تغییرات فصلی رنگیزه های فتوسنتزی و پرولین در گیاه دریایی *Halodule uninervis* F. از استان هرمزگان در خلیج فارس

نسیم بال افکن[۱]، مه لقا قربانلی[۲*]، شیلا صفاییان[۳] و فرناز رفیعی[۴]

۱، ۳ و ۴-گروه بیولوژی دریا، دانشکده علوم و فنون دریایی، دانشگاه آزاد اسلامی واحد تهران شمال
۲- دانشگاه آزاد اسلامی واحد گرگان

تاریخ دریافت: ۱۳۸۹/۷/۲۱ تاریخ پذیرش: ۱۳۹۲/۰۳/۱۱

چکیده

در این پژوهش تغییرات فصلی برخی فرایندهای فیزیولوژیکی در گیاه دریایی *Halodule uninervis* از منطقه بین جزر و مدی منطقه گلشهر بندر عباس در تابستان ۱۳۸۸ تا بهار ۱۳۸۹ در چهار فصل مورد بررسی قرار گرفته است. مقدار رنگیزه های فتوسنتزی (کلروفیل a، کلروفیل b وکاروتنوئیدها) و مقدار پرولین در *H. uninervis* به منظور بررسی فیزیولوژیک، مورد سنجش قرار گرفته است. نتایج به دست آمده نشان داد که کمترین مقدار کلروفیل a در فصل بهار و کمترین میزان کلروفیل b و کاروتنوئیدها در فصل پاییز و زمستان بوده است. کمترین میزان کلروفیل a برابر با ۱/۱۹ ±۰/۰۰۲ در فصل بهار و در تابستان برابر ۱/۱۹ ±۰/۰۰۴ میلی گرم در گرم بود. کمترین میزان کلروفیل b برابر با ۰/۶۸ ±۰/۰۰۳ در پاییز و در زمستان ۰/۶۸± ۰/۰۰۳ میلی گرم در گرم بدست آمد. میزان کاروتنوئید در زمستان و پاییز به ترتیب ۱/۲۵ ±۰/۰۰۲ و ۱/۲۶ ±۰/۰۰۲ میلی گرم در گرم ارزیابی شد. همچنین سنجش فعالیت پرولین نشان داد که میزان آن در ریشه کمتر از برگ بوده و کمترین میزان فعالیت در ریشه نیز مربوط به فصل‌های بهار (۰/۰۷ ±۰/۰۰۶) و تابستان (۰/۰۸±۰/۰۰۴ میلی گرم در گرم) می‌باشد.

واژگان کلیدی: *Halodule uninervis*، رنگیزه‌های فتوسنتزی، پرولین، خلیج فارس

* **نگارنده پاسخگو**: mghorbanli@gorganiau.ir

مقدمه

به طور کلی چمنزارهای دریایی از خانواده تک لپه‌ای‌ها بوده و تنها گیاهان گلدار تک لپه‌ای در آب‌های شور محسوب می‌شوند که قابلیت فتوسنتز داشته و به همین دلیل اغلب به منطقه نوری محدود می‌شوند. گیاه *Halodule uninervis* از خانواده Cymodoceaceae بوده و دارای ریزومی کشیده با گره‌هایی بر روی آن است که از قسمت زیرین آن یک یا چند انشعاب ریشه مانند جدا شده است. بخش هوایی این گیاه برگ‌های کشیده و باریک به فرم مستطیل است و از محل رشد خود و از قسمت ریزوم در غلاف قرار دارند (Larkum *et al*., 1998).

اهمیت پژوهش در زمینه محصولات طبیعی حاصل از گیاهان و منابع طبیعی اطراف ما عمدتاً به دلیل مفید بودن ترکیبات آنها برای اهداف اقتصادی، صنعتی و علمی است. با توجه به آنکه اطلاعات در زمینه گیاهان دریایی در کشور بسیار محدود می‌باشد، ضرورت توجه به این موضوع، تحقیق و بررسی درباره آن ضروری به نظر می‌رسد. بررسی‌های انجام گرفته حاکی از آن است که ساخت مواد مؤثره گیاهان تحت تأثیر ژنوتیپ و عوامل محیطی تغییر پذیر می‌باشد (Filippo *et al*., 1992). یکی از تغییرات بیوشیمیایی که در تنش‌های محیطی رخ می‌دهد، تولید انواع اکسیژن‌های فعال است که باعث تخریب عمده لیپیدهای غشا، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک می‌شود (Garrat *et al*., 2002). سلول‌های گیاهی برای حفاظت در مقابل آسیب‌های اکسیداتیو، مجهز به سیستم جاروب کننده رادیکال‌های آزاد Reactive Oxygen Species(ROS) می‌باشند که همراه با ترکیبات دیگری مانند توکوفرول، کاروتنوئیدها و سیستم‌های آنتی اکسیدانی در گیاهان فعالیت دارند (Smirnoff *et al*., 2001). وجود عوامل استرس زا علاوه بر تغییر محتوای کلروفیلی منجر به کاهش محتوی کاروتنوئیدی برگ‌ها می‌شود، کاروتنوئیدها نقش مهمی در حفاظت نوری کلروفیل و غشاهای فتوسنتز کننده کلروپلاست‌ها در مقابل آسیب‌های فتواکسیداتیو دارند. تنش‌های محیطی از جنبه‌های فیزیولوژی و بیوشیمیایی، گیاهان را تحت تأثیر قرار داده و به طور چشمگیری منجر به کاهش محصول می‌شود (Munns, 2002; Pitman & Launchli, 2002). القای سنتز پرولین یکی از نخستین پاسخ‌های گیاه به تنش‌های محیطی محسوب می‌شود (Sanito & Gabbrialli, 1999). گیاهان تحت تنش، اسمولیت‌هایی از قبیل پرولین وگلیسین بتائین را ذخیره می‌نمایند و به نظر می‌رسد که این عمل سبب حفاظت از گیاه در مقابل تنش‌ها می‌گردد (Zhu, 2001). پرولین و گلیسین بتائین به عنوان اسمولیت‌های سازگار برای حفاظت ماکرومولکول ها و همچنین جاروب کننده‌های ROS تحت شرایط پر تنش شناخته شده‌اند (Hellman *et al*., 2000; Ashraf & Foolad, 2007). تجمع پرولین در گیاهان تحت تنش‌های محیطی، دارای نقش بهبود دهنده می‌باشد (Mansour *et al*., 2005; Siriporandulsil *et al*., 2002). تجمع پرولین در سلول‌های تحت تنش ممکن است با کاهش اکسیداسیون گلوتامیک اسید رخ دهد، چنین کاهشی در فعالیت پرولین اکسیداز همزمان با افزایش محتوی پرولین رخ می‌دهد (Jaleel *et al*., 2007). افزایش پرولین در گیاهان تحت تنش منجر به تنظیم اسمزی می‌شود (Al-Bahrany, 1994). این تحقیق برای نخستین بار در کشور در آب‌های جنوب کشور در سواحل بندعباس در خلیج فارس با هدف بررسی تغییرات فصلی رنگیزه‌های فتوسنتزی و پرولین در چمن دریایی *Halodule uninervis* F. صورت گرفته است.

مواد و روش‌ها

نمونه برداری در منطقه گلشهر واقع در بندر عباس به صورت فصلی و در میانه هر ماه در تاریخ‌های ۱۳۸۸/۵/۱۵، ۱۳۸۸/۸/۱۵، ۱۳۸۸/۱۱/۱۵ و ۱۳۸۹/۲/۱۵ انجام شد.

طول و عرض جغرافیایی منطقه فوق به مختصات: (۲۷° ۱۱′ ۱۴ .۹۵″N - ۵۶°۲۰′ ۴۱ .۱۰″E) بود. ابتدا پارامترهای زیست محیطی در چهار فصل و هر بار با سه تکرار شامل، دما و میزان شوری ارزیابی گردید. نمونه‌های گیاهی در زمان جزر بیشینه با گشت زنی در منطقه با دست جمع‌آوری گردید و با استفاده از کلید شناسایی Larkum و همکاران (۲۰۰۶) و استفاده از اطلاعات مربوطه و عکس‌های تهیه شده از نمونه‌ها شناسایی انجام گردید. همچنین برای تأیید نهایی به دانشگاه James Cook در استرالیا (دکتر Michelle Waycott) ارسال گردید. برای سنجش محتوای کلروفیل برگ‌ها از روش (Arnon, 1949) و کاروتنوئیدها از روش (Krik & Allen, 1965) استفاده شد.

قطعاتی (۰/۵ گرم) از برگ یک دست و هم سن انتخاب و پس از تکه تکه شدن با کمک استون ۸۰ درصد (Merck) در داخل هاون چینی به صورت هموژن در آمد. سپس مخلوط هموژن تهیه شده با کاغذ صافی واتمن شماره ۲ صاف گردید. رقیق سازی عصاره به میزان لازم به وسیله استون ۸۰ درصد صورت گرفت، برای محاسبه میزان کلروفیل و کاروتنوئید جذب محلول در طول موج‌های ۶۴۵، ۶۶۳ و ۴۸۰ نانومتر با استفاده از شاهد استون ۸۰ درصد خوانده و محاسبه گردید (Krik & Allen, Arnon, 1949; 1965).

برای سنجش پرولین با استفاده از معرف اسید نین هیدرین و بر اساس روش (Bastes *et al*., 1973) انجام شد. بر این اساس ۰/۵ گرم ماده‌تر گیاهی در ۱۰ میلی لیتر محلول ۳ درصد سولفوسالیسیلیک اسید سائیده و مخلوط همگنی تهیه شد. سپس با استفاده از کاغذ واتمن شماره ۲ صاف گردید و به ۲ میلی‌لیتر از محلول حاصل، ۲ میلی‌لیتر معرف نینهیدرین و ۲ میلی‌لیتر استیک اسید خالص افزوده شد. در مرحله بعد لوله‌های حاوی نمونه به مدت یک ساعت در بن ماری با دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند و برای قطع آزمایش، در حمام یخ گذاشته شدند. به نمونه‌های خنک شده ۴ میلی لیتر تولوئن اضافه و به شدت تکان داده شدند، سپس به مدت ۲۰ ثانیه ثابت گذاشته شدند و به این ترتیب دو لایه کاملاً مجزا تشکیل گردید. از لایه رنگی بالایی برای اندازه‌گیری غلظت پرولین استفاده شد و با استفاده از دستگاه اسپکتوفتومتر در طول موج ۵۲۰ نانومتر مقدار جذب خوانده شد.

بررسی آماری

تجزیه و تحلیل داده‌ها به روش ANOVA و با استفاده از نرم‌افزار SPSS 11.5 انجام پذیرفت. میانگین شاخص‌های اندازه‌گیری شده با استفاده از آزمون دانکن در سطح اطمینان ۹۵ درصد بررسی شد.

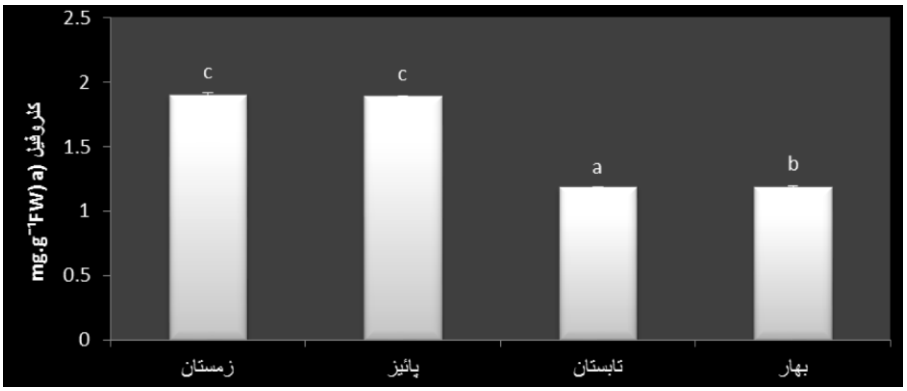
نتایج

نتایج به دست آمده از ارزیابی پارامترهای محیطی در جدول (۱) ارائه شده است. بر اساس نتایج پژوهش حاضر، بالاترین میزان کلروفیل a در *Halodule uninervis* در فصل پاییز و زمستان و کمترین میزان در بهار و تابستان ارزیابی گردید ولی میزان آن در بهار نسبت به تابستان بیشتر بود (شکل ۱).

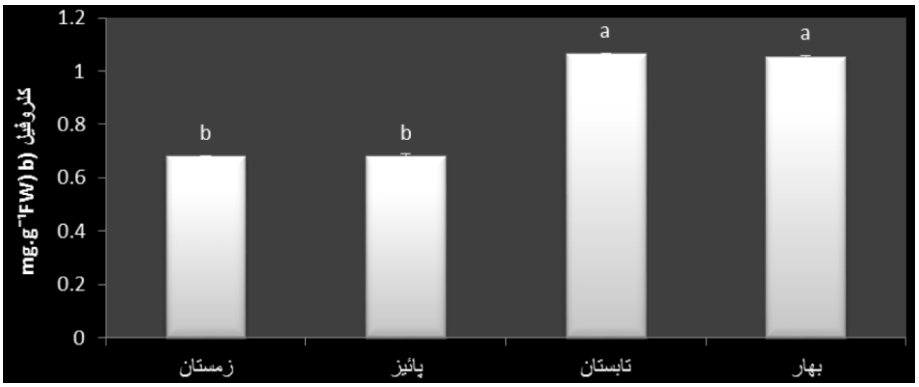
نتایج نشان داد که میزان کلروفیل a در زمستان و پاییز به صورت معنی‌داری از تابستان و بهار بیشتر بود ($P<۰/۰۵$). در فصل تابستان در مقایسه با سایر فصل‌ها غلظت کمتری از کلروفیل a به دست آمد. بیشترین میزان کلروفیل b در *H. uninervis* در فصل تابستان و بهار، و کمترین میزان در فصل پاییز و زمستان به دست آمد (شکل ۲).

جدول۱- میانگین دما، pH و شوری آب در چهار فصل تابستان، پاییز، زمستان ۱۳۸۸ و بهار ۱۳۸۹ در منطقه گلشهر بندرعباس

پارامتر / زمان	زمستان ۱۳۸۸/۱۱/۱۵	پاییز ۱۳۸۸/۸/۱۵	تابستان ۱۳۸۸/۵/۱۵	بهار ۱۳۸۹/۲/۱۵
دمای آب (درجه سانتی گراد)	۱۹± ۱/۰۳۳	۲۵±۲/۶۳۳	۳۰ ± ۰/۵۳۳	۲۸± ۳/۲۳۳
pH	۷/۸ ± ۰/۶۸۳	۷/۷ ± ۰/۱۴۶	۷/۶ ±۰/۵۶۳	۷/۷ ± ۰/۱۰۵
شوری آب (قسمت در هزار)	۳۶/۵ ± ۱/۱۲۵	۳۷/۵ ±۰/۶۵۹	۳۹ ± ۲/۱۱۲	۳۸ ±۰/۵۵۱

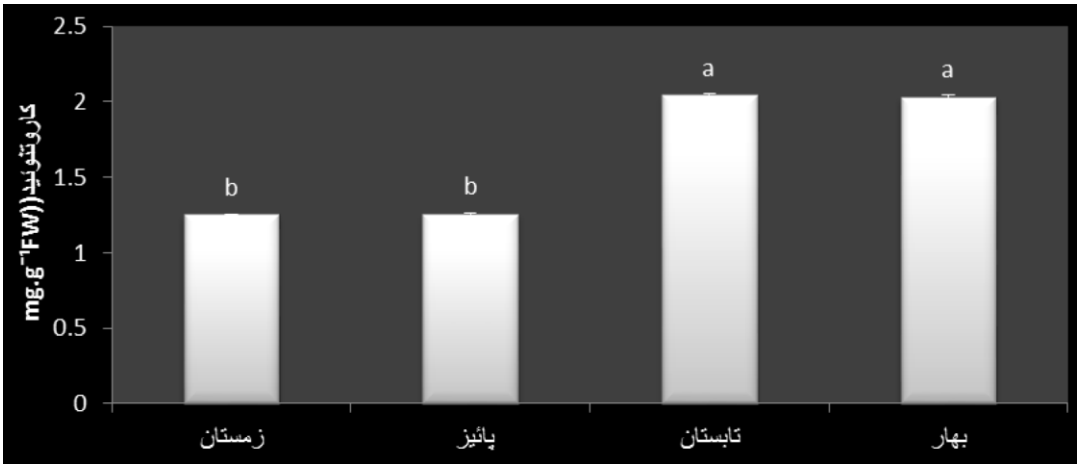


شکل۱- میزان کلروفیل a در *H. uninervis* در چهار فصل تابستان، پاییز، زمستان ۱۳۸۸ و بهار ۱۳۸۹ از منطقه گلشهر در بندر عباس



شکل۲- میزان کلروفیل b در *H. uninervis* در چهار فصل تابستان، پاییز، زمستان ۱۳۸۸ و بهار ۱۳۸۹ از منطقه گلشهر در بندر عباس.

همان گونه که در شکل (۲) قابل مشاهده است، میزان کلروفیل b در فصل بهار و تابستان با پاییز و زمستان دارای اختلاف معنی‌داری می‌باشد ($P<۰/۰۵$). بیشترین میزان کاروتنوئید در *H. uninervis* در فصل تابستان و بهار و کمترین میزان در فصل زمستان و پاییز به دست آمد (شکل ۳).



شکل۳- میزان کاروتنوئید *H. uninervis* در چهار فصل تابستان، پاییز، زمستان ۱۳۸۸ و بهار ۱۳۸۹ از منطقه گلشهر در بندر عباس

میزان پرولین در برگ و ریشه گیاه مورد بررسی در تحقیق حاضر در جدول (۲) نمایش داده شده است.

جدول۴- میزان پرولین بر حسب میلی‌گرم در گرم وزن‌تر *H. uninervis* در چهار فصل تابستان، پاییز، زمستان ۱۳۸۸ و بهار ۱۳۸۹ از منطقه گلشهر در بندر عباس

زمان / نمونه	زمستان ۱۳۸۸/۱۱/۱۵	پاییز ۱۳۸۸/۸/۱۵	تابستان ۱۳۸۸/۵/۱۵	بهار ۱۳۸۹/۲/۱۵
برگ	۰/۲۱ ± ۰/۰۰۳ d	۰/۳۱ ±۰/۰۰۴ d	۰/۴۱ ± ۰/۰۰۶ a	۰/۴۱ ± ۰/۰۰۳ ab
ریشه	۰/۱۲ ± ۰/۰۰۳ b	۰/۷ ± ۰/۲۰ ab	۰/۰۸ ±۰/۰۰۳ c	۰/۰۷ ± ۰/۰۰۵ c

حروف نامتشابه نشان دهنده‌ی وجود اختلاف معنی‌دار در سطح ۵ درصد است.

نتایج آزمون مشخص نمود که میزان پرولین در برگ *H. uninervis* در تمامی فصول نسبت به ریشه به صورت معنی‌داری بیشتر بوده است ($P<۰/۰۵$) و بیشترین مقدار پرولین برگ در تابستان و کمترین آن در زمستان بود. همین طور در اندام زیر زمینی بیشترین میزان پرولین در فصل پاییز وکمترین آن در بهار مشاهده شد که دارای اختلاف معنی‌داری با سایر فصل‌ها بود ($P<۰/۰۵$) .

بحث و نتیجه‌گیری

نتایج پژوهش حاضر نشان داد که بیشترین میزان کلروفیل a به ترتیب در فصل پاییز و زمستان با ۱/۹۰ ± ۰/۰۱۳ و ۱/۸۹ ±۰/۰۰۳ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر *H. uninervis* و کمترین مقدار در فصل بهار و تابستان به ترتیب با ۹/۰۰۲ ±۱/۱۹ و ۱/۱۹ ±۰/۰۰۴ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر بود (شکل ۱) غلظت کلروفیل a در دو فصل پاییز و زمستان با دو فصل بهار و تابستان اختلاف معنی‌دار داشت ($P<۰/۰۵$) . میزان کلروفیل b و کاروتنوئید در دو فصل بهار و تابستان بیشتر از دو فصل دیگر بود (شکل‌های ۲ و ۳) و بر اساس نتایج، بین غلظت رنگیزه‌های اشاره شده در فصل سرد و گرم اختلاف معنی‌داری وجود داشت. تغییرات میزان غلظت و فعالیت رنگیزه‌های فتوسنتزی می‌تواند به دلیل تغییرات پارامترهای فیزیکی مانند دمای آب در فصل‌های مختلف سال باشد. نتایج

گلشهر در بندر عباس

پژوهش حاضر با یافته‌های Jaleel و همکاران (۲۰۰۸) و Jaleel و Azooz (۲۰۰۹) مطابقت نشان می‌دهد. نتایج تحقیقات اشاره شده حاکی از تغییر میزان رنگیزه‌ها، در اثر افزایش تنش‌های محیطی در *Catharanthus roseus* بود. یکی از دلایل کاهش فتوسنتز در گیاهان تحت تنش، بسته شدن روزنه‌ها می‌باشد. کاهش میزان رنگیزه بر اثر عوامل استرس زا به دلیل کاهش توانایی پایین فتوسنتز در گیاهان تحت تنش می‌تواند کاهش فعالیت کربوکسیلازی و همچنین فعالیت بالای کلروفیلازی را سبب شود (Stepien & Klobus, 2006; El-Aziz *et al*., 2006).

Kanagaraj & Desingh در سال ۲۰۰۷ نشان دادند که تغییر شکل و نافرم کردن سیستم lamellar کلروپلاست‌ها و همچنین کاهش فعالیت فتوسیستم‌ها، بر عملکرد فتوسنتز اثر گذار است. کاهش در محتوی کلروفیل برگ، به رنگیزه‌های کلروفیل و ناپایداری کمپلکس پروتئین رنگیزه و همچنین تداخل سنتز پروتئین‌ها و اجزای ساختاری کلروفیل‌ها نسبت داده شده است (Leviet, 1980; Megdiche *et al*., 2008). تنش‌های محیطی محرک انواع زیادی از پاسخ‌های گیاهی می‌باشد و بر تجلی ژن‌ها و متابولیسم سلولی نیز تأثیر می‌گذارند و سبب افزایش سرعت پیری برگ‌ها و پژمردگی دائمی آن‌ها می‌شود، در نتیجه رشد و بازده محصولات تغییر می‌کند و اثر منفی بر رشد گیاه و محصولات آن دارد (Reddy *et al*., 2004; Beak *et al*., 2005; Amor *et al*., 2005). وجود عوامل استرس زا علاوه بر تغییر محتوی کلروفیلی منجر به کاهش محتوی کاروتنوئیدی برگ‌ها می‌شود. کاروتنوئیدها نقش مهمی در حفاظت نوری کلروفیل و غشاهای فتوسنتز کننده کلروپلاست‌ها در مقابل آسیب‌های فتواکسیداتیو دارند. تنش‌های محیطی بسیاری از جنبه‌های فیزیولوژی و بیو شیمیایی گیاهان را تحت تأثیر قرار می‌دهند و به طور چشمگیری منجر به کاهش محصول می‌شوند (Munns, 2002; Pitman & Launchli, 2002). تنش منجر به کاهش رشد فتوسنتز، تنفس و سنتز پروتئین در گونه‌های حساس می‌شود (Milone *et al*., 2003). اثر مهم تنش در گیاهان، تولید میزان فراوان ROS از قبیل سوپر اکسید، هیدروژن پراکسید و رادیکال‌های هیدروکسیل مخصوصاً در میتوکندری ها و کلرو پلاست می‌باشد (Mittler, 2002; Masood *et al*., 2006). در گیاهان تحت تنش به علت تجمع ROS و کاهش مواد مغذی، آسیب‌های غشا سلولی و سمیت متابولیکی ایجاد می‌شود (Zhu, 2001; Cost *et al*., 2005).

نتایج تحقیق حاضر نشان داد که میزان جذب پرولین در برگ بیشتر از ریشه بود و بیشترین مقدار در برگ‌ها در دو فصل بهار با ۰/۰۰۳± ۰/۴۱ و در تابستان با ۰/۰۰۷± ۰/۴۱ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر به دست آمد. کمترین میزان پرولین در فصل پاییز و زمستان به ترتیب با ۰/۰۰۴± ۰/۳۱ و ۰/۰۰۴ ±۰/۲۱ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر ارزیابی گردید. حال آن که در ریشه این گیاه کمترین میزان پرولین در فصل بهار و تابستان با ۰/۰۰۶± ۰/۰۷ و ۰/۰۰۴± ۰/۰۸ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر به دست آمد که به طور معنی‌دار از نظر آمار کمتر از غلظت آن در فصل‌های پاییز ۰/۰۰۷ ±۰/۲۰ و زمستان ۰/۰۰۴ ± ۰/۱۲ میلی گرم در گرم وزن‌تر بود ($P< ۰/۰۵$). القای سنتز پرولین یکی از نخستین پاسخ‌های گیاه به تنش‌های محیطی محسوب می‌شود. از این رو پرولین یکی از ترکیباتی است که در گیاهان تحت تنش مورد سنجش و ارزیابی قرار می‌گیرد (Sanito & Gabbriallis, 1999). Hoque و همکاران در سال ۲۰۰۷ نشان دادند که پرولین می‌تواند رشد سلول‌های گیاه را که تحت تنش‌های اکسیداتیو کم شده است، بهبود دهد که این عمل مربوط به نقش پرولین در سیستم آنتی اکسیدانی در برابر تخریب اکسیداتیو ROS است. Jaleel و همکاران در سال ۲۰۰۸ کاهش معنی‌داری در فعالیت آنزیم‌های اکسیداز پرولین و دهیدروژناز پرولین در گروهی از گیاهان تحت تنش را گزارش کردند. استرس‌ها می‌تواند ناشی از تغییرات دمای آب به دلیل تغییرات فصلی، ورود

آلاینده‌های زیست محیطی و شکوفایی پلانکتونی باشد. بنابر این افزایش پرولین نشان دهنده‌ی نوعی واکنش به تغییرات محیطی و استرس می‌باشد. کاهش در فعالیت اکسیداز پرولین همزمان با افزایش پرولین گلوتامیل کیناز ممکن است دلیل افزایش پرولین در گیاهان تحت استرس باشد (Jaleel & Azooz, 2009).

منابع

El-Aziz, A., Nahed, G., Mazher Azz, A. M. & El-Habba,E. 2006. Effect of foliar spraying ascorbic acid on growth and chemical constituents of Khaya *senegalensis* growth under salt condition. *American- Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences*, 1(3): 207 -214.

Al-Bahrany, A.M. 1994. Influence of salinity on proline accumulation, total RNA content and some minerals (K, Na, Ca, Mg and N) in pepper (*Capsicum annum* L). *Annals of Agricultural Science*, 39:699-707.

Amor, N.B., Hamed, K.B., Ahmed, D., Grigon, C. & Chedly, A. 2005. Physiological and antioxidant responses of the potential halophyte *Chrithmum maritimum* to salinity. *Plant Science*, 168(4):889-899.

Arnon, D. l. 1949. Copper enzymes in isolated chloroplast, polyphyenol oxidase in *Beta vulgaris*. *Journal of Plant physiology*, 24:1-75.

Ashraf, M. & Foolad, M.R. 2007. Role of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, 59:206-216.

Bastes, L. S., Waldern, R. P. & Tear, I. D. 1973. Rapid determination of free proline for water stress studies. *Journal of Plant and Soil*, 39(1): 205-207.

Beak, M. L. I., Kim, J. I. I., Chang, B.Y., Kim, J.S. & Lee, I.S. 2005. Alleviation of salt stress by low does gamma-irradiation in rice. *Biologia Plantarum*, 49(2):273-276.

Cost, P., Neto, A., Bezerra, M., Prisco, T. & Filho, E. 2005. Antioxidant-enzymatic system of two Sorghum genotypes differing in salt tolerance. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 17(4):139-147.

Filippo, L., Moretti, A. & Islam, S.N. 1992. In vitro antibacterial activity of volatile oil of *Nigella sativa* seeds. Against multiple isolates of *Shigella* sp. Isolates *Vibrio cholera* and *Escherichia coli*. *Phytotherapy Research*, 6(3):137-140.

Garratt, L. C., Janagoudr, B. S., Lowe,K. C., Anthony, P., Power, J. B. & Davey, M. R. 2002. Salinity tolerance and antioxidant status in cotton cultures, free radical. *Biomedicine Central*, 33(4):502-511.

Hellman, H., Funk, D., Rentsch, D. & Frommer, W. B. 2000. Hypersensitivity of an *Arabidopsis sugar* signaling mutant toward exogenous proline application.*plant physiology*, 123:779-790.

Hoque, M.A., AkhterBanu, M. N., Okuma, E., Amako, K., Nakamura, Y., Shimoishi, Y. & Murata, Y. 2007. Exogenus proline and glycine betaine increase NaCl- induced ascorbate-glutathione cycle enzyme activities, and proline suspension-cultured cells. *Journal of Plant physiology*, 164(11): 1457-1468.

Jaleel, C. A., Gopi, R. & Manivannan, P. 2007. Antioxidative potentials as a protective mechanism in *Catharanthus roseus*(L.)G. Don.plants under salinity stress. *Turkish Journal of Botany*, 31:245-252.

Jaleel, C. A., Gopi, R., Manivannan, P. & Panneerselvam, R. 2008. Calcium chloride effect on metabolism of *Discorea retundata* exposed to sodium chloride induced salt stress. *Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica*, 54(1): 63-67.

Jaleel, C. A. & Azooz, M. M. 2009. Exogenous calcium alters pigment composition, γ-glutamyl kinase and proline oxidase activities in salt-stressed *withania somnifera*. *Journal of Plant Omics*, 2(2):85-90.

Desingh, R. & Kanagaraj, G. 2007. Influence of salinity stress on photosynthesis and antioxidative systems in two cotton varieties. *General and Applied Plant Physiology*, 33 (3-4): 221-234.

Krik, J. T.O. & Allen, R.L. 1956. Dependence of chloroplast pigment synthesis on protein synthesis: effect of actidione. *Biochemical Biophysical Research Communication*, 21:525-530.

Larkum, A.W.D., McComb, A.J. & Shephered, S.A. 1989. Biology of sea grasses. A Treatise on the Biology of Sea grasses with Special Reference to the Australian Region. Aquatic Plant Studies 2. Elsevier. New

salt and water stress. *Plant, Cell & Environment*, 25:239-250.

Pitman, M.G. & Läuchli, A. 2002. Global impact of salinity and agricultural ecosystem. In: Läuchli, A., Lüttge, U. (Eds.) Salinity: Environment—Plants—Molecules. Dodrecht, Kluwer Academic. Netherlands.

Reddy, A.R., Chatitanya, K.V. & Munusamy, V. 2004. Drought-induced responses of photosynthesis and antioxidant metabolism in higher plant. *Journal of Plant Physiology*, 161(11):1189-1202.

Sanità di Toppi, L. & Gabrielli, R. 1999. Response to cadmium in higher plants. *Environmental and Experimental Botany*, 41: 105–130

Siriporandulsil, S., Traina, S., Deshpal, S. & Richard, T. 2002. Molecular mechanisms of proline –mediated tolerance to toxin heavy metal in transgenic microalgae. *Journal of Plant Cell*, 14:2837-2847.

Smirnoff, N., Conklin, P. & Richard, T. 2001. Molecular mechanism of proline- mediated tolerance to toxic heavy metals in transgenic microalgae. *Journal of Plant Cell*, 14:2837-2847.

Stepien, P. & Klobus, G. 2006. Water relation and photosynthesis in *Cucumis sativus* L. leaves under salt stress. *Biologica Plantarum*, 50(40):610-616.

Zhu, J. k. 2001. Plant salt tolerance. *Journal of Trends in Plant Science*, 6:66-71.

York.

Larkum, A.W.D., Orth. J. R. & Duatre, C.M. (Eds.) 2006. Sea grass: biology, ecology and conservation. Springer. USA.

Leviet, J. 1980. Responses of plants to environmental stress. *journal of Ecology*, 70:696-697.

Mansour, M. M. F., salama, K. H. A., Ali, F. Z. M. & Abouhadid, A. F. 2005. Cell and plant response to NaCl in *Zea mays* L. Cultivars differing in salt tolerance. *General and Applied Plant Physiology*, 31:29-41.

Masood, A., Shah, N.A., Zeeshan, M. & Abraham, G. 2006. Differential response of antioxidant enzymes to salinity stress in two varieties of *Azolla* (*Azolla Pinnata* and *Azolla tilieuloides*). *Environmental and Experimental Botany*, 58:216-222.

Megdiche, W., Hessini, K., Gharbi, F., AbduleJaleel, C., Kasouri, R. & Abdelly, C. 2008. Photosynthesis, photosystem II efficiency of tow salt-adapted halophytic seashore *Cakile maritime* ecotypes. *Photosynthetica*, 46(3):410-419.

Milone, M.T., Sgherri, C.,Clijsters, H. & Navari-Izzo, F. 2003. Antioxidative responses of wheat treated with realistic concentration of cadmium. *Environmental and Experimental Botany*, 50:265-276.

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

Munns, R. 2002. Comparative physiology of