity stress condition (0, 250, and 600 mM NaCl, respectively) at four time-courses (3, 6, 12, 24 h) were studied. The results showed that the Abscisic acid (ABA) content increased after one day at all stress levels, whereas, Gibberellic acid (GA3) levels significantly decreased under severe stress compared to the mild stress. The level of Salicylic acid (SA) decreased slightly compared to the control at the beginning of mild stress condition, but in severe stress, this decrease was more noticeable. Jasmonic acid (JA) content was not different at the first of stress, but with increased stress time, its content increased and in severe stress, it was more than mild stress and in mild stress, it was more than the control. It seems that the plant needs at least 24 hours to respond to stress because in the first time (3 hours) the content of hormones changed compared to the control, which indicates the perception of stress, but continuation of the levels of the hormone had limited changes, and within 24 hours, the plant produced a completely different response to its hormonal content than the control. In conclusion, the results of this study will be useful in providing a deeper understanding of the hormonal mechanism of salinity tolerance.

Keywords: Adaptation, *Aleuropus littoralis*, Halophyte, Phytohormons, Salinity stress

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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-03-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.44.16.2]