گل و گیاهان زینتی (۱۳۹۹)، ۵ (۲): ۱۲۳-۱۳۸
مقاله پژوهشی

[DOR: 20.1001.1.26765993.1399.5.2.6.9]

[DOI: 10.52547/flowerjournal.5.2.123]

اثر سطح‌های مختلف کم-آبیاری بر تغییرهای پرولین و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در جمعیت‌های بومی نرگس شهلا (*Narcissus tazetta* L. var. Shahla)

مژگان زنگنه[۲،۱]، حسن صالحی*[۱]

۱. بخش علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شیراز، شیراز

۲. گروه علوم باغبانی، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی خوزستان (آدرس کنونی)

hsalehi@shirazu.ac.ir

تاریخ دریافت: ۱۴۰۰/۳/۳، تاریخ پذیرش: ۱۴۰۰/۳/۳۰

چکیده

نرگس یکی از گیاهان سوخوار زینتی اصلی در مناطق معتدل است که در سطح گسترده‌ای به‌صورت کاشت باغچه‌ای، گل بریدنی و نیز به‌صورت گیاه گلدانی تولید می‌شود. گزینش نژادگان مناسب برای تمام این موارد اهمیت دارد و گونه‌های بومی نه تنها ازنظر حفاظت گونه‌ها، بلکه ازنظر بهنژادگران نیز مهم هستند. برای گزینش جمعیت‌های شهلای متحمل به کم‌آبی، آزمایشی در قالب طرح به‌طور کامل تصادفی با آزمایش فاکتوریل با ۳ تکرار و ۲ مشاهده در ۱۶ جمعیت نرگس شهلا و در ٤ سطح کم‌آبی انجام شد. تیمارها به روش وزنی ۲۵٪، ۵۰٪، ۷۵٪ و ۱۰۰٪ ظرفیت مزرعه انجام شد و ویژگی‌های بیوشیمیایی گیاهان در تیمارهای مختلف آبی بررسی شدند. نتیجه‌های بررسی چهار سطح آبی روی نژادگانهای شهلا نشان داد که در مجموع نرگس گیاه متحمل به خشکی نیست. در تنش شدید هیچ‌یک از نژادگان‌ها وارد مرحله زایشی نشدند. در تنش متوسط نیز بیشترین تعداد گل و طول ساقه گل‌دهنده در جمعیت بهبهان دیده شد که برتری آن را نسبت به دیگر جمعیت‌ها نشان می‌دهد. همچنین می‌توان از جمعیت جهرم در شرایط تنش متوسط خشکی در فضای سبز به دلیل کوتاهی ساقه گل‌دهنده استفاده نمود.

واژه‌های کلیدی: آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت، پرولین، تنش خشکی، نرگس.

مقدمه

نرگس، از گیاهان زینتی بسیار مناسب برای فضای سبز و نیز به‌عنوان گل بریدنی می باشد. گونه *Narcissus tazetta* L. یکی از گونه‌های معطر نرگس است که در نواحی مختلف ایران به صورت لکه‌های پراکنده در دشت‌ها و کوهپایه‌های زاگرس، شمال، شمال‌شرق و بیشتر نواحی جنوب ایران به صورت خودرو رویش داشته و یا برای گل بریدنی پرورش داده می‌شود. زمان گلدهی این گیاه پاییز و زمستان می‌باشد (Nakhaei *et al.*, 2009).

به دلیل وجود مشکل تغییر جهانی آب‌وهوا و با توجه به اینکه پیشرفت‌های عمده در بخش کشاورزی برای محیط‌های بهینه انجام شده است، و عملکرد محصول در شرایط نامناسب نادیده گرفته شده است، امروزه موضوع تنش‌های نازیوا در گیاهان بیشتر مطرح است. به‌طورمعمول گیاهان در برابر عامل‌های نامناسب محیطی و تنش‌زا قرار می‌گیرند (Bray *et al.*, 2000).

باوجود این‌که آب از فراوان‌ترین ترکیبات روی زمین است و دوسوم از سطح زمین را آب فراگرفته، خشکی مهم‌ترین تنش محیطی است که بر رشد و گسترش گیاهان تأثیر می‌گذارد (Tarahomi *et al.*, 2010). خشکی یا کمبود آب خاک، در مناطق کم آب یا تغییرهای غیرقابل پیش‌بینی در شرایط آب‌وهوایی در طول دوره رشد گیاه تشدید می‌شود (Harb *et al.*, 2010). اهمیت خشکی از آنجا مشخص می‌شود که حدود یک‌سوم از کل زمین‌های دنیا به‌عنوان مناطق خشک و نیمه‌خشک طبقه بندی می‌شوند، و حدود نصف این مقدار به‌شدت خشک است (Blum, 1985). کشور ایران در کمربند بیابانی جهان قرار دارد و از مناطق خشک و نیمه‌خشک جهان محسوب می‌شود و ۱/۲٪ از خشکی‌های جهان را به خود اختصاص داده است. میانگین میزان بارندگی در کشور حدود ۲۵۰ میلی‌لیتر است که این میزان یک‌سوم میانگین بارندگی در جهان می‌باشد (Mohammadi *et al.*, 2006). انتظار می‌رود اثرهای خشکی با تغییرهای آب‌وهوایی و کمبود روزافزون آب، افزایش یابد. بنابراین درک تنش خشکی و استفاده مناسب از آب در رشد گیاه، مهم می‌باشد (Rosegrant & Cline, 2003).

میزان آب مصرف‌شده توسط گیاهان زینتی بستگی به گونه و رقم، سیستم کشت و فصل رشد گیاه دارد. آب موردنیاز برای تولید یک کیلوگرم ماده خشک گیاه، به‌طور متوسط ۱۰۰ تا ۳۰۰ کیلوگرم تخمین زده شده است (Bahadoran & Salehi, 2015). مناطق خشک و نیمه‌خشک منابع آب شیرین محدود دارند و در بسیاری از نواحی بیابانی نیز نشانه‌های زیادی از وجود سفره‌های آب‌شور وجود دارد (Shillo *et al.*, 2002). تنش خشکی رشد گیاه را به تأخیر می‌اندازد زیرا شرایط تنش اسمزی از دسترسی گیاه به آب در سطح خاک جلوگیری می‌کند (Bartels & Sunkar, 2005). کمبود آب بر فرایند گلدهی در بسیاری از گونه‌های گیاهی، با کاهش باروری گل‌های تازه تشکیل‌شده اثر منفی می‌گذارد (Slawinska & Obendorf, 2001). اثر خشکی بر گیاهان زینتی کمتر نسبت به دیگر گیاهان مورد بررسی قرار گرفته است. افزون بر این، اثر تنش خشکی بر رشد و نمو سوخوارها نیز بسیار کمتر از دیگر گیاهان زینتی بررسی شده است.

Bahadoran و Salehi (۲۰۱۵) اثر تنش خشکی را بر دو رقم گل مریم (*Polianthes tuberosa* L.) بررسی کردند و مشاهده نمودند که خشکی اثر نامطلوبی بر ویژگی‌های رشد رویشی و زایشی در هر دو رقم دارد. در بررسی اثر خشکی روی زعفران (*Crocus sativus* L.) نشان داده شد که گل و پداژه زعفران به ترتیب بیشترین و کمترین اندام حساس به کمبود آب در خاک بودند (Sepaskhah & Yarami, 2009).

در پژوهشی دیگر زیست‌توده[۱] تعداد برگ‌ها، ارتفاع و وزن گل‌آذین قابل عرضه به بازار و عملکرد سوخ مریم به میزان قابل‌توجهی زیر تأثیر کمبود آب قرار گرفت (Moftah & Al-Humaid, 2006).

هدف از این پژوهش بررسی نمونه‌های جمع‌آوری شده نرگس شهلا ازنظر تحمل تنش خشکی با استفاده از ویژگی‌های بیوشیمیایی آن‌ها و معرفی نژادگان‌های برتر متحمل به خشکی بود.

مواد و روش‌ها

در این پژوهش نمونه‌های نرگس شهلا (*Narcissus tazetta* L. var. Shahla) از ۱۶ منطقه ایران جمع‌آوری شدند و با دستگاه تعیین موقعیت جهانی[۲] و نرم‌افزار گوگل ارث[۳] طول و عرض جغرافیایی و همچنین ارتفاع منطقه‌ها مشخص شد (جدول

۱- Biomass
۲- Global Positioning System (GPS)
۳- Google Earth

۱). نمونه‌ها از شهرستان‌های اهواز، باوی، بهبهان، شیراز، کازرون (بلبلک)، جهرم (خفر)، کرمان (شهرستان جیرفت، دو منطقه درین و رودفرق)، مهران، دره‌شهر، آبدانان، بیرجند (خوسف)، قائم‌شهر، رشت، پلدختر و گچساران از محل‌هایی که سال پیش (فصل گلدهی) شناسایی شده بود، به‌صورت سوخ از زمین بیرون آورده شد و تا زمان کاشت در محل خشک، خنک و تاریک نگهداری گردید.

این پژوهش در گلخانه بخش علوم باغبانی دانشکده کشاورزی، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی خوزستان که در ۲۵ کیلومتری شمال شهر اهواز و در امتداد شرق کارون با عرض جغرافیایی ۳۱ درجه و ۳۵ دقیقه شمالی و طول جغرافیایی ٤٨ درجه و ۵۳ دقیقه شرقی و ارتفاع ۲۹ متر از سطح دریای آزاد قرار دارد در قالب طرح کامل تصادفی با آزمایش فاکتوریل با ۳ تکرار و ۲ مشاهده در ١٦ جمعیت نرگس شهلا و در ٤ سطح کم-آبیاری انجام شد. تیمار کم-آبیاری به روش وزنی (۲۵٪، ۵۰٪، ۷۵٪ و ۱۰۰٪ ظرفیت مزرعه[۲]) به‌کار رفت و بررسی‌های بیوشیمیایی روی آن‌ها انجام شد. برای واکاوی و تحلیل داده‌ها از نرم‌افزار SAS 9.4، و برای مقایسه میانگین‌ها از آزمون LSD در سطح ۱٪ استفاده شد.

برای اعمال تیمارها، از گلدان‌های پلاستیکی ۵ کیلوگرمی استفاده شد. ته گلدان‌ها یک کیلوگرم سنگ‌ریزه به‌عنوان زهکش ریخته شده و هر گلدان با ۳/۵ کیلوگرم خاک خشک (خاک مورد استفاده در این پژوهش از مزرعه بخش زراعت دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی خوزستان تهیه گردید که بخشی از ویژگی های آن در جدول ۲ آورده شده است) پر شد. وزن گلدان خالی، و سوخ اندازه‌گیری شد. در هر گلدان یک عدد سوخ نرگس پس از شناوری در محلول ۲ در هزار قارچ‌کش بنومیل به مدت ۳۰ ثانیه، در خاک کاشته شد. گلدان‌ها روزانه با ترازوی دیجیتال مدل Plateau، وزن و کنترل سطح‌های مختلف کم-آبیاری روزانه به‌صورت وزنی انجام شد.

اندازه‌گیری پرولین

برای اندازه‌گیری غلظت پرولین از روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) استفاده شد. ۰/۵ گرم از هر نمونه در ۵ میلی‌لیتر محلول آبی سولفوسالیسیلیک‌اسید ۳٪ قرار داده شد و آمیخته حاصل در هاون چینی همگن گردید. سپس آمیخته همگن شده با کاغذ صافی واتمن شماره ۲ صاف شد. در مرحله بعد ۲ میلی‌لیتر از این محلول با ۲ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین[۲] (برای تهیه این معرف ۱/۲۵ گرم نین‌هیدرین در ۳۰ میلی‌لیتر استیک‌اسید و ۲۰ میلی‌لیتر فسفریک‌اسید ٦ مولار حل شد) آمیخته و ۲ میلی‌لیتر استیک‌اسید به هر لوله افزوده شد. نمونه‌ها به‌مدت یک ساعت در حمام بن‌ماری در دمای ۱۰۰ درجه سلسیوس قرار گرفتند و بی‌درنگ پس از خارج کردن از حمام به مدت ۱۵ دقیقه در یخ قرار داده شدند. پس از این مرحله به هر لوله آزمایش ٤ میلی‌لیتر تولوئن افزوده شده و نمونه‌ها با هم‌زن گردابی به مدت ۲۰- ۱۵ ثانیه به‌هم زده شدند تا کامل یکنواخت شوند. سپس لوله‌ها به مدت ۲ ساعت در محیط آزمایشگاه قرار داده شدند که در این مدت درون لوله آزمایش ۲ فاز رویین و زیرین که از هم قابل تشخیص می‌باشند تشکیل شد که از فاز رویین برای تعیین غلظت پرولین با توجه به منحنی استاندارد پرولین در دستگاه طیف‌سنج نوری (مدل UV2100 ساخت آمریکا) در طول موج ۵۲۰ نانومتر استفاده شد. برای رسم منحنی استاندارد پرولین از غلظت‌های $mg\ L^{-1}$ ٤-

۲- Field Capacity (F.C.)

۲- Ninhydrin

۰/۵ ال- پرولین استفاده شد و از تولوئن خالص نیز به‌عنوان شاهد استفاده شد. با توجه به مقادیر جذب نوری و غلظت‌های محلول مایه، منحنی استاندارد رسم گردید.

جدول ۱- ویژگی‌های جغرافیایی مناطق جمع‌آوری نمونه‌های نرگس به‌کاررفته در این پژوهش.

Table 1- Geographical characteristics of narcissus collection areas used in this research.

محل جمع‌آوری Collecting location	عرض جغرافیایی Latitude	طول جغرافیایی Longitude	ارتفاع از سطح دریا (m) Elevation (m)
بهبهان	30º 37′ 11.56″ N	50º 16′ 07.98″ E	329
اهواز	31º 20′ 03.94″ N	48º 44′ 12.17″ E	21
بیرجند (خوسف)	32º 46′ 35.81″ N	58º 54′ 00.82″ E	1329
شیراز	29º 39′ 20.67″ N	52º 28′ 39.10″ E	1614
کرمان۱ (جیرفت- درین)	28º 38′ 32.04″ N	32º 02′ 03.60″ E	1845
مهران	33º 06′ 58.13″ N	46º 10′ 13.66″ E	153
دره شهر	33º 08′ 35.37″ N	47º 23′ 21.13″ E	670
جهرم (خفر)	28º 58′ 02.23″ N	53º 11′ 53.14″ E	1284
باوی	31º 35′ 47.37″ N	48º 53′ 01.58″ E	29
کازرون (بلبلک)	29º 19′ 40.75″ N	51º 56′ 00.77″ E	784
پلدختر	33º 08′ 43.97″ N	47º 43′ 25.37″ E	712
گچساران	30º 24′ 28.72″ N	50º 54′ 59.04″ E	1593
کرمان۲ (جیرفت- رودفرق)	28º 26′ 02.90″ N	52º 08′ 19.40″ E	1350
آبدانان	32º 59′ 39.60″ N	47º 25′ 31.74″ E	890
قائم‌شهر	36º 27′ 46.59″ N	52º 49′ 57.39″ E	53
رشت	37º 17′ 27.22″ N	49º 32′ 57.76″ E	-11

جدول ۲- برخی از ویژگی‌های فیزیکو- شیمیایی خاک مورد استفاده در پژوهش.

Table 2- Physical and chemical properties of soil used in this research.

ویژگی Characteristic	واحد Unit	میزان Amount
رطوبت ظرفیت مزرعه (FC)	%	21
نقطه پژمردگی دائم (PWP)	%	15
قابلیت هدایت الکتریکی عصاره اشباع (EC)	$dS\ m^{-1}$	3.26
ظرفیت تبادل کاتیونی (CEC)	$cmol\ kg^{-1}$	12.3
ماده آلی (Organic matter)	%	1.98
پتاسیم تجمعی (Cumulative potassium)	$mlg\ kg^{-1}$	1402.1
بافت خاک (Soil texture)		لومی رسی (Loam-Clay)
pH		7.46

اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم کاتالاز (CAT[1])

برای تعیین میزان فعالیت این آنزیم از روش تغییر یافته Chance و Maehly (۱۹۵۵) استفاده شد. ابتدا ۱ میلی‌لیتر بافر استات- پتاسیم (pH=6.7) در کووت ریخته شده و روی آن ۱۷/٦ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۰/۰۳ مولار، و ۱۷/٦ میکرولیتر عصاره افزوده شد. محلول حاصله بی‌درنگ به‌هم زده شد و در دستگاه طیف‌سنج نوری میزان جذب نوری آن در طول موج ۲٦۰ نانومتر به مدت ٤ دقیقه و به فاصله ۱۵ ثانیه خوانده شد. سپس برای اعداد خوانده شده منحنی فعالیت رسم گردید تا از خطی بودن فعالیت آنزیم اطمینان حاصل شود. سپس از روی میزان جذب نوری نمونه میزان فعالیت آنزیم تعیین شد. برای تعیین واحد فعالیت آنزیم، مقدار آنزیمی که در مدت زمان ۱ دقیقه یک میکرومول ماده زمینه (H_2O_2) را به محصول تبدیل می‌کند، محاسبه شد.

ارزیابی میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز (POX[2])

برای اندازه‌گیری میزان غلظت این آنزیم از روش Chance و Maehly (۱۹۵۵) با اندکی تغییر استفاده شد. در این روش ابتدا ۲ میلی‌لیتر بافر فسفات- سیترات (۲۱ میلی‌لیتر سیتریک‌اسید با ۲۹ میلی‌لیتر فسفات‌سدیم آمیخته شده و با سولفوریک‌اسید pH آن روی ۵/۵ تنظیم گردید) در کووت ریخته شده و ۳۵/۲ میلی‌لیتر گوایکول ۰/۲ مولار به آن افزوده شد. پس از آن ۱٦/۸ میلی‌لیتر عصاره استخراج شده به آن افزوده شد و بی‌درنگ محلول به‌هم زده شده و در دستگاه طیف‌سنج نوری قرار گرفت و مقدار جذب نوری در طول موج ٤۳٦ نانومتر به مدت ۲ دقیقه و به فاصله ۱۰ ثانیه خوانده شد. فعالیت پراکسیداز با تغییر رنگ محلول از نارنجی به قرمز مشخص گردید. منحنی فعالیت برای اعداد خوانده شده رسم شد تا از فعالیت آنزیم اطمینان حاصل شود. سپس از روی میزان جذب نوری میزان فعالیت آنزیم تعیین گردید. برای تعیین واحد فعالیت آنزیم مقدار آنزیمی که در مدت زمان ۱ دقیقه یک میکرومول ماده زمینه (گوایکول) را به محصول تبدیل می‌کند محاسبه شد.

اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم سوپراکسیداز دیسموتاز (SOD[3])

برای اندازه‌گیری میزان فعالیت این آنزیم از روش Beauchump و Fridovich (۱۹۷۱) استفاده شد. در این روش ۳۳ میکرومول NBT، ۱۰ میلی‌مول بر لیتر L- متیونین، ۰/٦٦ میلی‌مول EDTA و ۳/۳ میکرومول ریبوفلاوین در ۵۰ میلی‌مول بافر فسفات با pH=۷/۸ آمیخته شد. سپس عصاره استخراج شده به این آمیخته واکنش افزوده شد. برای انجام واکنش این آمیخته به مدت ۱۰ دقیقه در دمای ۲۵ درجه سلسیوس در نور قرار گرفت. سپس محلول حاصله در دستگاه طیف‌سنج نوری قرار داده شده و میزان جذب نوری آن در طول موج ۵٦۰ نانومتر به مدت ۵ دقیقه و به فواصل ۱۵ ثانیه خوانده شد. سپس برای اعداد خوانده شده منحنی فعالیت رسم شد تا از خطی بودن فعالیت آنزیم اطمینان حاصل شود. سپس از روی میزان جذب نوری میزان فعالیت آنزیم تعیین شد.

نتایج و بحث

نتیجه‌ها نشان داد که میزان پرولین در شرایط کم-آبیاری افزایش یافت. همان طور که در شکل ۱ نشان داده شده است با افزایش سطح کم-آبیاری از شرایط آب کافی (۱۰۰٪ F.C.) تا کم-آبیاری شدید (۲۵٪ F.C.) در همه نمونه‌ها میزان پرولین

۳- Superoxide Dismutase ۲- Peroxidase ۱- Catalase

افزایش معنی‌داری نشان داد. بیشترین میزان پرولین در نژادگان قائم‌شهر (۵۳/۵٤۷ میلی‌گرم در گرم وزن تر) و کمترین میزان در نژادگان کرمان۲ (۲۷/۱۳۳ میلی‌گرم در گرم وزن تر) دیده شد. همچنین نشان داده شد که با افزایش سطح کم-آبیاری از شاهد به کم-آبیاری ملایم (۷۵٪ F.C.)، میزان پرولین در نمونه‌های بیرجند، مهران، جهرم، باوی، کازرون، پلدختر، آبدانان و قائم‌شهر افزایش معنی‌دار نداشت. نمودار خطی تغییر پرولین با تغییر درصد ظرفیت مزرعه برای همه نمونه‌ها رسم شد. در این نمودارها، معادله خط به‌صورت $y=ax+y_0$ می‌باشد و شیب خط نشان می‌دهد که به ازای یک واحد کاهش در درصد ظرفیت مزرعه، چه میزان پرولین تولید شده است. نتیجه‌های نشان داد که با یک درصد کاهش در ظرفیت مزرعه، نمونه‌های قائم‌شهر و دره‌شهر به ترتیب بیشترین و کمترین میزان پرولین را نشان دادند (شکل ۲).

پرولین یکی از اسمولیت‌های موثر در ایجاد تحمل به خشکی است و می‌توان آن را به‌عنوان یک آنتی‌اکسیدان غیرآنزیمی دانست که سبب حذف رادیکال‌های آزاد اکسیژن[1]می‌شود. همچنین پرولین مانند یک آنتی‌اکسیدان قوی این توانایی را دارد که از مرگ یاخته‌ها در برابر تنش‌های محیطی پیشگیری کند (Chen & Dickman, 2005; Salehi, 2012). تجمع پرولین در بافت‌های گیاهی که آب از دست داده‌اند، اولین‌بار در سال ۱۹٥٤ گزارش شد (Pessarakli, 1999). افزایش غلظت این اسیدآمینه که به تنظیم اسمزی کمک می‌کند ناشی از چند عامل می‌باشد: بازدارندگی تجزیه پرولین، پیشگیری از ورود پرولین به پروتئین و یا افزایش تجزیه پروتئین که ممکن است با کاهش رشد همراه باشد (Kao, 1981). نتیجه‌های آزمایش‌ها نشان داده‌اند که تجمع پرولین و کربوهیدرات‌های محلول برای تنظیم اسمزی در صورتی روی می‌دهد که پتانسیل آب بیش از یک مگاپاسکال کاهش یابد (Pessarakli, 1999).

یکی از مکانیسم‌های کارآمدی که گیاه به هنگام روبه‌رویی با کم‌آبی برای نگهداری آماس یاخته‌ای به کار می‌گیرد تنظیم اسمزی است. در این پدیده فیزیولوژیک، پتانسیل اسمزی بافت‌های زیر تنش، در اثر انباشت یک سری مواد اسمزی در یاخته‌ها کاهش می‌یابد، بنابراین فشار آماس یاخته‌ها در حد مطلوب نگهداری می‌شود (Omidi, 2010). این مواد اسمزی به‌طور عمده شامل عناصر پتاسیم، سدیم و کلسیم و برخی متابولیت‌ها مانند اسیدهای آمینه به‌ویژه پرولین و اسیدهای آلی می‌باشد (Hasani *et al.*, 2004). این ترکیب‌های انباشته شده حتی در غلظت‌های بالا نیز به متابولیسم طبیعی یاخته سازگاری دارند، به همین دلیل به متابولیت‌های سازگار نیز معروف هستند (Zhu, 2001).

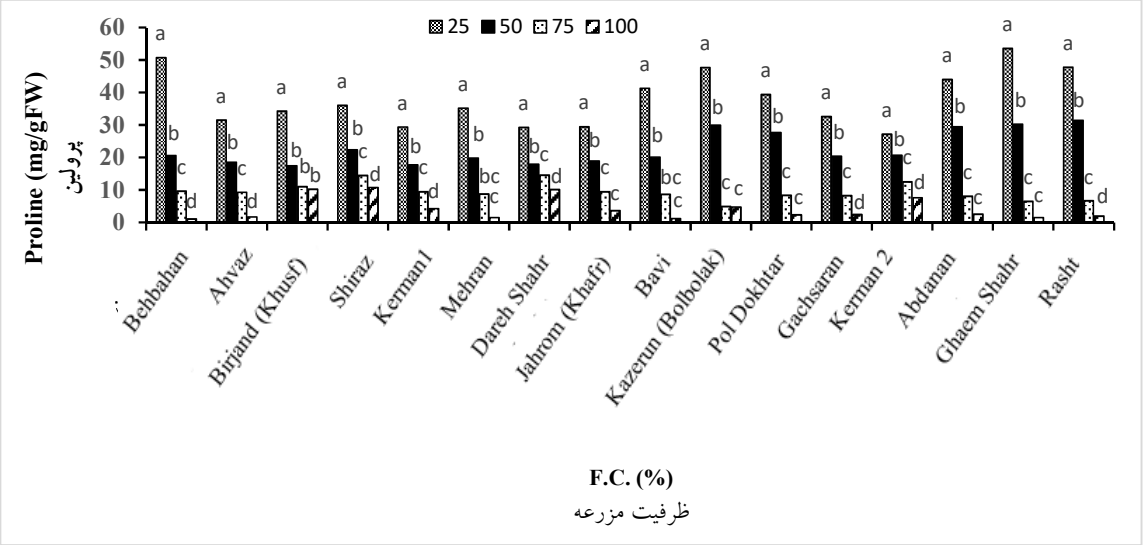
در بررسی روی دو رقم گندم دوروم حساس و متحمل دیده شد که زیر تنش خشکی و شوری محتوای پرولین در هر دو رقم افزایش یافت (Kao, 1981). افزایش غلظت پرولین زیر تنش ممکن است نشان‌دهنده نقش این اسیدآمینه در تنظیم اسمزی باشد (Kao, 1981). همچنین افزایش غلظت پرولین در رقم حساس زیر تنش خشکی را می‌توان به تجزیه بیشتر پروتئین‌ها نسبت داد (Ahmadi & Sio-Se Mardeh, 2004). در بررسی تنش خشکی روی گیاه دارویی همیشه‌بهار توسط Jafarzadeh و همکاران (۲۰۱۳) مشخص شد که محتوای پرولین زیر تأثیر تنش خشکی قرار گرفت و با افزایش سطح تنش افزایش یافت.

اگرچه پرولین در همه اندام‌های گیاه کامل در تنش خشکی انباشته می‌شود ولی سریع‌ترین انباشت را در برگ‌ها دارد. انباشت پرولین در ریشه‌ها با گسترش کمتر و با تأخیر زمانی نسبت به برگ‌ها صورت می‌گیرد. بررسی‌ها نشان می‌دهد که افزایش پرولین در ریشه‌ها ناشی از انتقال آن از برگ می‌باشد و بیشترین انباشت در بافت‌هایی دیده می‌شود که یا از گیاه جدا شده‌اند و یا بدون

1. Reactive Oxygen Species (ROSs)

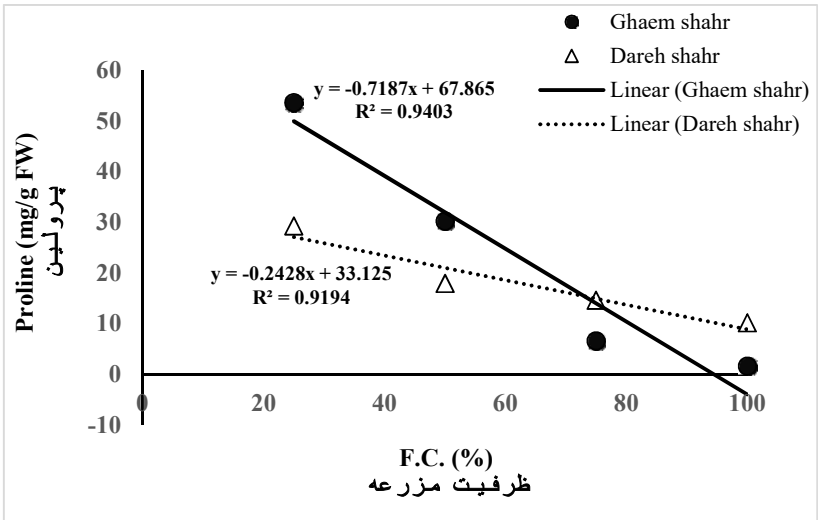
[DOR: 20.1001.1.26765993.1399.5.2.6.9]
[DOI: 10.52547/flowerjournal.5.2.123]

کلروفیل هستند (Safikhani, 2007). Omidi (۲۰۱۰) نیز نشان داد که اسیدآمینه پرولین یکی از مهم‌ترین اسمولیت‌های سازگار و کارا در تحمل به تنش‌های محیطی مانند خشکی است.



شکل ۱- نمودار تغییرهای پرولین در نمونه‌های نرگس جمع‌آوری شده در سطح‌های مختلف کم-آبیاری. میانگین‌های دارای حروف یکسان از نظر آزمون LSD در سطح ۱٪ تفاوت معنی‌داری ندارند.

Figure 1- Diagram of proline changes in narcissus samples collected at low irrigation levels. Means with the same letters are not significantly different according to LSD test (1%).



شکل ۲- نمودار خطی جمعیت‌هایی که کمترین و بیشترین میزان پرولین را تولید کردند.

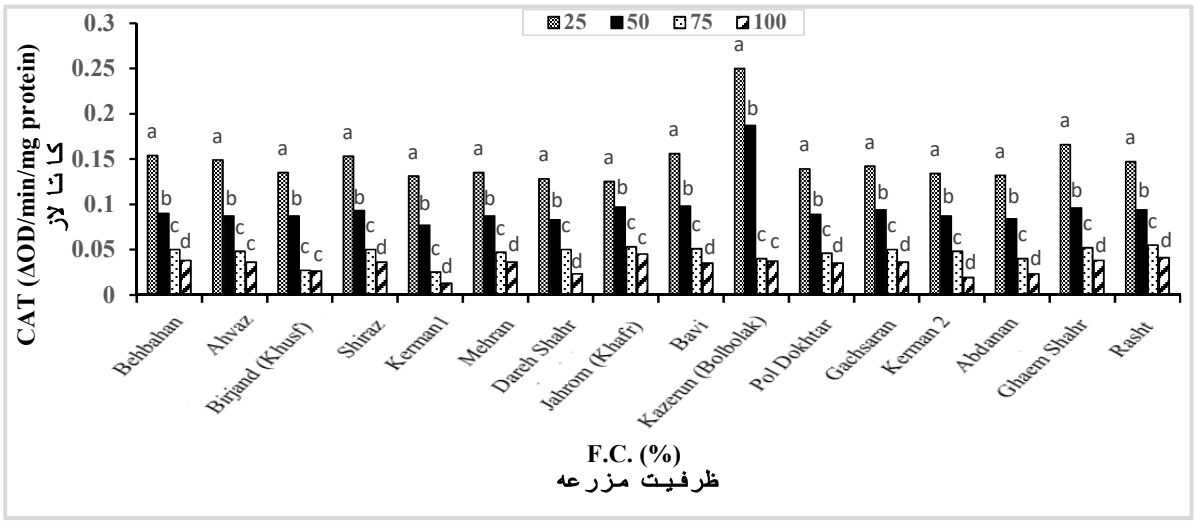
Figure 2- Line chart of populations that produced the lowest and highest proline levels.

در پژوهشی، Bahadoran و Salehi (۲۰۱۵) در بررسی دو رقم گل مریم در شرایط تنش خشکی مشاهده کردند که میزان پرولین در برگ‌های هر دو رقم در سطح‌های بالای تنش افزایش یافت. این افزایش در بیشتر تیمارها معنی‌دار بود. آن‌ها نشان دادند که

گل مریم نیز مانند دیگر گیاهان مکانیسم‌های فیزیولوژیک تحمل تنش را با تولید پرولین ایجاد می‌کند و مشاهده کردند که زمانی که گیاه در شرایط تنش قرار می‌گیرد، این محلول سازگار در غلظت‌های بالا برای نگهداری از ساختار سیتوپلاسمی تولید می‌شود. برای پیشگیری از کمبود آب در یاخته‌ها و نگهداری از پروتئین‌های یاخته‌ای، متابولیت‌های زیادی در گیاه انباشته می‌شود که محلول‌های سازگار نامیده می‌شوند. این متابولیت‌ها از واکنش متابولیت‌های معمولی پیشگیری نمی‌کنند. بیشتر دیده شده که متابولیت‌های دارای فعالیت‌های اسمزی شامل قندها، بیشتر فروکتوز و سوکروز، الکل‌قندها[۱]و قندهای مرکب مانند تری‌هالوز[۲] و فروکتان‌ها[۳] می‌باشند. افزون بر این، متابولیت‌هایی مانند گلایسین[٤]، بتائین[٥]، پرولین[٦] و اکتوئین[۷] نیز انباشته می‌شوند و تنظیم اسمزی را تسریع می‌کنند (Mahajan & Tuteja, 2005). Hanson و Hitz (۱۹۸۲) گزارش کردند که شایع‌ترین ترکیب‌های یاخته‌ای که در اثر تنش خشکی افزایش می‌یابند پرولین و بتائین هستند و کمبود آب در بافت‌های برگی بسیاری از گیاهان سبب افزایش ۱۰ تا۱۰۰ برابر پرولین آزاد می‌شود. پرولین نیز با حفظ پروتئین‌ها در برابر آب از دست‌دهی و نقش در تنظیم اسمزی، سبب تحمل به خشکی می‌شود. Jampeetong و Brix (۲۰۰۹) نتیجه‌های مشابهی از افزایش میزان پرولین در شرایط تنش در سرخس‌شناور[۸] گزارش نمودند. Mahajan و Tuteja (۲۰۰۵) گزارش دادند که در برخی از گیاهان مانند گندم که سطح پرولین پایین است، در شرایط تنش در برگ‌ها پرولین از گلوتامین[۹] ساخته می‌شود و انباشت و تحرک آن برای ایجاد تحمل در گیاه افزایش می‌یابد. به‌طور کلی کاهش آماس عامل آغازین انباشت پرولین در اثر تنش خشکی می‌باشد. کاهش آماس سبب فعال شدن توالی پیچیده‌ای از فرایندهای تطابقی مرتبط با سطح تحمل گیاه به تنش می‌شود (Ahmadi & Sio-Se Mardeh, 2004).

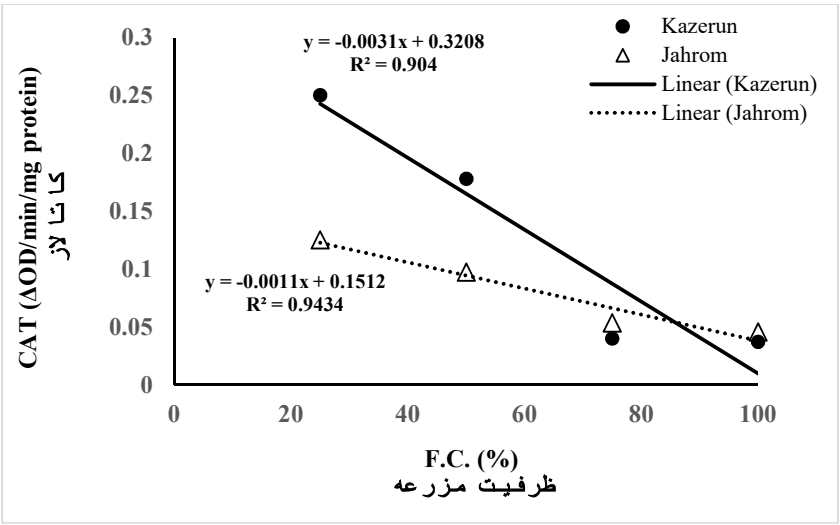
نتیجه‌ها نشان داد که با افزایش سطح تنش تا F.C. ٪۲۵ میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان CAT، POX و SOD افزایش یافت. در شرایط تنش شدید، بیشترین و کمترین میزان CAT به ترتیب در نژادگان کازرون (۰/۲۵۰ΔOD/min/mg protein) و نژادگان جهرم (۰/۱۲۵ ΔOD/min/mg protein) دیده شد. همچنین میزان CAT در شرایط آب کافی (F.C. ٪۱۰۰) و کم-آبیاری ملایم (F.C. ٪۷۵) در نمونه‌های اهواز، بیرجند، جهرم و کازرون افزایش معنی‌داری نشان نداد (شکل ۳). نمودار خطی تغییر میزان CAT با تغییر در درصد ظرفیت مزرعه برای همه نمونه‌ها به‌دست آمد و دیده شد که به‌ازای یک درصد کاهش در ظرفیت مزرعه، نمونه کازرون و جهرم به ترتیب بیشترین و کمترین میزان CAT را نشان دادند (شکل ٤).

۱- Sugar alcohols ۲- Trehalose ۳- Fructans ٤- Glycine ٥- Betaine ٦- Proline ۷- Ectoine
۸- *Salvinia natans* L. ۹- Glutamine



شکل ۳- نمودار تغییرهای آنزیم کاتالاز در نمونه‌های نرگس جمع‌آوری شده در سطح‌های مختلف کم-آبیاری. میانگین‌های دارای حروف یکسان ازنظر آزمون LSD در سطح ۱٪ تفاوت معنی‌داری ندارند.

Figure 3- Diagram of CAT enzyme changes in narcissus samples collected at low irrigation levels. Means with the same letters are not significantly different according to LSD test (1%)

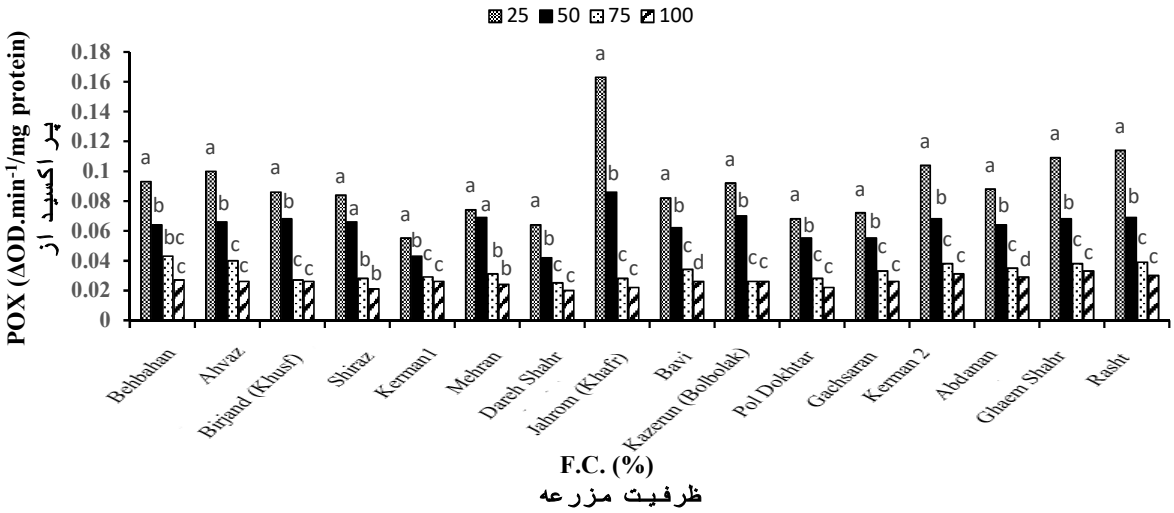


شکل ٤- نمودار خطی جمعیت‌هایی که کمترین و بیشترین میزان کاتالاز را تولید کردند.

Figure 4- Line chart of populations that produced the lowest and highest CAT levels.

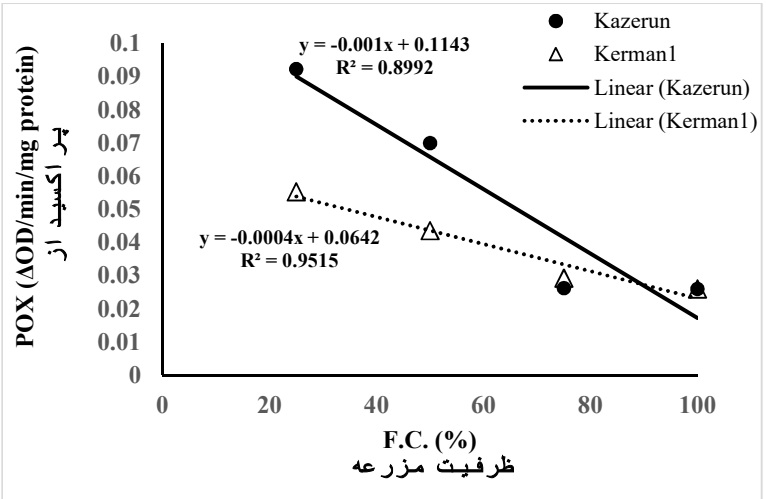
با افزایش سطح تنش از شرایط آب کافی (۱۰۰٪ F.C.) تا کم-آبیاری شدید (۲۵٪ F.C.) در همه نمونه‌ها میزان آنزیم POX افزایش معنی‌داری نشان داد. بیشترین میزان POX در نژادگان جهرم (۰/۱۶۳ ΔOD/min/mg protein) و کمترین میزان در نژادگان کرمان۱ (۰/۰۵۵ ΔOD/min/mg protein) دیده شد. همچنین نشان داده شد که با افزایش سطح کم-آبیاری از شاهد به کم-آبیاری ملایم (۷۵٪ F.C.)، مقدار POX در نمونه‌های مورد بررسی به جز آبدانان و باوی افزایش معنی‌دار نداشت (شکل ۵). نمودار خطی تغییر POX با تغییر درصد ظرفیت مزرعه برای همه نمونه‌ها به‌دست آمد. شیب خط نشان می‌دهد که به‌ازای یک

واحد کاهش در درصد ظرفیت مزرعه، چه میزان POX تولید شده است. نتیجه‌های نشان داد که با یک درصد کاهش در ظرفیت مزرعه، نمونه‌های کازرون و کرمان۱ به ترتیب بیشترین و کمترین میزان POX را داشتند (شکل ٦).



شکل ۵- نمودار تغییرهای آنزیم پراکسیداز در نمونه‌های نرگس جمع‌آوری شده در سطح‌های مختلف کم-آبیاری. میانگین‌های دارای حروف یکسان ازنظر آزمون LSD در سطح ۱٪ تفاوت معنی‌داری ندارند.

Figure 5- Diagram of POX enzyme changes in narcissus samples collected at low irrigation levels. Means with the same letters are not significantly different according to LSD test (1%).



شکل ٦- نمودار خطی جمعیت‌هایی که کمترین و بیشترین میزان پراکسیداز را تولید کردند.

Figure 6- Line chart of populations that produced the lowest and highest POX levels.

براساس نتیجه‌ها در شکل ۷، میزان آنزیم SOD در شرایط کم-آبیاری در همه جمعیت‌های مورد بررسی افزایش یافت. با افزایش سطح کم-آبیاری در همه نمونه‌ها میزان SOD افزایش معنی‌داری نشان داد. در F.C. ٪۲۵ بیشترین میزان SOD در نژادگان کازرون (۲۱۵/۰۳ ΔOD/min/mg protein) و کمترین میزان در نژادگان بیرجند (۷۰/۱۹۷ ΔOD/min/mg protein) اندازه‌گیری شد. همچنین دیده شد که با افزایش سطح کم-آبیاری از شاهد به کم-آبیاری ملایم (F.C. ٪۷۵) میزان آنزیم در نمونه‌های بیرجند، کرمان۱، مهران، دره‌شهر، کازرون، گچساران و قائم‌شهر افزایش معنی‌دار نداشت. نمودار خطی تغییر SOD با تغییر درصد ظرفیت مزرعه برای همه نمونه‌ها به‌دست آمد و با مقایسه شیب خط آن‌ها دیده شد که با یک درصد کاهش در ظرفیت مزرعه، نمونه‌های کازرون و بیرجند به ترتیب بیشترین و کمترین میزان SOD را نشان دادند (شکل ۸).

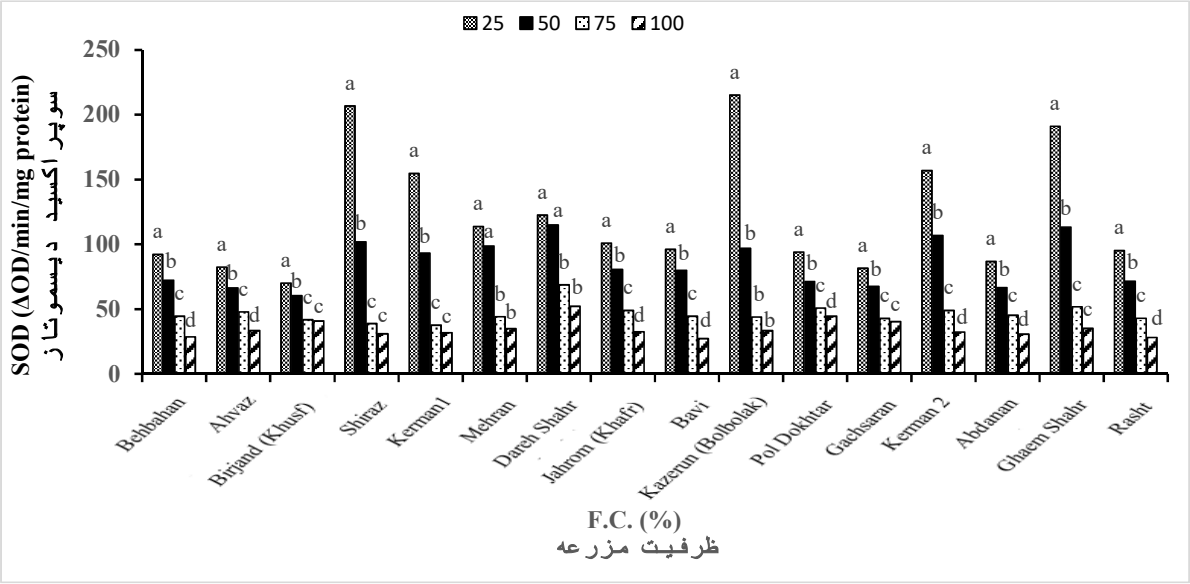
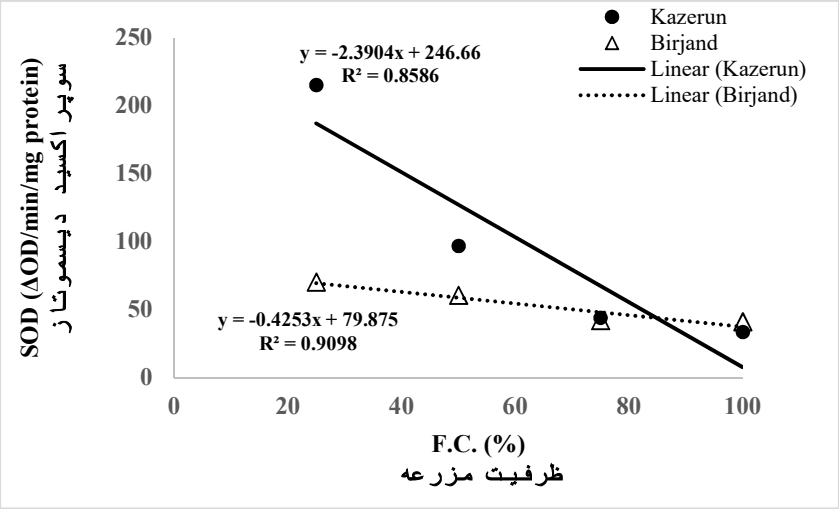


Figure 7- Diagram of SOD enzyme changes in narcissus samples collected at low irrigation levels. Means with the same letters are not significantly different according to LSD test (1%)

شکل ۷- نمودار تغییرهای آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در نمونه‌های نرگس جمع‌آوری شده در سطح‌های مختلف کم-آبیاری. میانگین‌های دارای حروف یکسان ازنظر آزمون LSD در سطح ۱٪ تفاوت معنی‌داری ندارند.



شکل ۸- نمودار خطی جمعیت‌هایی که کمترین و بیشترین میزان سوپراکسید دیسموتاز را تولید کردند.

Figure 8- Line chart of populations that produced the lowest and highest SOD levels.

خشکی شدیدترین عامل تنش نازیوای محدود کننده رشد گیاه و تولید محصول می‌باشد. وقتی گیاهان در برابر تنش‌های نازیوا قرار می‌گیرند، ROSs مانند پراکسید هیدروژن (H_2O_2)، هیدروکسیل (OH) و سوپراکسید (O_2^-) تولید می‌شود. در شرایط تنش‌های نازیوا، تولید ROSs ظرفیت دفاع آنتی‌اکسیدانی یاخته را زیاد می‌کند و باعث ایجاد آسیب به یاخته‌های گیاهی می‌شود (Almeselmani *et al.*, 2006). یکی از دلایل اصلی بازدارندگی تنش‌های محیطی از رشد و توانایی نورساختی گیاهان، شکسته شدن تعادل بین تولید ROSs و دفاع آنتی‌اکسیدانی می‌باشد (Iturbe-Ormaetxe *et al.*, 1998). این اکسیژن‌های فعال به ترکیب‌های یاخته‌ای مانند پروتئین‌ها، چربی‌های غشا و نوکلئیک‌اسیدها آسیب می‌زنند (Foyer *et al.*, 1994). برای کاهش و بهبود آسیب ایجاد شده توسط ROSs، گیاهان یک سیستم پیچیده آنتی‌اکسیدانی ایجاد می‌کنند (del Rio *et al.*, 2002). توانایی بافت‌ها برای رویارویی با تنش خشکی ممکن است با توانایی آن‌ها در حذف ROSs از راه افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در طول کمبود آب در ارتباط باشد. در شرایط تنش‌های محیطی مانند خشکی، فعالیت بالای آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی برای تحمل تنش در گیاهان مهم است (Gong *et al.*, 2005). مکانیسم‌های محافظتی در برابر ROSs شامل عملکردهای مختلف آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی مانند SOD، POX و CAT و آنزیم هایی از چرخه آسکوربات-گلوتاتین مانند آسکوربات‌پراکسیداز (APX) می‌باشد (Niedzwiedz-Siegien *et al.*, 2004).

کاتالاز در میتوکندری، پراکسی‌زوم و سیتوپلاسم بیشتر گیاهان وجود دارد و برای تجزیه H_2O_2 سودمند می‌باشد (Bray *et al.*, 2000). CAT پروتئینی هم دارد که در بیشتر اندام‌های هوازی وجود دارد. این آنزیم یکی از معدود آنزیم‌هایی است که فعالیت دوگانه دارد، از یک سو با فعالیت اکسیدازی شدیدی که دارد تجزیه پراکسید هیدروژن به آب و اکسیژن را سرعت می‌بخشد و از سوی دیگر فعالیت پراکسیدازی نشان می‌دهد (Luhova *et al.*, 2003).

پراکسیداز پروتئینی هم دارد که مسئول حذف پراکسید هیدروژن از سیستم‌های بیولوژیک می‌باشد (Hodges *et al*., 1997). بیشتر در دیواره یاخته‌ای قرار دارد و در اکسیداسیون ترکیب‌های فنولی به عنوان یک آنزیم کلیدی برای بسپارش[۶] در مسیر ساخت لیگنین دخالت دارد (Ozdemir *et al*., 2004). به دلیل توانایی این آنتی‌اکسیدان در اکسیداسیون گوایکول آن را گوایکل پراکسیداز نیز می‌نامند (Asada, 1999).

سوپراکسید دیسموتاز یکی از موثرترین آنتی‌اکسیدان‌های درون یاخته‌ای می‌باشد (Sarvajeet & Narendra, 2010). بسیاری از پژوهشگران این آنزیم را قوی‌ترین آنتی‌اکسیدان شناخته شده می‌دانند که با ایمن نگه‌داشتن بسیاری از گیاهان در برابر ROSs می‌تواند سبب تحمل گیاه در برابر بسیاری از تنش‌های محیطی شود (Blokhina *et al*., 2003; Idaso *et al*., 1981; Sarvajeet & Narendra, 2010).

در پژوهشی، Mittler (۲۰۰۲) گزارش داد که SOD در واکنشی پیچیده دو مولکول سوپراکسید را به کمک دو مولکول هیدروژن با یکدیگر ترکیب کرده و تبدیل به دو مولکول پراکسید هیدروژن می‌کند و در مرحله بعد پراکسید هیدروژن توسط دیگر آنتی‌اکسیدان‌ها تجزیه می‌شود. Bowler و همکاران (۱۹۹۲) نیز گزارش کردند که این آنزیم با پایین نگه داشتن غلظت سوپراکسید سبب می‌شود که تشکیل رادیکال هیدروکسیل به کمترین میزان برسد.

در پژوهش دیگری، Shao و همکاران (۲۰۰۵) در بررسی اثر تنش خشکی روی رقم‌های مختلف گندم مشاهده کردند که خشکی سبب بالا رفتن بیشتر SOD نسبت به دو آنتی‌اکسیدان دیگر CAT و POX می‌شود. آن‌ها نقش برجسته‌تر این آنزیم در حذف ROSs، نسبت به دو آنزیم دیگر را دلیل این افزایش بیشتر دانستند.

به‌طور کلی گزارش‌های زیادی وجود دارد که نشان می‌دهد ارتباط چشمگیری بین افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و افزایش مقاومت به تنش در گونه‌های مختلف گیاهان مانند برنج (Guo *et al*., 2006) و چغندرقند (Bor *et al*., 2003) وجود دارد. در بررسی‌های انجام شده روی جو، فعالیت CAT با کمبود آب افزایش یافت و نیز افزایش شدیدی در میزان فعالیت POX در تنش متوسط و شدید دیده شد (Salekjalali *et al*., 2012).

نتیجه‌های بررسی ٤ سطح تنش خشکی روی نژادگان‌های شهلا نشان داد که در مجموع نرگس گیاه متحمل به خشکی نیست. در تنش شدید هیچ‌یک از نژادگان‌ها وارد مرحله زایشی نشدند. نژادگان‌هایی که در تنش متوسط تعداد بیشتر گل با ساقه‌گل‌دهنده بلندتر و زمان گلدهی کمتر تولید کردند مانند بهبهان، اهواز، بیرجند و کازرون برای گل بریدنی و نژادگان‌هایی مانند جهرم که طول ساقه گل‌دهنده به‌شدت زیرتأثیر تنش قرار گرفت برای استفاده گلدانی و فضای سبز مناسب می‌باشند.

منابع

Ahmadi, A., Sio-Se Mardeh, A. (2004). The effects of water stress on soluble carbohydrates, chlorophyll and proline contents of four Iranian wheat cultivars under different moisture regimes. *Iranian Journal of Agricultural Science*, *35*(3), 753-763 (In Persian).

Almeselmani, M., Deshmukh, P.S., Sairam, R.K., Kushwaha, S.R., Singh, T.P. (2006). Protective role of antioxidant enzymes under high temperature stress. *Plant Science Journal*, *171*, 382–388.

Asada, K. (1999). The water cycle in chloroplasts: Scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, *50*, 601-639.

۱- Polymerization

Bahadoran, M., Salehi, H. (2015). Growth and flowering of two tuberose (*Polianthes tuberosa* L.) cultivars under deficit irrigation by saline water. *Journal of Agricultural Science and Technology*, *17*, 415-426.

Bartels, D., Sunkar, R. (2005). Drought and salt tolerance in plants. *Critical Reviews in Plant Sciences*, *24*, 23–58.

Bates, L.S., Waldren, R.P., Teare, I.D. (1973). Rapid determination of free proline of water stress studies. *Plant Soil*, *39*, 205–207.

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

Blokhina, O., Virolainen, E., Fagerstedt, K.V. (2003). Antioxidants, oxidative damage and oxygen deprivation stress. *Annual Review of Botany*, *91*, 179-194.

Blum, A. (1985). Breeding crop varieties for stress environments. *Critical Reviews in Plant Sciences*, *2*, 199–238.

Bor, M., Ozdemir, F., Turkan, I. (2003). The effect of salt stress on lipid peroxidation and antioxidants in leaves of sugar beet *Beta vulgaris* L. and wild beet *Beta maritima* L. *Plant Science*, *164*, 77-84.

Bowler, C., Montagu, M.V., Inze, D. (1992). Superoxide dismutase and stress tolerance. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, *43*, 83-116.

Bray, E.A., Bailey-Serres, J., Weretilnyk, E. (2000) Responses to Abiotic Stress. Biochemistry & Molecular Biology of Plants. In: Gruissem, W., Jones, R. (Eds.) American Society of Plant Physiologists, Rockville, pp 1158-1203.

Chance, B., Maehly, A. (1995). Assay of Catalase and Peroxidase. In: Colowick, S.P., Kaplan N.O. (Eds.) Methods in Enzymology, Academic Press, New York, pp 764-775.

Chen, C., Dickman, M.B. (2005). Proline suppresses apoptosis in the fungal pathogen *Colletotrichum trifolii*. *PNAS*, *102*, 3459-3464.

Del Rio, L.A., Corpas, F.J., Sandalio, L.M., Palma, J.M., Gomez, M., Barroso, J.B. (2002). Reactive oxygen species, antioxidant systems and nitric oxide in peroxisomes. *Journal of Experimental Botany*, *53*, 1255-1272.

Foyer, C.H., Maud, L., Kunert, K.J. (1994). Photooxidative stress in plants. *Physiologia Plantarum*, *92*, 696–717.

Gong, H., Zhu, X., Chen, K., Wang, S., Zhang, C. (2005). Silicon alleviates oxidative damage of wheat plants in pots under drought. *Plant Science*, *169*, 313-321.

Guo, Z., Ou, W., Lu, S., Zhong, Q. (2006). Differential responses of antioxidative system to chilling and drought in four rice cultivars differing in sensitivity. *Plant Physiology and Biochemistry*, *44*, 828-836.

Hanson, A.D., Hitz. W.D. (1982). Metabolic responses of mesophytes to plant water deficits. *Annual Review of Plant Physiology*, *33*, 163-203.

Harb, A., Krishnan, A., Ambavaram, M.M.R., Pereira, A. (2010). Molecular and physiological analysis of drought stress in Arabidopsis reveals early responses leading to acclimation in plant growth. *Plant Physiology*, *154*, 1254–1271.

Hasani, A., Omid Beygi, R., Heidari Shrifabad, H. (2004). Study of some drought resistance indices in Basil (*Ocimum basilicum*). Journal of Agricultural Sciences and Natural Resources, 10(4), 65-74 (In Persian).

Hodges, D. M., Andrews, C.J., Johnson, D.A., Hamilton, R.I. (1997). Antioxidant enzyme responses to chilling stress in differentially sensitive inbreed maize lines. *Journal of Experimental Botany*, *48*, 1105–1113.

Idaso, S.B., Jackson, R.D., Pinter, J.P.J., Reginato, R.J., Hatfield, J.L. (1981). Normalizing the stress degree day for environmental variability. *Agricultural Meteorology*, *24*, 45–55.

Iturbe-Ormaetxe, I., Escuredo, P.R., Arrese-Igor, C., Becana, M. (1998) Oxidative damage in pea plants exposed to water deficit or paraquat. *Plant Physiology*, *116*, 173–181.

Jafarzadeh, L., Omidi, H., Bostani, A.A. (2013). Effect of drought stress and bio-fertilizer on flower yield, photosynthesis pigments and proline content of marigold (*Calendula officinalis* L.). *Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants*, *29*(3), 666-680. (In Persian).

Jampeetong, A., Brix, H. (2009). Effect of NaCl salinity on growth, morphology, photosynthesis and proline accumulation of *Salvina natans*. *Aquatic Botany*, *91*, 181–186.

Kao, C.H. (1981). Senescence of rice leaves. VI. Comparative study of the metabolic changes of senescing turgid and water–stressed excised leaves. *Plant and Cell Physiology*, *22*, 683-685.

Luhova, L., Lebeda, A., Hederrova, D., Pec, P. (2003) Activities of amine oxidase, peroxidase and catalase in seedling of *Pisum sativum* L. under different light conditions. *Plant, Soil and Environment*, *49*, 151–157.

Mahajan, S., Tuteja, N. (2005). Cold, salinity and drought stresses: An overview. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, *444*, 139-158.

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

Moftah, A.E., Al-Humaid, A.I. (2006). Response of vegetative and reproductive parameters of water stressed tuberose plant to vapor grad and kaolin antitranspirants. *Journal of King Saud University*, *18*, 127–139.

Mohammadi, R., Haghparast, R., Aghaee-Sarbarze, M., Abdollahi, A.V. (2006). An evaluation of drought tolerance in advanced durum wheat genotypes based on physiologic characteristics and other related indices. *Iranian Journal of Agricultural Science*, *37*, 561-567. (In Persian).

Nakhaei, F., Khaligi, A., Naseri, M.A., Abromand, P. (2009). The investigation of chemical components in essential oil of *Narcissus tazetta* L. flowers under farm and natural conditions in South Khorasan. *Journal of Horticulture Science*, *22*(2), 123-131.

Niedzwiedz-Siegien, I., Bogatek-Leszczynska, R., Comea, D., Corbineau, F. (2004). Effects of drying rate on dehydration sensitivity of excised wheat seedling shoots as related to sucrose metabolism and antioxidant enzyme activities. *Plant Science*, *168*, 879-888.

Omidi, H. (2010). Changes of proline content and activity of antioxidative enzymes in two canola genotype under drought stress. *American Journal of Plant Physiology*, *5*(6), 338-349.

Ozdemir, F., Bor, M., Demiral, T., Turkan, I. (2004). Effects of 24-epibrassinolide on seed germination, seedling growth, lipid peroxidation, proline content and antioxidative system of rice (*Oryza sativa* L.) under salinity stress. *Plant Growth Regulation*, *42*, 203–211.

Pessarakli, M. (1999). *Hand book of plant and crop stress*. Marcel Dekker Inc. 697p.

Rosegrant, M.W., Cline, S.A. (2003). Global food security: challenges and policies. *Science*, *302*, 1917-1919.

Safikhani, F. (2007). Effect of drought stress on quantitative and qualitative yield of Moldavian dragon head medicinal plant (*Dracocephalum moldavica L.*) under field conditions. PhD Thesis, Shahid Chamran University of Ahvaz, Iran. (In Persian).

Salehi, M.R. (2012). Investigation on phylogenetic, morphologic, physiologic and tolerance to drought stress in tall fescue (*Festuca arundinacea* Scherb.). PhD Thesis, University of Shiraz, Iran. (In Persian).

Salekjalali, M., Haddad, R., Jafari, B. (2012). Effects of soil water shortages on the activity of antioxidant enzymes and the contentes of chlorophylls and proteins in Barley. *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences*, *12*(1), 57-63.

Sarvajeet, S.G., Narendra, T. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in a biotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, *3*, 1-22.

Sepaskhah, A.R., Yarami, N. (2009). Interaction effects of irrigation regime and salinity on flower yield and growth of saffron. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, *84*, 216-222.

Shao, H.B., Liang, Z.S., Shao, M.A. (2005). Changes of some anti-oxidative enzymes under soil water deficits among 10 wheat genotypes at maturation stage. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, *45*, 7–13.

Shillo, R., Ding, M., Pasternak, D., Zaccai, M. (2002). Cultivation of cut flower and bulb species with saline water. *Scientia Horticulturae*, *92*, 41–54.

Slawinska, J., Obendorf, R.L. (2001). Buckwheat seed set in plant and during *In vitro* inflorescence culture: evaluation of temperature and water deficient stress. *Seed Science Research*, *11*, 223–233.

Tarahomi, G., Lahoti, M., Abasi, F. (2010). Effect of drought stress on variations of soluble sugar, chlorophyll and potassium in *Salvia leriifolia Benth*. *Quarterly Journal* of *Biological Science*s, *3*(2), 1-7 (In Persian).

Zhu, J.K. (2001). Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science*, *6*(2), 66-71.

[DOR: 20.1001.1.26765993.1399.5.2.6.9]

[DOI: 10.52547/flowerjournal.5.2.123]

Flower and Ornamental Plants (2020), 5(2): 123-138
Research article

Effect of different levels of deficit-irrigation on proline changes and antioxidant enzymes in Narcissus indigenous population (*Narcissus tazetta* L. var. Shahla)

Mozhgan Zangene[1,2], Hassan Salehi[1*]

1. Department of Horticultural Science, School of Agriculture, Shiraz University, Shiraz

2. Department of Horticultural Science, Agricultural Sciences and Natural Resources University of Khuzestan, Mollasani (Present address)

hsalehi@shirazu.ac.ir

Abstract

Narcissus is one of the main ornamental bulbous plants in temperate regions, which is widely produced as a garden plant, cut flower and also as a pot plant. Cultivar selection is important for all of these, and wild species are important not only for species conservation but also for breeders. To select drought tolerant Shahla populations, an experiment was carried out in a complete randomized design with factorial arrangements, each treatment with three replications and two observations in 16 populations and in 4 deficit-irrigation levels. Treatments were applied by weight method (25%, 50%, 75% and 100% of field capacity) and biochemical studies were performed on them. The results showed that in general narcissus is not drought tolerant. Under severe stress, none of the genotypes entered the reproductive stage, and under moderate stress, the highest number of flowers and flowering stem length was observed in Behbahan population, which shows the superiority of this population over the others. Jahrom population can also be used under drought stress conditions in green space due to short flowering stems.

Keywords: Antioxidant enzymes, Drought stress, *Narcissus tazetta*, Proline.

[DOR: 20.1001.1.26765993.1399.5.2.6.9]

[DOI: 10.52547/flowerjournal.5.2.123]