بررسی اثر تنش شوری بر رشد، پراکسیداسیون لیپیدها، زیمایه های پاداکساینده و فیکوبیلی پروتئین ها در دو گونه نوستوک

مریم رضاییان[۱]، محمدعلی فرامرزی[۲]، وحید نیکنام[۱*] و حسن ابراهیم زاده[۱]

[۱] **تهران، دانشگاه تهران، پردیس علوم، دانشکده زیست شناسی و قطب تبارزائی موجودات زنده ایران**

[۲] **تهران، دانشگاه تهران، دانشکده داروسازی، گروه بیوتکنولوژی دارویی**

تاریخ دریافت: ۹۳/۸/۲۶ تاریخ پذیرش: ۹۳/۱۰/۲۷

چکیده

در این پژوهش، اثر تنش شوری بر رشد و برخی پارامترهای مرتبط با تنش اکسایشی در آخر مرحله لگاریتمی رشد *Nostoc ellipsosporum* و *Nostoc piscinale* مورد بررسی قرارگرفت. بر اساس نتایج رشد این دو گونه سیانوباکتری با افزایش غلظت شوری افزایش می‌یابد. این دو گونه به منظور کاهش اثرات مخرب انواع فعال اکسیژن از زیمایه‌های پاداکساینده مانند CAT، SOD، POX و PPO استفاده می‌کنند و با افزایش شوری فعالیت این زیمایه‌ها افزایش می‌یابد. بالاتر بودن محتوای ذاتی پرولین در *N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* می تواند یکی از عوامل تحمل بالاتر گونه اول نسبت به شوری باشد. مالون دی آلدئید(MDA) در *N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* در شرایط شاهد و در تمام سطوح شوری کمتر است. به علاوه محتوای تمام فیکوبیلی پروتئین‌های مورد مطالعه در یاخته های*N. ellipsosporum* نسبت به گونه دیگر بالاتر بوده و تحت تنش شوری افزایش معنی دار و قابل ملاحظه را نشان می دهد. فیکوبیلی پروتئین ها می توانند به عنوان پادکساینده های غیر زیمایه ای در کنار زیمایه های پاداکساینده عامل مقاومت بیشتر *N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* باشند. نسبت مجموع فیکواریترین و فیکوسیانین به آلوفیکوسیانین نیز به عنوان شاخص اندازه فیکوبیلی زوم مورد محاسبه قرار گرفت. اندازه فیکوبیلی زوم تحت تنش شوری در هر دو گونه افزایش می یابد ولی این افزایش در *N. ellipsosporum* نسبت به گونه دیگر بیشتر است. می توان نتیجه گیری کرد که این سبانوباکتری با افزایش اندازه فیکو بیلی زوم و افزایش کارائی انتقال انرژی نورانی با تنش شوری مقابله می کند.

واژه های کلیدی: شوری، سیانوباکتری، زیمایه های پاداکساینده، فیکوبیلی پروتئین ها، *Nostoc*

* نویسنده مسئول، تلفن: ۰۲۱۶۱۱۱۳۶۳۷ ، پست الکترونیکی: vniknam@khayam.ut.ac.ir

مقدمه

تنش شوری از مهمترین تنش‌های غیرزیستی است که اثرات زیانباری برمحصولات کشاورزی به خصوص در مناطق خشک و نیمه خشک دارد و رشد و نمو گیاهان غیرهالوفیت را کاهش می‌دهد. وسعت خاک های شور در ایران حدود ۲۴ میلیون هکتار است که معادل ۱۵ درصد از اراضی کشور می‌باشد. امروزه ۲۰ درصد از زمین‌های کشت داده شده در جهان و نزدیک به نیمی از همه زمین-های آبیاری شده تحت تاثیر تنش قرار می‌گیرند(۳۳). همچنین تنش شوری روی رشد سیانوباکتری ها نیز تاثیر می گذارد (۲۱).

سیانوباکتری‌ها اولین پروکاریوت‌های فتوسنتزی هستند که در دوره پرکامبرین، حدود ۲/۸ تا ۳/۵ میلیارد سال قبل بوجود آمده‌اند و شرایط را برای حیات هوازی مساعد کرده‌اند (۲۸). سیانوباکتری ها تولید کننده های اصلی در

بوم سازگانهای آبی و خشکی می باشند و فراورده های مختلفی که ارزش دارویی و صنعتی دارند را تولید می کنند (۱۲،۸). به علاوه، سیانوباکتری ها توانایی تثبیت نیتروژن اتمسفر را نیز دارند و باعث حاصلخیزی مزارع برنج می شوند (۲۸) وبا تغییرات فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و مولکولی باعث حفظ و بقای خود در برابر تنش های زیستی و غیر زیستی می شوند (۲۹).

تنش‌های غیرزیستی منجر به تولید انواع فعال اکسیژن (ROS) می‌شوند. این ترکیبات احیاکننده‌گی و سمیت بالایی دارند و باعث آسیب رساندن به پروتئین‌ها، لیپیدها، کربوهیدرات ها و DNA می‌شوند. انواع فعال اکسیژن همچنین بر بیان برخی از ژن‌ها تاثیر می‌گذارد. بنابراین فرایندهایی مثل رشد، چرخه سلولی، مرگ برنامه ریزی شده (PCD) و دفاع در برابر عوامل بیماری زا را کنترل می نماید (۳۰). زیمایه های پاداکساینده با جاروب کردن این ترکیبات اثرات سمی آنها را کاهش می دهند.

فیکوبیلی پروتئین ها (PBP) ترکیباتی محلول در آب می باشند. این ترکیبات سمی و سرطان زا نیستند و بعنوان رنگیزه های طبیعی اهمیت بسیاری دارند (۹). فیکوسیانین ها (PC) به دلیل داشتن خصوصیات زیست شناختی و فارماکولوژیکی مختلف از جمله جاروب کردن انواع فعال اکسیژن، خاصیت ضد سرطانی و خواص ضد التهابی بیشترین اهمیت را دارند. برخی از گزارش ها حاکی از نقش این ترکیبات به عنوان پاداکساینده های غیر زیمایه ای نیز هستند (۲۷).

در این پژوهش اثر غلظت های مختلف شوری NaCl بر رشد و برخی پارامترهای فیزیولوژیکی و بیوشیمیائی مانند زیمایه های پاداکساینده و محتوای فیکوبیلی پروتئین ها در یاخته های*Nostoc ellipsosporum* و *Nostoc piscinale* در مرحله لگاریتمی رشد برای اولین بار مورد مطالعه قرار گرفته و گزارش می شود.

مواد و روشها

گونه‌های استفاده شده در این پژوهش (*Nostoc ellipsosporum* و *Nostoc piscinale*) از کلکسیون ریزجلبک ها در گروه بیوتکنولوژی دارویی، دانشکده داروسازی، دانشگاه علوم پزشکی تهران تهیه شد. این دو گونه در تحقیقات اخیر گروه مذکور، از خاک ایران مورد جداسازی، خالص سازی و شناسایی قرارگرفته اند(۲۲،۱۶). به منظور بررسی اثر تنش شوری بر رشد و دیگر پارامترهای بیوشیمیائی و فیزیولوژیکی اقدام به تهیه محیط کشت BG-11 و محلول‌های NaCl با غلظت‌های مختلف، ۰، ۵۰، ۱۰۰، ۱۵۰، ۲۰۰ و ۲۵۰ میلی مولار گردید. برای کشت دادن جلبک‌ها از ارلن‌های ۲۵۰ میلی لیتری استفاده شد که به هر ارلن بعد از سترون شدن توسط اتوکلاو ۴۵ میلی لیتر محیط کشت BG-11 و ۵ میلی لیتر محلول نمک (NaCl) اضافه شد. به منظور کشت مقدار برابر جلبک در هر ارلن مجددا از روش Cell pack valume استفاده شد. برای هر دو گونه نوستوک از این روش استفاده شد و بعد از کشت دادن تمام ارلن ها به دستگاه فیتوترون منتقل شدند که در این دستگاه تمام شرایط از جمله رطوبت نسبی، دما و شدت نور یکسان بود. دمای فیتوترون۱±۲۵ سانتی گراد و شدت نور 3000 Lux بوده است. سیانوباکتری‌های کشت داده شده بعد از ۹ روز (آخر مرحله لگاریتمی) به منظور سنجش پارامترهای فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی مختلف جمع آوری شد.

به منظور اندازه گیری وزن خشک، ابتدا سلول‌ها به کمک کاغذ صافی از محیط کشت جدا شده و سپس به منظور جدا کردن نمک ازسلول‌ها، آن‌ها با محلول نرمال NaCl (۰/۰۹٪) شستشو داده شدند. به منظور محاسبه وزن خشک کاغذ صافی‌ها به مدت ۴ ساعت در دمای ۶۰ درجه سانتی-گراد در آون قرار داده شدند. اطمینان از خشک شدن سیانوباکتری ها به وسیله توزین مکرر این سیانوباکتری ها

به مدت ۲ بار با فواصل یک ساعت (پس از ۴ ساعت) حاصل گردید(۱۷).

استخراج و سنجش پرولین آزاد: به منظور استخراج و سنجش مقدار پرولین آزاد موجود در نمونه‌ها، از روش Bates et al. (1973) استفاده گردید(۷). بدین منظور میزان ۱ گرم از زیتوده تر جلبک برداشته شد و توسط ۴ میلی لیتر محلول سولفوسالیسیلیک اسید ۳٪ در یک هاون چینی ریخته شد. دیوارهٔ سلولی هر دوگونه *نوستوک* مورد بررسی نسبت به سائیدن مقاوم بودند. از این رو، دیوارهٔ سلولی در *N. ellipsosporum* با امواج فراصوت به مدت ۱۰ دقیقه (۵ ثانیه پالس، ۵ ثانیه استراحت) شکسته شد اما برای پاره کردن دیوارهٔ سلولی *N. piscinale* از دو روش انجماد وامواج فرا صوت استفاده شد. ابتدا یک گرم بافت تر به همراه ۴ میلی لیتر بافر استخراج را به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۷۰- قرار داده تا کاملا یخ بزند سپس با امواج فرا صوت به مدت ۲۰ دقیقه (۵ ثانیه پالس، ۵ ثانیه استراحت) دیوارهٔ سلولی شکسته شد. به منظور برداشت مواد اضافه، محلول حاصل به مدت ۲۰ دقیقه با سرعت ۱۳۰۰۰ دور بر دقیقه (rpm) سانتریفوژ شد. سپس ۱ میلی لیتر از روشناور حاصل با ۲ میلی لیتر استیک اسید گلاسیال و ۲ میلی لیتر اسید نین هیدرین (شامل ۱/۲۵ میلی گرم نین هیدرین حل شده در ۲۰ میلی لیتر اسید فسفریک ۶ مولار و ۳۰ میلی لیتر استیک اسید گلاسیال) و ۱ میلی لیتر آب مقطر به مدت ۱ ساعت در دمای ۱۰۰ درجه سانتیگراد قرار داده شد و بلافاصله به حمام یخ منتقل شد. در نهایت به محلول واکنش ۴ میلی لیتر تولوئن اضافه شد و جذب محلول (فاز رنگی) در ۵۲۰ نانومتر اندازه گیری شد. در نهایت میزان پرولین بر حسب میکروگرم پرولین به ازای گرم وزن تر محاسبه گردید.

سنجش میزان پراکسیداسیون لیپیدها: به منظور سنجش میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء بر اساس میزان مالون دی آلدهید (MDA) تولیدشده، از روش Heath and Packer (1968) استفاده شد(۱۳). بدین منظور مقدار ۱ گرم جلبک تر از *N. ellipsospurum* توسط ۱/۵میلی لیتر TCA (تری‌کلرواستیک اسید) ۰/۰۱ درصد و همچنین ۲ گرم زیتوده تر از *N. piscinale* توسط ۲ میلی لیتر TCA، ۰/۰۱ درصد استخراج شد. سپس عصاره بدست آمده به مدت ۱۰ دقیقه در rpm ۱۳۰۰۰ سانتریفوژشد. در مرحله بعدی به ۰/۵ میلی لیتر از محلول حاصل از سانتریفوژ مقدار ۱ میلی لیتر محلول ۲۰ درصد TCA حاوی ۰/۵ درصد تیو باربیتوریک اسید اضافه شد. سپس مخلوط حاصل به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۹۵ درجه سانتیگراد حمام آب گرم قرار داده شد و سپس نمونه ها به سرعت سرد گردید. بعد از این مراحل مخلوط حاصل به مدت ۱۰ دقیقه در دمای محیط و دور rpm ۱۳۰۰۰ سانتریفوژ شد. در نهایت جذب محلول رویی حاصل از سانتریفوژ در طول موج‌های ۵۳۲ و۶۰۰ نانومتر اندازه گیری شد و در نهایت مقدار مالون دی آلدهید (با ضریب خاموشی ۱۵۵ میلی مول بر سانتی متر) که محصول پراکسیداسیون لیپیدهاست، براساس نانومول در گرم وزن تر محاسبه گردید.

کاتالاز (CAT): به منظور بررسی فعالیت کاتالاز از روش Aebi (1984) استفاده شد(۵). بدین منظور ۶۲۵ میکرولیتر بافر پتاسیم فسفات ۵۰ میلی مولار را همراه با ۷۵ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۳ درصد و۱۰ میکرولیتر بافر Tris-HClرا به یک کووت کوارتز اضافه شد و به وسیله آن جهت هضم تدریجی، دستگاه اسپکتروفتومتر در مد Kinetic در طول موج ۲۴۰ نانومتر صفر گردید و سپس برای اندازه گیری فعالیت کاتالاز، ۱۰ میکرولیتر عصاره زیمایه استخراج شده برای هر گونه نوستوک را به جای ۱۰ میکرولیتر بافر Tris-HCl به کووت اضافه شد و در مدت ۱۸۰ ثانیه فعالیت کاتالاز بر حسب ΔAbs/min ترسیم شد. در نهایت فعالیت آنزیمی بر حسب واحد زیمایه‌ای میلی گرم پروتئین(Unit mg^{-1} protein) گزارش شد.

پراکسیداز (POX): فعالیت این زیمایه به روش (1991) Abeles و Biles اندازه گیری شد (۳). ابتدا ۲ میلی لیتر بافر استات سدیم ۲۰۰ میلی مولار با pH=5 را همراه با ۲۰۰ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۳ درصد و ۱۰۰ میکرولیتر بنزیدین ۲۰ میلی مولار در متانول ۵۰ درصد و ۵۰ میکرولیتر بافر Tris-HCl به یک کووت شیشه ای اضافه شد و به وسیله آن، دستگاه اسپکتروفتومتر در مد Kinetic در طول موج ۵۳۰ نانومتر صفر شد و سپس برای اندازه گیری فعالیت پراکسیداز، ۵۰ میکرولیتر عصاره زیمایه استخراج شده برای هر گونه نوستوک به جای ۵۰ میکرولیتر بافر Tris-HCl به کووت اضافه شد و در مدت ۶۰ ثانیه فعالیت پراکسیداز بر حسب ΔAbs/min ترسیم شد. در نهایت فعالیت آنزیمی بر حسب واحد زیمایه ای درمیلی گرم پروتئین (Unit mg^{-1} protein) محاسبه گردید.

پلی فنل اکسیداز (PPO): فعالیت این زیمایه به روش Raymond et al. (1993)اندازه گیری شد(۲۶). ابتدا ۲/۵ میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم با pH=6.8 که دمای آن ۴۰ درجه سانتی گراد می‌باشد به همراه با ۲۰۰ میکرولیتر پیروگالول و۲۰ میکرولیتر بافر Tris-HCl به یک کووت شیشه ای اضافه شد و به وسیله آن، دستگاه اسپکتروفتومتر در مد Kinitic در طول موج ۴۳۰ نانومتر صفر شد و سپس برای اندازه گیری فعالیت پلی فنل اکسیداز، ۲۰ میکرولیتر عصاره زیمایه استخراج شده برای هرگونه نوستوک به جای ۲۰ میکرولیتر بافر Tris-HCl به کووت اضافه شد و در مدت ۶۰ ثانیه فعالیت پلی فنل اکسیداز بر حسب Abs/min ترسیم شد. در نهایت فعالیت آنزیمی بر حسب واحد زیمایه ای در میلی گرم پروتئین(Unit mg^{-1} protein) گزارش شد.

سوپر اکسید دیسموتاز (SOD): فعالیت این زیمایه با قابلیت آن در بازدارندگی واکنش احیایی فتوشیمیایی نیتروبلو تترازولیوم (NBT) تعیین گردید. محلول واکنش بر اساس سنجش فعالیت زیمایه در محیط محتوی بافر فسفات mM 50 با pH=۷/۵ ،متیونین mM ۱۳، mM Na-EDTA ۰/۱، نیتروبلو تترازولیوم (NBT) μM ۷۵، ریبوفلاوین μM ۷۵ و مقدار ۱۰۰ میکرولیتر از عصاره می باشد . این روش بر اساس تبدیل NBT به فورمازان در حضور نور و تشکیل رنگ می باشد. در صورتی که زیمایه سوپراکسید دیسموتاز در محیط وجود داشته باشد، از انجام واکنش مذکور ممانعت کرده و تشکیل و ظهور رنگ را کاهش می دهد. پس از ۱۲ دقیقه جذب آنها توسط دستگاه اسپکتروفتومتر و طول موج ۵۶۰ نانومتر خوانده شد(۱۱).

سنجش فیکوبیلی پروتئین ها: برای سنجش فیکوبیلی-پروتئین‌ها از روش Wyman و Fay (۱۹۸۶) استفاده شد (۳۲). یک میلی لیتر از سوسپانسیون نوستوک کاملا همگن شده، به مدت ۵ تا ۱۰ دقیقه سانتریفوژ شد و بخش رویی خارج شد. روی ته نشست باقیمانده ۶۰ تا ۱۵۰ میکرولیتر گلیسرول خالص اضافه شد و مخلوط به مدت ۲۴ ساعت در تاریکی و در دمای ۴ درجه سانتیگراد قرار گرفت. سپس به مخلوط مقداری آب مقطر اضافه شد تا غلظت گلیسرول ۱۰ درصد گردد. این عمل باعث شوک اسمزی شده، سلول‌ها ترکیده و فیکوبیلی‌پروتئین‌ها آزاد می‌شوند. به محلول حاصل استات سدیم به مقداری افزوده تا غلظت آن در محلول ۲۰۰ میلی مولار شود. مخلوط حاصل به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفوژ شد و جذب بخش رویی را در طول موج های ۵۶۲، ۶۱۵، ۶۵۲ و ۷۵۰ نانومتر اندازه گیری شد. غلظت فیکوبیلی‌پروتئین‌ها با استفاده از فرمول‌های زیر بر حسب میکروگرم بر میلی لیتر محاسبه شد.

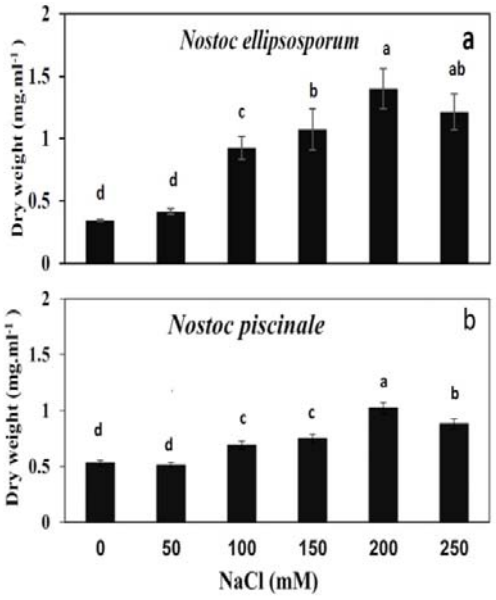
$$AP = [1000\times (A_{652}-A_{750})-208\times(A_{615}-A_{750})]/5.09$$

$$PC = [1000\times (A_{615}-A_{750})-474\times(A_{652}-A_{750})]/5.34$$

$$PE = [1000\times (A_{562}-A_{750})-2.41\times(PC)-0.949\times(AP)]/9.62$$

آنالیزهای آماری: تمام آزمایش های این پژوهش در قالب طرح کاملا تصادفی با ۴ تکرار انجام شد. داده‌های حاصل از بررسی‌ها بوسیله نرم افزار آماری SPSS (نسخه ۲۱) مورد تجزیه وتحلیل قرار گرفت. مقایسه میانگین داده‌ها در

سطح خطای ۵ ٪ (P <٪۵) با آزمون دانکن (DMRT) انجام شد.



شکل ۱- اثر تنش NaCl بر وزن خشک دو گونه نوستوک در انتهای مرحله لگاریتمی رشد (مقادیر میانگین سه تکرار ± انحراف معیار است. مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن انجام شد و حروف مشترک بیانگر عدم اختلاف معنی دار ($P\leq0.05$) می باشد).

نتایج

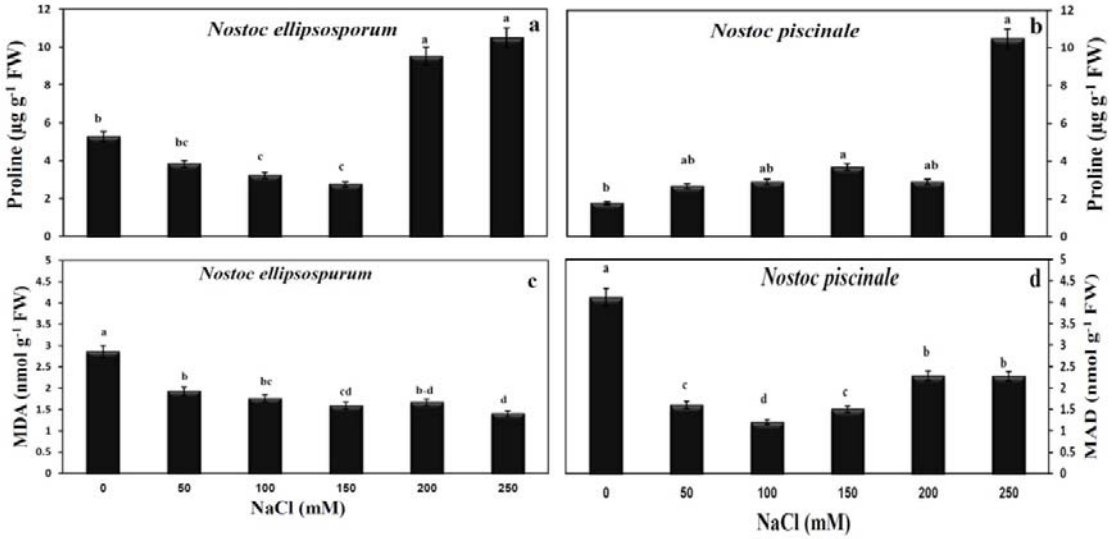
در *N. ellipsosporum* با افزایش تنش شوری، وزن خشک که معیار اصلی رشد است افزایش می‌یابد و تفاوت معنی داری را در مقایسه با شاهد نشان می‌دهد. روند این تغییرات تا غلظت ۲۰۰ میلی مولار صعودی است و بعد از آن روند نزولی می‌باشد. رشد در *N. piscinale* نیز با افزایش غلظت نمک افزایش معنی دار می‌یابد و این روند تغییرات تا غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار افزایشی است و بعد از آن روند تغییر رشد نزولی است و در واقع می توان بیان کرد که بیشترین میزان رشد در هر دو گونه در غلظت ۲۰۰ میلی‌مولار حاصل می‌شود. روند تغییرات رشدی در دو گونه سیانوباکتری مورد مطالعه مشابه می‌باشد و هر دو گونه در غلظت ۲۰۰ میلی مولار نمک بیشترین میزان رشد را نشان می‌دهند. با اینحال میزان افزایش رشد در *N. ellipsosporum* نسبت به گونه دیگر بیشتر است (شکل۱ ،a و b).

مطالعه تغییرات پرولین در دو گونه نوستوک حاکی از کاهش محتوای پرولین در *N. ellipsosporum* تا ۱۵۰ میلی مولار نمک و سپس افزایش معنی دار به سطحی بالاتر از شاهد در شوری ۲۰۰ و ۲۵۰ میلی مولار نمک است. افزایش پرولین در گونه *N. piscinale* در مقایسه با گونه اول کمتر است و تنها افزایش معنی دار در محتوای پرولین در غلظت ۲۵۰ میلی مولار نمک مشاهده می شود (شکل۲ ،a و b). بررسی روند تغییرات مالون دی آلدئید(MDA) در دو گونه نوستوک نشان می دهد که با افزایش تنش شوری محتوای مالون دی آلدئید در هر دو گونه روند کاهشی دارد ولی این کاهش در *N. ellipsosporum* نسبت به گونه دوم بیشتر و چشمگیر تر است که می تواند نشان از موثر بودن سیستم پاداکسایندگی در گونه اول باشد (شکل ۲، c و d).

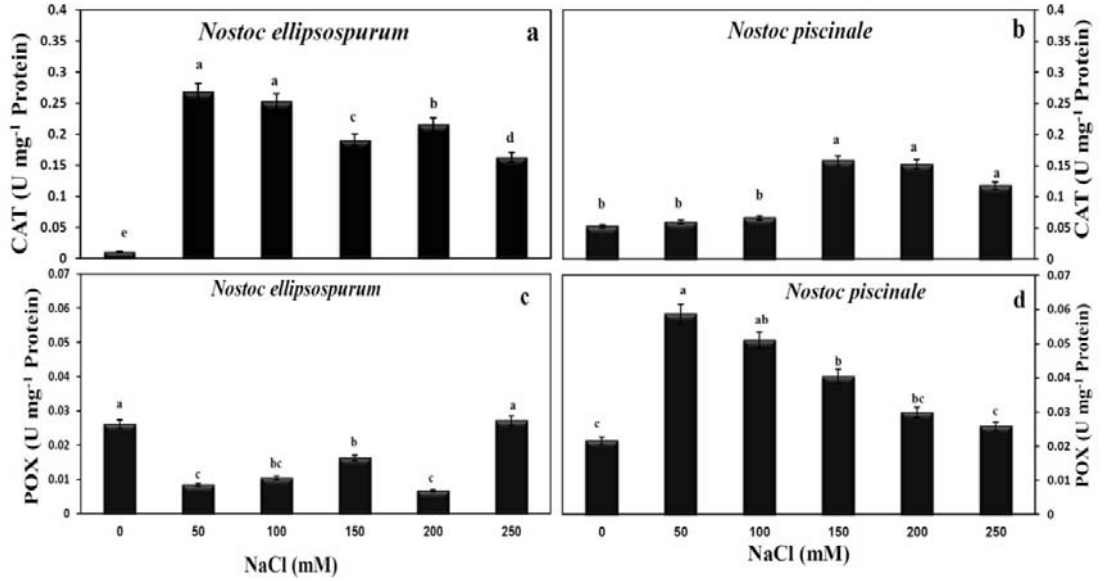
بررسی اثر تنش شوری بر فعالیت زیمایه کاتالاز در *N. ellipsosporum* نشان می‌دهد، که فعالیت این زیمایه در تمام تیمارهای مورد مطالعه نسبت به شاهد افزایش معنی-داری را نشان می‌دهد و بیشترین فعالیت این زیمایه در غلظت ۵۰ میلی مولار وجود دارد. بر اساس نتایج حاصل از بررسی اثر تنش شوری بر فعالیت زیمایه کاتالاز در *N. piscinale* ، در تمام تیمارهای مورد مطالعه فعالیت این زیمایه نسبت به شاهد افزایش می‌یابد و تفاوت معنی‌داری را با شاهد نشان می‌دهد و همچنین بیشترین فعالیت این زیمایه در غلظت های ۱۵۰ و ۲۰۰ میلی مولار می‌باشد (شکل ۳، a و b). لازم به ذکر است که میزان افزایش فعالیت CAT در در *N. ellipsosporum* نسبت به گونه دیگر بیشتر و چشمگیر تر است.

نتایج حاصل از بررسی اثر تنش شوری بر فعالیت زیمایه پراکسیداز در *N. ellipsosporum* کاهش معنی‌داری را نسبت به شاهد نشان می‌دهد. اما فعالیت زیمایه پراکسیداز

در *N. piscinale* نسبت به شاهد بصورت معنی داری افزایش می یابد و همچنین بیشترین فعالیت این زیمایه در غلظت ۵۰ میلی مولار قابل اندازه گیری است (شکل ۳، c و d).



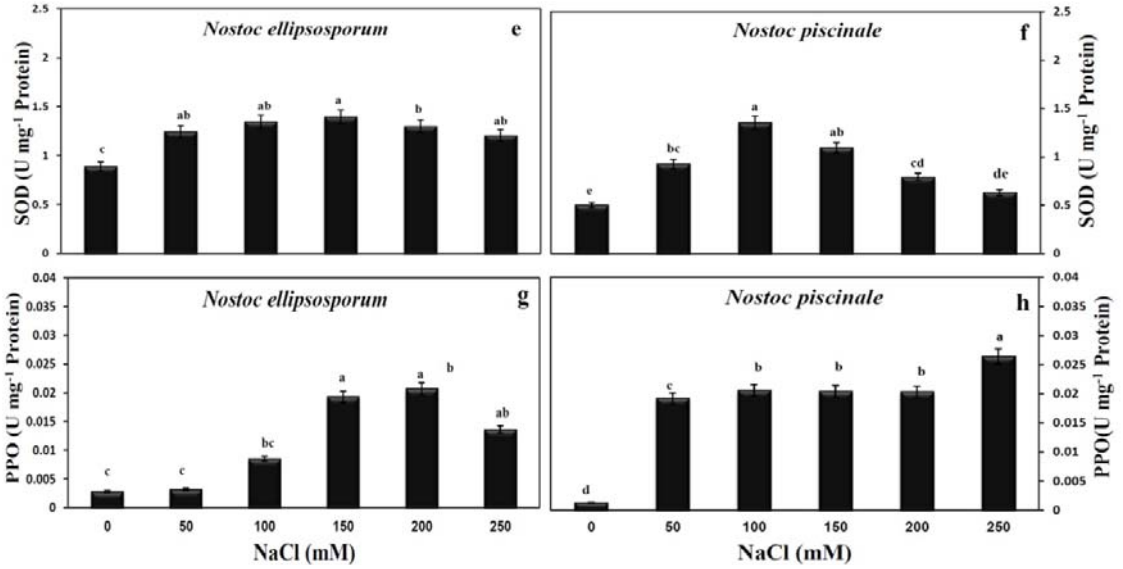
شکل ۲-اثر تنش NaCl بر محتوای پرولین و مالون دی آلدئید در دو گونه نوستوک در انتهای مرحله لگاریتمی رشد (مقادیر میانگین سه تکرار ± انحراف معیار است. مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن انجام شد و حروف مشترک بیانگر عدم اختلاف معنی دار ($P\leq0.05$) می باشد).



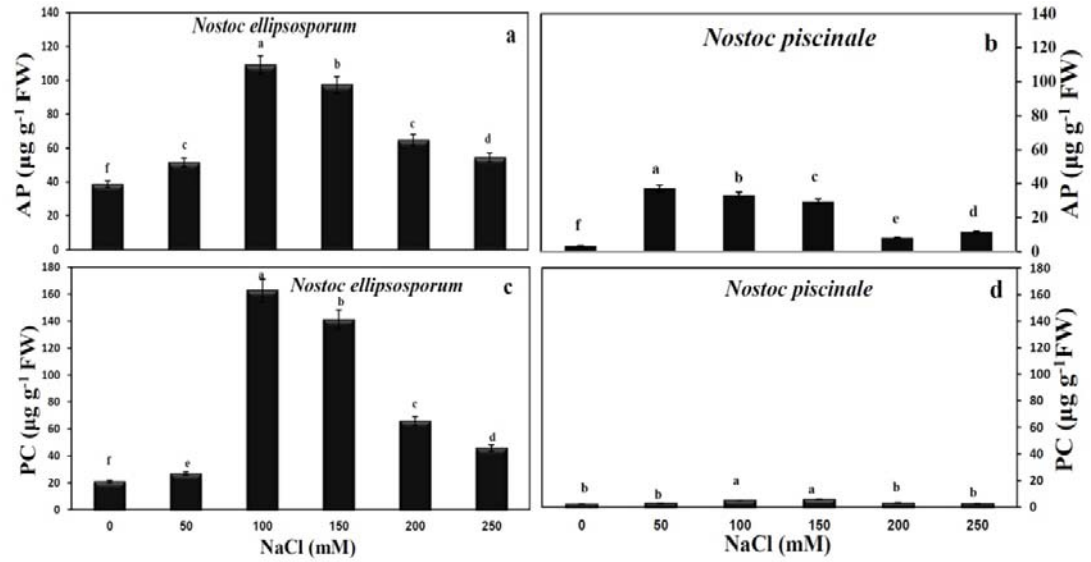
شکل۳-اثر تنش NaCl بر فعالیت زیمایه های کاتالاز(CAT) و پراکسیداز(POX) در دو گونه نوستوک در انتهای مرحله لگاریتمی رشد (مقادیر میانگین سه تکرار ± انحراف معیار است. مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن انجام شد و حروف مشترک بیانگر عدم اختلاف معنی دار ($P\leq0.05$) می باشد).

در تمام تیمارها فعالیت زیمایه سوپراکسیددیسموتاز در *N. ellipsosporum* افزایش معنی داری را نسبت به شاهد نشان می‌دهد و این روند تغییرات تا غلظت ۱۵۰ میلی مولار کاملا افزایشی است و همچنین بیشترین میزان فعالیت این زیمایه در این غلظت وجود دارد. فعالیت این زیمایه در*N. piscinale* نیز تقریباً در تمام تیمارهای مورد

مطالعه نسبت به شاهد افزایش معنی داری را نشان می‌دهد و همچنین بیشترین فعالیت این زیمایه در تیمار ۱۰۰ میلی مولار قابل تشخیص است(شکل ۴، a و b).



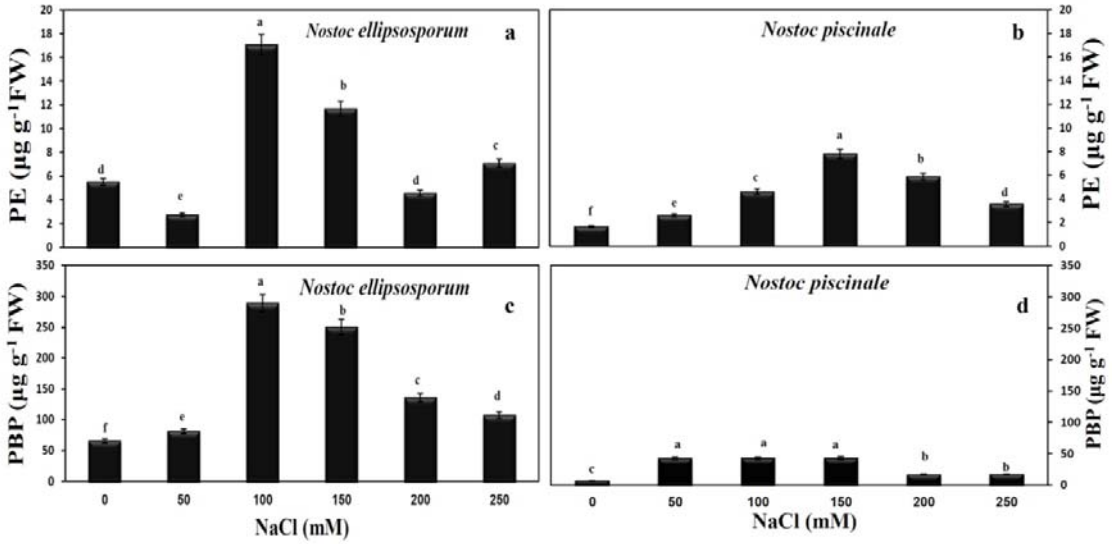
شکل۴-اثر تنش NaCl بر فعالیت زیمایه های سوپراکسید دیسموتاز(SOD) و پلی فنل اکسیداز(PPO) در دو گونه نوستوک در انتهای مرحله لگاریتمی رشد (مقادیر میانگین سه تکرار ± انحراف معیار است. مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن انجام شد و حروف مشترک بیانگر عدم اختلاف معنی دار ($P\leq0.05$) می باشد).



شکل۵-اثر تنش NaCl بر محتوای آلوفیکوسیانین(AP) و فیکوسیانین(PC) در دو گونه نوستوک در انتهای مرحله لگاریتمی رشد (مقادیر میانگین سه تکرار ± انحراف معیار است. مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن انجام شد و حروف مشترک بیانگر عدم اختلاف معنی دار ($P\leq0.05$) می باشد).

فعالیت زیمایه پلی‌فنل‌اکسیداز در *N. ellipsosporum* تحت تاثیر تنش شوری نسبت به شاهد افزایش معنی‌داری را نشان می‌دهد و این روند تغییرات تا غلظت ۲۰۰ میلی مولار کاملا صعودی است و بیشترین میزان فعالیت این زیمایه غلظت ۲۰۰ میلی مولار نشان می‌دهد. و همچنین در *N. piscinale* با افزایش تنش شوری فعالیت زیمایه پلی‌فنل

اکسیداز افزایش معنی‌داری را نسبت به شاهد نشان می‌دهد و بیشترین فعالیت این زیمایه در غلظت ۲۵۰ میلی مولار وجود دارد(شکل ۴، c و d). بااینحال لازم به ذکر است که افزایش فعالیت این آنزیم در *N. ellipsosporum* کاملاً وابسته به غلظت است.



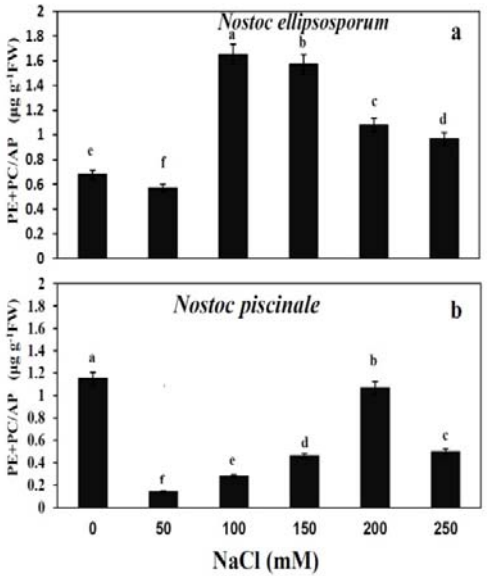
شکل۶-اثر تنش NaCl بر محتوای فیکواریترین(PE) و فیکوبیلی پروتئین(PBP) در دو گونه نوستوک در انتهای مرحله لگاریتمی رشد (مقادیر میانگین سه تکرار ± انحراف معیار است. مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن انجام شد و حروف مشترک بیانگر عدم اختلاف معنی دار ($P\leq0.05$) می باشد).

نتایج حاصل از بررسی اثر تنش شوری بر محتوای آلوفیکوسیانین در گونه *N. ellipsosporum* نشان می‌دهد، که محتوای آلوفیکوسیانین در تمام تیمارها نسبت به شاهد افزایش معنی‌داری را نشان می‌دهد و بیشترین میزان آن در غلظت ۱۰۰ میلی مولار می‌باشد. همچنین محتوای آلوفیکوسیانین نیز در*N. piscinale* نسبت به شاهد افزایش معنی‌داری را نشان می‌دهد و بیشترین میزان آن در تیمار ۵۰ میلی مولار وجود دارد(شکل ۵، a و b). محتوای فیکوسیانین تحت تاثیر تنش شوری در *N. ellipsosporum* نیزافزایش معنی‌داری را نشان می‌دهد و بیشترین میزان آن در غلظت ۱۰۰ میلی مولار وجود دارد. و همچنین مشابه با گونه قبلی محتوای فیکوسیانین در *N. piscinale* نسبت به شاهد بصورت معنی دار افزایش می یابد و همچنین بیشترین میزان آن در غلظت ۱۵۰ میلی مولار وجود دارد (شکل ۵، c و d). توجه به نتایج نشان می دهد که تاثیر تنش شوری بر این دو رنگیزه زیستی در*N. piscinale* بسیار کمتر از گونه دیگر است.

محتوای فیکواریترین در تیمارهای ۱۰۰ ،۱۵۰ و۲۵۰ میلی مولار در *N. ellipsosporum* نسبت به شاهد افزایش معنی داری را نشان می‌دهد اما در تیمارهای ۵۰ و۲۰۰ میلی مولار نسبت به شاهد کاهش معنی‌داری را نشان می‌دهد. اما در حالی که محتوای فیکواریترین در *N. piscinale* تحت تاثیر تنش شوری افزایش می یابد. محتوای فیکوبیلی پروتئین در هر دو گونه سیانوباکتری نسبت به شاهد افزایش معنی داری را نشان می دهد(شکل ۶، a و b). مشابه نتایج حاصل از دو رنگیزه قبلی توجه به نتایج نشان می دهد که تاثیر تنش شوری بر این دو رنگیزه زیستی در *N. piscinale* بسیار کمتر از گونه دیگر است.

نتایج حاصل از بررسی اثر تنش شوری بر محتوای فیکوبیلی پروتئین در دو گونه سیانوباکتری مورد مطالعه در شکل (۶ c وd) نشان داده شده است. بر اساس نتایج

حاصل از این مطالعه محتوای فیکوبیلی پروتئین درتمام سطوح شوری و حتی در غیاب نمک در *N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* بالاتر است. در ضمن محتوای این رنگیزه ها در هر دو گونه تحت تنش شوری بصورت معنی دار افزایش می یابد ولی این افزایش در *N. ellipsosporum* نسبت به گونه دیگر بیشتر و چشمگیر تر است. در مجموع محتوای هر ۴ ترکیب اخیر مورد مطالعه در شرایط شاهد و تحت تنش شوری در *N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* بیشتر است (شکل ۵ و ۶).



شکل۷-اثر تنش NaCl بر نسبت مجموع محتوای فیکواریترین و فیکوسیانین(PE+PC) به آلوفیکوسیانین(AP) در دو گونه نوستوک در انتهای مرحله لگاریتمی رشد (مقادیر میانگین سه تکرار ± انحراف معیار است. مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن انجام شد و حروف مشترک بیانگر عدم اختلاف معنی دار ($P\leq0.05$) می باشد).

در پایان بررسی نسبت PE+PC به APC در دو گونه به عنوان معیاری از اندازه فیکوبیلی زوم مورد بررسی و نیز مورد محاسبه قرار گرفت. نتایج این محاسبات در شکل ۷ (a و b)ارائه شده است. این نسبت یا اندازه فیکوبیلی زوم در شرایط شاهد و در غیاب تنش شوری در *N. piscinale* نسبت به *N. ellipsosporum* بالاتر است. بااینحال تنش شوری باعث تغییر این نسبت می شود و این نسبت در شرایط تنش در *N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* بیشتر افزایش می یابد. در ضمن نسبت PE+PC به APC در *N. ellipsosporum* با افزایش شوری به بیشتر از ۵۰ میلی مولار به صورت معنی داری نسبت به شاهد افزایش می یابد.

بحث و نتیجه گیری

تنش شوری یکی از تنش‌های غیرزیستی مهم است و اثرات جدی بر بقای موجود زنده و نیز تولید محصول و تولید ترکیبات زیستی دارد. جلبک ها از نظر تحمل شوری به دو گروه کلی قابل تقسیم می‌باشند، هالوفیل (= نمک دوست؛ برای بیشترین میزان رشد به نمک نیاز دارند) و هالوتولرنت (= جلبک های متحمل به شوری که غلظت های بالای نمک را تحمل می کنند) که دارای سازوکارهایی جهت حفظ بقا در شرایط شور می‌باشند. جلبک ها در هر دو حالت، انواعی از متابولیت‌های ثانویه برای مقابله با تغییرات القا شده توسط شوری، برای رشد و همچنین تعادل اسمزی تولید می‌کنند (۱۵). در مطالعه حاضر اثر تنش شوری بر رشد دو گونه سیانوباکتری مورد مطالعه قرار گرفت، در هر دو گونه با افزایش غلظت نمک رشد افزایش یافت. نتایج نشان می دهد که این دو گونه سیانوباکتری توانایی تحمل نمک را دارند و برای این سازش از راهبرد های مختلف مانند سنتز اسمولیت های سازگار اسمزی مانند پرولین و سیستم های دفاعی پاداکساینده، شامل پاداکساینده‌های زیمایه ای و غیر زیمایه ای استفاده می کنند. مطالعات بسیاری اثر تنش شوری بر رشد ریزجلبک‌ها و سیانوباکتری های مختلف را مورد بررسی قرار داده است. در سال ۲۰۰۵، Abdal-Rahman نشان داد (۴) که تنش شوری باعث افزایش رشد در *Chlorococcum hummicola* و *Chorella vulgaris* می شود. در سال ۲۰۰۷، Rao و همکاران نشان دادند که افزایش غلظت نمک سبب افزایش رشد در جلبک سبز *Botryococcus braunii* می‌شود(۲۵).

سنجش محتوای پرولین نشان می دهد که بالاتر بودن محتوای ذاتی پرولین در*N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* می تواند یکی از عوامل تحمل بالاتر گونه اول نسبت به شوری باشد. سنجش مالون دی آلدئید (MDA) در گونه های مورد مطالعه نیز حاکی از پائین بودن محتوای MDA در *N. ellipsosporum* نسبت به *N. piscinale* در شرایط شاهد و در تمام سطوح شوری است (شکل ۲). در سیانوباکتری ها تحت تاثیر تنش‌های مختلف، پرولین و ترکیبات دیگری با وزن مولکولی کم مثل آسکوربات، گلوتاتیون که جزو پاداکساینده های غیرزیمایه ای هستند وارد عمل شده و در کنترل رادیکال-های آزاد اکسیژن و وضعیت اکسایش و احیای سلول ها نقش مهمی را ایفا می کنند. زیمایه های پاداکساینده مثل SOD، CAT و APX نیز در این رابطه نقش مشابه و موثری را بازی می کنند (۳۰).

انواع فعال اکسیژن(ROS) در طی متابولیسم اکسیژن در اندامک هائی مانند کلروپلاست، میتوکندری و پراکسیزوم تولید می‌شوند. در شرایط طبیعی تولید ROS به کمک زیمایه های پاداکساینده و سایر پاداکساینده ها در اندامک-های مختلف کنترل می‌شود. در شرایط تنش تولید ROS افزایش می‌یابد و باعث تغییر ساختار در اسیدهای نوکلئیک، اکسیدشدن پروتئین‌ها و پراکسیداسیون لیپیدها می‌شود. ROS بر بیان ژن زیمایه‌های جاروب کننده مانند SOD وCAT نیز اثر می‌گذارد. تعدادی از مطالعات نشان می‌دهد که توانایی گیاهان برای تحمل شوری به توانایی آن ها در جاروب کردن ROS تحت تاثیر شرایط تنش بستگی دارد. افزایش سیستم پاداکساینده، کلید جلوگیری از آسیب تنش شوری می‌باشد (۱۴). کاتالاز یکی از پاداکساینده های مهم است و در جاروب کردن H_2O_2 نقش اساسی را دارد. در مطالعه حاضر، فعالیت این زیمایه در *N. ellipsosporum* و *N. piscinale* افزایش می یابد. لاکن در مجموع میزان افزایش فعالیت CAT در *N. ellipsosporum* نسبت به گونه دیگر بیشتر و چشمگیر تر بوده است. لذا می توان نتیجه گیری کرد که این آنزیم می تواند یکی از دلایل مقاومت بهتر این گونه در برابر تنش شوری و در نتیجه پائین تر بودن محتوای مالون دی آلدئید باشد (شکل ۲، c و d). در سال ۲۰۰۶، Lu و همکاران نشان دادند که زیمایه کاتالاز به منظور سم زدایی H_2O_2 در *Ulva fasciata* افزایش می‌یابد (۱۹). بر عکسLuo و Liu در سال ۲۰۱۱ نشان دادند که تنش شوری باعث کاهش فعالیت زیمایه کاتالاز در *Ulva prolifera* می‌شود (۲۰).

زیمایه پراکسیداز مشابه با کاتالاز در جاروب کردن H_2O_2 نقش دارد. سوپراکسیددیسموتاز اولین خط دفاعی در مقابل ROS یا انواع فعال اکسیژن است. آنیون سوپراکسید به وسیله احیا اکسیژن در فتوسیستم I توسط واکنش مهلر تولید می‌شود و بعداً در استروما به اکسیژن و H_2O_2 تبدیل می‌شود. واکنش H_2O_2 با یون‌های فلزی احیا شده، باعث تولید رادیکال هیدروکسیل می‌شود، که یک اکسیدکننده قوی است و می‌تواند با مولکول‌های زیستی واکنش دهد و به آنها آسیب رساند (۲۳). زیمایه سوپراکسیددیسموتاز در مطالعه حاضر در دو گونه مورد مطالعه افزایش معنی دار و قابل ملاحظه ای نشان داد. مطالعات زیادی میزان فعالیت سوپراکسیددیسموتاز را در گیاهان و ریز جلبک‌ها مورد بررسی قرار داده است. از جمله در سال ۲۰۰۶، Lu و همکاران نشان دادند که فعالیت SOD تا ۵ درصد نمک در *Ulva fasciata* افزایش می یابد(۱۹). با توجه به نتایج حاصل نقش آنزیم SOD در کنترل انواع فعال اکسیژن و تحمل بهتر تنش در *N. ellipsosporum* به ویژه در شدت های بالای تنش مشخص است (شکل۴ ، a و b).

فیکوبیلی‌پروتئین‌ها در سیانوباکتری ها در سطح استرومائی غشاهای تیلاکوئیدی قرار دارند و به عنوان آنتنهای اولیه برای جذب نور برای PSII عمل می‌کنند. موقعیت و عملکرد PBPs در سیانوباکتری ها در پاسخ به شرایط تنشی تغییر می‌کند (۳۱). در مطالعه حاضر محتوای انواع مختلف

فیکوبیلی‌پروتئین و فیکوبیلی‌پروتئین کل در دو گونه مورد مطالعه افزایش یافته است. بر عکس نتایج ما ، Lu وZhang(۲۰۰۰) نشان دادند که تنش شوری باعث کاهش محتوای فیکوسیانین در *Spirulina platensis* می‌شود(۱۸). Rafiqul و همکاران نیز در سال ۲۰۰۳، اثر کاهشی تنش شوری بر محتوای فیکوسیانین در *Spirulina fusiformis* را نشان دادند(۲۴).

همانوریکه قبلاً نیز ذکر شد نسبت PE+PC به AP در دو گونه به عنوان معیاری از اندازه فیکوبیلی زوم مورد محاسبه قرار گرفت. اندازه فیکوبیلی زوم را می توان به عنوان شاخصی از پایداری فیکوبیلی زوم در نظر گرفت (۶). اندازه فیکوبیلی زوم یا نسبت PE+PC به AP در *N. ellipsosporum* با افزایش شوری به بیشتر از ۵۰ میلی مولار به صورت معنی داری نسبت به شاهد افزایش می یابد. این تغییر می تواند به عنوان سازوکاری در گیاه جهت افزایش کارائی انتقال انرژی نورانی از رنگیزه های آنتنی حاشیه ای به فتوسیستم ۲ در نظر گرفته شود. *N. ellipsosporum* جهت مقابله به اثرات منفی تنش شوری می تواند از طریق افزایش اندازه فیکوبیلی زوم با تنش شوری مقابله کند. این نتایج با یافته های Asadi و همکاران (۶) در سیانوباکتری تحت تنش امواج ماکروویو مطابقت دارد. در پژوهش های دیگر انجام شده در ریز جلبک ها به نقش سایر رنگیزه ها مانند بتاکاروتن در این اندامگان ها به عنوان آنتی اکسیدان های غیر آنزیمی جهت مقابله با تنش سرما (۱) و نیز تنش شوری (۲) اشاره و پرداخته شده است.

در مجموع می توان گفت که *N. ellipsosporum* از طریق افزایش محتوای پرولین و فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان مانند کاتالاز و سوپراکسید دیسموتاز و نیز افزایش محتوای فیکوبیلی زوم ها به عنوان آنتی اکسیدان های غیر آنزیمی با اثرات مخرب تنش شوری و تنش اکسایشی حاصل به نحو بهتری به مقابله بر می خیزد. به علاوه با توجه به نقش فیکوبیلی زوم ها به عنوان رنگیزه های آنتنی و دخالت در ترابری انرژی نورانی به سمت فتوسیستم ۲ ،افزایش محتوای این رنگیزه ها و افزایش اندازه فیکوبیلی زوم می تواند سازوکار دیگری برای رشد بهتر سیانوباکتری تحت تنش شوری باشد. با توجه به کاربرد فیکوبیلی پروتئین ها در صنایع مختلف به ویژه صنایع داروئی بر اساس نتایج این تحقیق می توان از سیانوباکتری ها جهت تولید زیستی این زیست رنگیزه ها و از تنش شوری جهت افزایش تولید این ترکیبات ارزشمند بهره گرفت.

منابع

۱- پائیزی م، عینعلی، ع شریعتی، م. ۱۳۹۳. بررسی رابطه بین تجمع بتاکاروتن و مقاومت به تنش سرما با استفاده از کینتیک فلوئورسانس کلروفیل a در جلبک سبز تک سلولی Dunaliella. مجله پژوهشهای گیاهی. ۲۷(۳): ۳۶۳-۳۷۵.

۲- معین م، شریعتی م. ۱۳۸۹. اثر همزمان سالیسیلیک اسید و تنش شوری بر رشد (تقسیم سلولی)، رنگیزه های فتوسنتزی و مقدار بتاکاروتن در جلبک تک سلولی . مجله زیست شناسی ایران. ۲۳(۵): ۶۳۸-۶۴۷.

3- Abeles FB, Biles CL (1991) Characterization of peroxidases in lignifying peach fruit endocarp. *J Plant Physiol* 95: 269–273.

4- Abdel-Rahman MHM, Ali RM, Said HA (2005) Alleviation of NaCl-induced effects on Chlorella vulgaris and *Chlorococcum hunmicola* by riboflavin application. *International Journal of Agriculture and Biology* **7**:58–62.

5- Aebi H (1984) Catalase in vitro. *J Methods Enzymol* 105: 121–126.

6- Asadi A, Soltani, N, Asadi AA (2013) Effect of various microwave frequencies on the physiologyof a cyanobacterium, *Schizothrix Mexicana.* Acta Physiol Plant 35:1367–1372

7- Bates LS, Waldren RP, Teare ID (1973) Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant Soil 39:205–207.

8- Cardozo KHM, Guaratini T, Barros MP, Falcao VR, Tonon AP, Lopes NP, Campos S, Torres MA, Souza AO, Colepicolo P, Pinto E (2007)

Metabolites from algae with economical impact. *J Comp Biochem Physiol* 146: 60–78.

9- Chaneva G, Furnadzhieva S, Minkova K, Lukavsky J (2007) Effect of light and temperature on the cyanobacterium *Arthronema africanum*- a prospective phycobiliprotein producing strain. *J Appl Phycol* 19: 537–544.

10- Elbaz A, Wei YY, Meng Q, Zheng Q, Yang ZM (2010) Mercury-induced oxidative stress and impact on antioxidant enzymes in *Chlamydomonas reinhardtii*. *Ecotoxicology* 19:1285–1293.

11- Giannopolitis CN, Ries SK (1977) Superoxide dismutases II. Purification and quantitative relationship with water-soluble protein in seedlings. *Plant Physiology* 59:315–318.

12- Hader DP, Kumar HD, Smith RC, Worrest RC (2007) Effects of solar UV radiation on aquatic ecosystems and interactions with climate change. *J Photochem photobiol Sci* 6**:** 267–285.

13- Heath RL, Packer L (1968) Photoperoxidatin in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stochiometry of fatty acid peroxidation. Arch Biochem Biophys 125:189–198.

14- Jahnke LS, White AL (2003) Long-term hyposaline and hypersaline stresses produce distinct antioxidant responses in the marine alga *Dunaliella tertiolecta*. *Plant Physiology* 160: 1193–1202.

15- Jayanta T, Chandra KM, Chandra GB (2012) Growth, total lipid content and fatty acid profile of a native strain of the freshwater oleaginous microalgae *Ankistrodesmus falcatus* (Ralf) grown under salt stress condition. *International Research Journal of Biological Sciences* 1:27–35.

16- Kalbasi A, Faramarzi MA, Hejazi MS, Jahandar H, Amini M, Jalali SM (2009) 14α-Hydroxylation of androst-4-en-3, 17-dione by the whole cells of cyanobacterium *Nostoc piscinale*. *J Biotech* 8: 370–374.

17- Leganes F, Sanchez E, Fernandaz-Vaiente E (1987) Effect of indoleacetic acid on growth and dinitrogen fixation in cyanobacteria. *J Plant Cell Physiol* 28:529–533.

18- Lu C, Zhang J (2000) Role of light in the response of PSII photochemistry to salt stress in the cyanobacterium *Spirulina platensis*. *Experimental Botany* 51:911–917.

19- Lu IF, Sung MS, Lee TM (2006) Salinity stress and hydrogen peroxide regulation of antioxidant defense system in *Ulva fasciata*. *Marine Biology* 150:1–15.

20- Luo MB, Liu F (2011) Salinity-induced oxidative stress and regulation of antioxidant defense system in the marine macroalga *Ulva prolifera*. *Experimental Marine Biology and Ecology* 409:223–228.

21- Moisander PH, McClinton III E, Paerl HW (2002) Salinity Effects on Growth, Photosynthetic Parameters, and Nitrogenase Activity in Estuarine Planktonic Cyanobacteria. *Microbiol Ecol* 43: 432–442.

22- Moradpour Z, Torshabi M, Faramarzi MA, TabatabaeiYazdi M, Ghasemi Y, Jahandar H, Zolfaghary N, Zarrini G (2010) Microalgal transformation of androst-4-en-3,17-dione by *Nostoc ellipsosporum*. *Res J Microbiol* 5: 576–580.

23- Okamoto OK,Pinto E, Latorre LR, Bechara EJH, Colepicolo P (2001) Antioxidant Modulation in Response to Metal-Induced Oxidative Stress in Algal Chloroplasts. *Environmental Contamination and Toxicology* 40:18–24.

24- Rafiqul IM, Hassan A, Sulebele G, Orosco CA, Roustaian P, Jalal KCA (2003) Salt stress culture of blue-green algae *Spirulina fusiformis*. *Biological Science* 6: 648-650

25- Rao AR, Dayananda C, Sarada R, Shamala TR, Ravishankar GA (2007) Evect of salinity on growth of green alga *Botryococcus braunii* and its constituents. *Bioresource Technology* 98: 560–564.

26. Raymond J, Rakariyatham N, Azanza JL (1993) Purification and some properties of polyphenoloxidase from sunflower seeds. *J Phytochem* 34: 927–931.

27- Sharma G, Kumar M, Ali MI, Jasuja ND (2014) Effect of Carbon Content, Salinity and pH on *Spirulina platensis* for Phycocyanin, Allophycocyanin and Phycoerythrin Accumulation. *J Microb Biochem Technol* 6:202-206.

28- Singh SP, Hader D-P, Sinha RP (2009) Cyanobacteria and ultraviolet radiation (UVR) stress: Mitigation strategies. *Ageing Research Reviews* 9:79–90.

29- Singh SP, Montgomery BL (2011) Determining cell shape: adaptive regulation of cyanobacterial cellular differentiation and morphology. *J Trends in Microbiology* 19:278-285.

30- Singh Gill S, Tuteja N (2010) Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic

stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry* 48:909–930.

31- Sundaram S, Soumya KK (2011) Study of physiological and biochemical alterations in cyanobacteria under organic stress. *J Plant physiol* 6:1–16.

32- Wyman M, Fay P (1986) Underwater light climate the growth and pigmentation of planktonic blue-green (cyanobacteria). I. The influence of light quantity. *J Proc R Soc Lond* 227:367–380.

33- Zhu JK (2001) Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science* 6:66-71.

Effect of salt stress on growth, lipid peroxidation, antioxidant enzymes and phycobiliproteins in two species of *Nostoc*

Rezayian M.[1], Faramarzi M.A.[2], Niknam V.[1] and Ebrahimzadeh H.[1]

[1] Plant Biology Dept. and Center of Excellence in Phylogeny of Living Organisms in Iran, School of Biology, College of Science, University of Tehran, Tehran, I.R. of Iran

[2] Pharmaceutical Biotechnology Dept., Faculty of Pharmacy and Biotechnology Research Center, Tehran University of Medical Sciences; Tehran, I.R. of Iran

Abstract

The changes in growth, and content of proline, MDA and phycobiliproteins and the involvement of the antioxidant enzymes in relation to salt stress tolerance were investigated in *Nostoc ellipsosporum* and *N. piscinale*. Both microalgae were grown in BG-11 medium in the presence of various concentrations of NaCl (0, 50 100, 150, 200, and 250 mM). Both species showed an increase in dry weight under stress. *N. ellipsosporum* was more tolerant to NaCl stress than that of *N. piscinale* and *N. ellipsosporum* obtained more biomass under salinity stress in comparison to *N. piscinale*. Salt stress induced catalase (CAT), peroxides (POX), polyphenol oxidase (PPO) and superoxide dismutase (SOD) activities in *N. ellipsosporum* and *N. piscinale* after 9. Salinity treatment significantly induced increase in phycobiliprotein in *N. piscinale* and in *N. ellipsosporum*. This increase was prominent in *N. ellipsosporum* than that of *N. piscinale.* Moreover, the variability of phycobilisome size was also examined. The size of phycobilisomes can be usually represented by the ratio [PE + PC/AP]. The size of phycobilisomes (by elongation of the phycobilisome rods) increased significantly under salt stress.

Key words: salinity, cyanobacterium, antioxidant enzymes, phycobiliproteins, *Nostoc*