



## جذب و تجمع زیستی سزیم پایدار و سزیم-۱۳۷ به کمک جلبک سبز آبی یا سیانوباکتری اُسیلاتوریا هوموژنا

رضا دباغ\*، حسین غفوریان

پژوهشکده‌ی علوم هسته‌ای، پژوهشگاه علوم و فنون هسته‌ای، سازمان انرژی اتمی ایران، صندوق پستی: ۱۱۳۶۵-۳۴۸۶، تهران - ایران

**چکیده:** حذف سزیم پایدار و سزیم-۱۳۷ به کمک جلبک سبز-آبی یا سیانوباکتری زنده‌ی اُسیلاتوریا هوموژنا از محیط‌های آبی مورد بررسی قرار گرفت. میزان حذف سزیم پایدار و سزیم-۱۳۷ بعد از ۲۴۰ ساعت به ترتیب، برابر با ۹۸۹ نانوگرم سزیم و ۲۳۸۹ میلی بکرل سزیم ۱۳۷ بر میلی‌متر مکعب زیست‌توده به دست آمد. pH بهینه‌ی جذب سزیم  $10 \pm 0.3$  بود و با تغییر pH در مقادیر ۴، ۶ و ۸ تغییر قابل توجهی برای جذب سزیم به کمک زیست‌توده‌ی سیانوباکتری مشاهده نشد. افزایش مقدار زیست‌توده‌ی سیانوباکتری موجب حذف بیش‌تر سزیم شد. بیشینه میزان حذف در محیط کشت مایع محتوی ۱۳۳ میلی‌گرم بر لیتر سزیم و ۲۰٫۵۳ میلی‌متر مکعب زیست‌توده بر میلی‌لیتر محیط کشت برابر با ۵٫۷۵ میلی‌گرم بر لیتر بود. درصد حذف سزیم با تغییر غلظت آن از ۰٫۱۳۳ تا ۳۳۲٫۵ میلی‌گرم بر لیتر از ۱٪، به ۵۲٪ افزایش یافت. در ۱۲۰۰ لوکس روشنائی مقدار بیشینه‌ی حذف سزیم برابر با ۱۰۶۵ نانوگرم بر میلی‌متر مکعب زیست‌توده و در غلظت ۳۳۲٫۵ میلی‌گرم بر لیتر سزیم (۲٫۵ میلی‌مول بر لیتر) میزان جذب ۴۵۳۰ نانوگرم بر میلی‌متر مکعب زیست‌توده به دست آمد. از میکروسکوپ روبشی پروتون و پرتونگاری خودکار برای تأیید جذب سزیم در زیست‌توده استفاده شد. جذب سزیم پایدار و سزیم-۱۳۷ منطبق بر معادله‌ی خطی لانگمویر بود و پارامترهای مدل به ترتیب، ( $R^2=0.97$ )، ( $q_{max}=854 \text{ ng Cs/mm}^3 \text{ biomass}$ ) و ( $q_{max}=2272 \text{ mBq/mm}^3 \text{ biomass}$ ) به دست آمد.

**کلیدواژه‌ها:** جذب، تجمع زیستی، سزیم-۱۳۷، سیانوباکتری

## Bioaccumulation and Biosorption of Stable Cesium and Cesium-137 by *Oscillatoria homogenea* Cyanobacterium

R. Dabbagh\*, H. Ghafourian

Nuclear Science Research School, Nuclear Science and Technology Research Institute, AEOL, P.O.Box: 11365-3486, Tehran - Iran

**Abstract:** Removal of stable cesium and cesium-137 by living filamentous cells of *Oscillatoria homogenea* cyanobacterium from aqueous solution has been investigated. The removal levels of the stable cesium and cesium-137 were found to be 989 ng Cs/mm<sup>3</sup> biomass, and 2389 mBq <sup>137</sup>Cs/mm<sup>3</sup> biomass, respectively, after the contact time of 240 hours. The optimum pH for cesium uptake was 10±0.3. No significant change was observed at the pH values of 4, 6 and 8 for the cesium sorption by the cyanobacterium biomass. Increasing the cyanobacterium biomass caused more removal capacity. The maximum removal efficiency in the liquid culture containing 133 mg/L cesium and 20.53 mm<sup>3</sup> biomass/ml culture was 5.75 mg/l. The removal efficiency were found to be 1.1% and 51.2% as the Cs-133 concentration, ranged between 0.133 to 332.5 mg/l, respectively. At the 1200 Lux illumination, the maximum removal value was 1065 ng Cs/mm<sup>3</sup> biomass, and in the presence of 332.5 mg/l cesium concentration (2.5 mmol/L), the sorption was obtained to be 4530 ng/mm<sup>3</sup> biomass. The microprobe PIXE analysis and autoradiography technique were used to confirm the cesium sorption on the biomass. The sorption of the stable cesium and cesium-137 were fitted to Langmuir isotherm, and the model parameters were found to be  $q_{max}=854 \text{ ng Cs/mm}^3 \text{ biomass}$ , 2272 mBq <sup>137</sup>Cs/mm<sup>3</sup> biomass,  $b=0.00011$  ( $R^2=0.97$ ), and  $b=0.000009$  ( $R^2=0.96$ ), respectively.

**Keywords:** Biosorption, Bioaccumulation, Cesium-137, Cyanobacteria



## ۱. مقدمه

تعداد زیادی از ریزجانداران نظیر باکتری‌ها، جلبک‌ها و سیانوباکتری‌ها (جلبک‌های سبز-آبی) قادرند یون‌های فلزی موجود در محیط را جمع‌آوری کنند. تصفیه‌ی زیستی پسمان‌های مایع با پرتوزایی کم، یکی از مهم‌ترین روش‌های معرفی شده برای حذف آلودگی‌ها است. جذب زیستی<sup>(۱)</sup> و تجمع زیستی<sup>(۲)</sup> دو سازوکار مهم حذف‌کننده‌ی فلزات سنگین، رادیونوکلیدها یا سایر آلوده‌کننده‌ها به کمک زیست‌توده<sup>(۳)</sup> هستند. جذب و تجمع زیستی به کمک ریزجانداران گزینه‌ای مؤثر در مقایسه با روش‌های موجود برای حذف یا کاهش آلودگی یا بازیابی ترکیبات پرتوزا از پسمان‌های هسته‌ای و محیط زیست آبی است [۱، ۲، ۳، ۴]. چنانچه موجودات ریز آبی یا ریزجانداران تحت شرایط کنترل شده در پسمان‌های مایع یا منابع آبی آلوده رشد پیدا کنند با جذب مواد پرتوزا موجب کاهش پرتوزایی پسمان‌های مایع یا منابع آبی آلوده خواهند شد [۵]. زمانی که پسمان‌های با پرتوزایی کم به طور مستقیم از تأسیسات هسته‌ای به محیط زیست آبی تخلیه می‌شوند، ممکن است موجودات آبی رادیونوکلیدهای معینی را جذب کرده و آن‌ها را در مقادیری به مراتب بزرگ‌تر از مقدار آن‌ها که در آب‌های اطراف هستند جمع کنند. جذب فلزات و رادیونوکلیدها توسط ریزجانداران می‌تواند با فرایندهای وابسته به سوخت‌وساز سلولی و یا مستقل انجام شود. جذب غیروابسته به سوخت‌وساز سلولی یا جذب غیرفعال به وجود گروه‌های عاملی نظیر گروه‌های سولفیدریل، کربوکسیل و هیدروکسیل روی سطح سلول و پروتئین‌های غشایی وابسته است. جذب وابسته به سوخت‌وساز سلولی یا تجمع زیستی به کمک سیستم‌های انتقال کاتیون تک‌ظرفیتی یا دوظرفیتی اتفاق می‌افتد [۶، ۷، ۸]. سیانوباکتری‌ها در شرایط نامطلوب مانند خشکی، درجه حرارت بالا، محدوددهای وسیع pH از خنثی تا قلیایی و روشنایی بالا (۵۰۰ تا ۴۵۰۰ لوکس) مقاوم هستند. جذب و تجمع زیستی رادیونوکلیدها به کمک سایر سیانوباکتری‌ها نظیر سینکوسیستیس اسپیری پی<sup>(۴)</sup> ۶۸۰۳<sup>(۴)</sup> نوستوک موسکوروم<sup>(۵)</sup> و اریابلیس<sup>(۶)</sup> و پلکتونما<sup>(۷)</sup> توسط برخی پژوهش‌گران نیز گزارش شده است [۹، ۱۰، ۱۱، ۱۲]. در این پژوهش جذب و تجمع زیستی سزیم پایدار و سزیم-۱۳۷ به کمک سیانوباکتری اسیلاتوریا هوموژنا<sup>(۸)</sup>، که از منطقه‌ای با پرتوزایی طبیعی بالا (HLNRA) در شمال ایران و واقع در شهر رامسر جداسازی شده بود، مورد بررسی قرار گرفت.

## ۲. مواد و روش‌ها

سویه سیانوباکتری انتخاب شده، از منطقه‌ای با پرتوزایی طبیعی بالا در شهر رامسر و از چشمه‌ی آب سیاه جداسازی شد. پرتوزایی این چشمه در حدود ۱۴۶/۵ بکرل بر لیتر گزارش شده است [۱۳].

برای جمع‌آوری نمونه‌ها و انجام آزمایش‌ها، ظروف شیشه‌ای با هیدروکلریک اسید غلیظ و سپس با آب دو بار تقطیر شده شسته شدند. از بطری‌های پلی‌اتیلنی ۲۵۰ میلی‌لیتری استریل شده برای جمع‌آوری سیانوباکتری‌های پلانکتونی استفاده شد. جداسازی و خالص‌سازی سیانوباکتری‌ها با روش کشت متوالی و با استفاده از آنتی‌بیوتیک (۱۰۰ میلی‌گرم پنی‌سیلین G+۵۰ میلی‌گرم استروپتومایسین سولفات در ۱۰ میلی‌لیتر DDH<sub>2</sub>O+۱۰۰ میلی‌گرم کلرامفنیکل در ۱ میلی‌لیتر اتانول ۹۵٪) و ژرمانیم اکسید (۵ میلی‌گرم بر لیتر) انجام شد. این مواد بازدارنده به ترتیب برای جلوگیری از رشد باکتری‌ها و دیاتومه‌ها استفاده شده است [۱۴، ۱۵، ۱۶، ۱۷].

محیط کشت نمکی RC و ASN برای سویه‌های نمک‌دوست و محیط کشت BG-۱۱ برای غربال‌گری، جداسازی و رشد گونه‌های آب شیرین استفاده شد. رشد بهینه برای اسیلاتوریا هوموژنا در محیط کشت RC (جدول ۱) مشاهده شد [۱۵]. از ارلن‌های ۲۵۰ میلی‌لیتری برای محیط کشت و از سرعت هم‌زنی ۷۵ دور بر دقیقه برای هم‌زنی و تماس بهتر زیست‌توده با محیط کشت استفاده شد. برای فراهم کردن شرایط طبیعی، شدت روشنایی محفظه در حدود ۱۲۰۰ لوکس ( $60 \mu\text{m}^{-2}\text{S}^{-1}$ ) بود که با استفاده از لامپ فلورسنت سفید در دمای ۲۹°C و در دوره‌ی ۱۴ ساعت روشنایی و ۱۰ ساعت تاریکی انجام شد [۱۴، ۱۵، ۱۸، ۱۹]. شناسایی سیانوباکتری‌ها برطبق مشخصات ریخت‌شناسی به وسیله‌ی میکروسکوپ نوری انجام شد [۱۴، ۱۷، ۲۰، ۲۱، ۲۲]. در این مورد، برای تأیید نهایی و شناسایی قطعی سویه‌ی جداسازی شده نیاز به تجزیه‌ی توالی ژنی 16sRNA به عنوان تکمیل روند شناسایی است. آزمون‌های جذب در مقادیر مختلف pH (۴، ۶، ۸، ۱۰ و ۱۲)، زمان تماس (۲، ۴، ۶، ۸ و ۱۰ روز)، غلظت سزیم (۰/۱۳۳، ۱/۳۳، ۱۳/۳ و ۳۳۲/۵ میلی‌گرم بر لیتر)، مقدار زیست‌توده (۰/۹۸، ۲/۱۵، ۵/۳۱، ۹/۵۵ و ۲۰/۵۳ میلی‌متر مکعب بر میلی‌لیتر محیط کشت) و شدت روشنایی (۵۰۰، ۱۲۰۰، ۳۰۰۰، ۴۵۰۰ و ۶۰۰۰ لوکس) انجام شد.

**جدول ۱.** محیط کشت RC برای کشت سیانوباکتری اسیلاتوریا هوموژنا

مقدار (میلی گرم بر لیتر)	ترکیب
۱۲۵۰۰۰	NaCl
۲۵۰۰	KCl
۳۵۰۰	MgSO <sub>۴</sub> .۷H <sub>۲</sub> O
۱۰۰۰۰	MgCl <sub>۲</sub> .۶H <sub>۲</sub> O
۱۵	K <sub>۲</sub> HPO <sub>۴</sub>
۷۵۰	NaNO <sub>۳</sub>
۲۰	Na <sub>۲</sub> CO <sub>۳</sub>
۰٫۰۰۱۳	به شکل دی سدیم EDTA
۰٫۰۱۴	سیتریک اسید
۳	FAC <sup>§</sup>
۱	ریز ماده‌ی مغذی <sup>*</sup>
§ Ferric Ammonium Citrate	

\* ذخیره‌ی ریزماده‌ی مغذی: H<sub>۳</sub>BO<sub>۳</sub> ۲۸۶۰ میلی گرم بر لیتر؛MnCl<sub>۲</sub>.۴H<sub>۲</sub>O ۱۸۱۰ میلی گرم بر لیتر؛ ZnSO<sub>۴</sub>.۷H<sub>۲</sub>O ۲۲۲ میلی گرم بر لیتر؛CuSO<sub>۴</sub>.۵H<sub>۲</sub>O ۷۹ میلی گرم بر لیتر؛ Na<sub>۲</sub>MoO<sub>۴</sub>.۲H<sub>۲</sub>O ۳۹۰ میلی گرم بر لیتر؛Co(NO<sub>۳</sub>)<sub>۲</sub>.۶H<sub>۲</sub>O ۰٫۴۹۴ میلی گرم بر لیتر؛

$$\frac{1}{X/M} = \frac{1}{ab} \frac{1}{C_e} + \frac{1}{a} \quad (1)$$

که در آن a (میلی گرم بر گرم) بیشینه ظرفیت جذب فلز (q<sub>max</sub>) تحت شرایط داده شده، C<sub>e</sub> (میلی گرم بر لیتر) غلظت تعادلی یون فلزی، X (میلی گرم بر گرم) ظرفیت جذب (q)، M جرم جاذب (g) و b (لیتر بر میلی گرم) ثابتی است که نشان‌دهنده‌ی شدت و تمایل جاذب به جذب یون فلزی است.

بعد از بهینه‌سازی شرایط جذب برای سزیم پایدار، ظرفیت جذب برای سزیم پرتوزا در شرایط آزمایشگاهی یکسان بررسی شد و محلول <sup>۱۳۷</sup>Cs<sup>+</sup> در ارلن‌های ۱۰۰ میلی‌لیتری با پرتوزایی ۲۵۳۰، ۳۲۰۳۰، ۱۴۱۴۰۰ و ۱۹۸۰۴۰ mBq/mL، در ۳۰ میلی‌لیتر محیط کشت آماده شد. از میکروسکوپ روبشی پروتون<sup>(۱۰)</sup> برای تأیید جذب زیستی سزیم بر روی زیست توده استفاده شد [۲۹].

به منظور تأیید تجمع زیستی یا جذب سطحی سزیم-۱۳۷ بر روی زیست توده، از فیلم‌های صنعتی نوع کداک (KODAK, AA-400 lead pack)، با تضاد بالا و دانه‌ریز (D7) استفاده شد. با قرار گرفتن زیست توده بر روی فیلم موردنظر، پس از ۶۰ ساعت پرتودهی با سزیم-۱۳۷ نقاطی بر روی فیلم تشکیل شد. برای مطالعه‌ی شدت نقاط ایجاد شده بر روی فیلم و تبدیل میزان شدت نقاط نورانی به عدد و رقمی کردن آن‌ها، از نرم‌افزار پردازش گر ازیریس<sup>(۱۱)</sup> استفاده شد [۳۰، ۳۱].

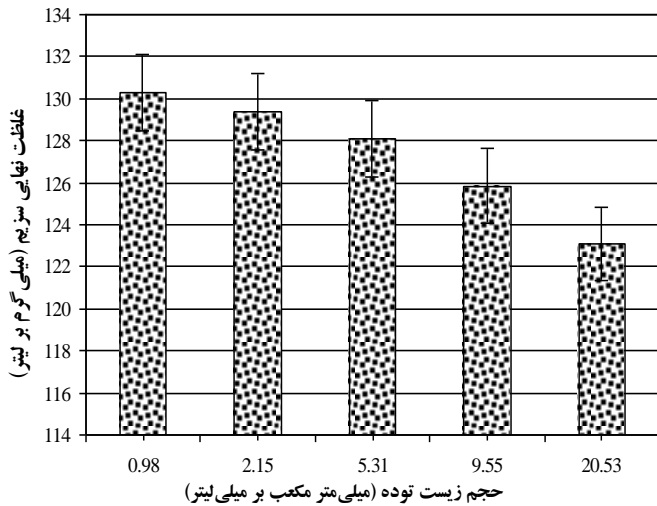
**۳. نتایج و بحث**

مطالعه‌ی اثر تغییر pH بر فرایند جذب نشان داد که جذب و تجمع زیستی Cs<sup>+</sup> تابع تغییرات pH است. همان‌طور که شکل ۱ نشان می‌دهد، تغییرات مهمی در جذب سزیم به کمک زیست توده‌ی سیانوباکتری در pHهای ۴، ۶ و ۸ دیده نشد. در pH ۱۰، حذف یا جذب سزیم بیش‌تری اتفاق افتاد (۸۸۶ ng/mm<sup>۳</sup>)؛ براساس اطلاعات شکل ۱، pH تقریبی ۱۲ برای کنترل رسوب استفاده شد. حذف سزیم به وسیله‌ی اسیلاتوریا هوموژنا به تدریج با زمان افزایش یافت (افزایش تا ۲۴۰ ساعت، زمان رشد گرماگذاری). ظرفیت جذب پس از ۴۸، ۹۶، ۱۴۴، ۲۴۰ و ۳۶۰ ساعت زمان تماس یا رشد به ترتیب، برابر با ۲۱/۳۰، ۵۵۹/۷۴، ۷۲۱/۸۲، ۹۸۹/۴۵ و ۷۲۱/۴۰ ng/mm<sup>۳</sup> به دست آمد. روشن است که زمان رشد زیاد برای سیانوباکتری‌ها به علت زمان مورد نیاز زیاد برای تقسیم سلول‌های سیانوباکتری ضروری است.

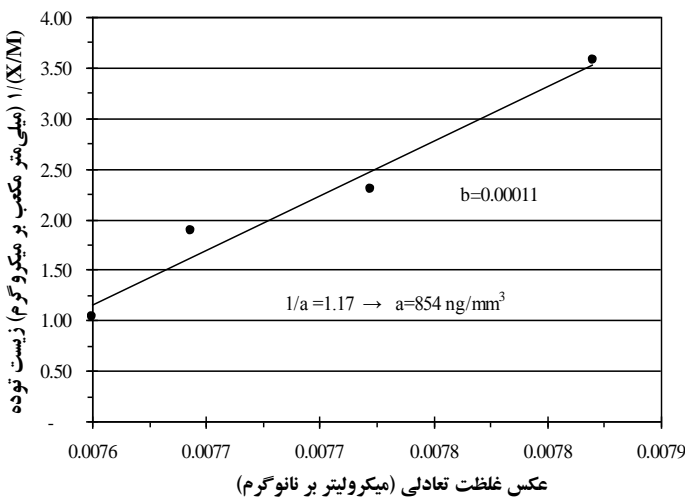
شمارش سیانوباکتری‌های رشته‌ای و برآورد حجم زیست توده بر طبق دستورالعمل‌های آزمایشگاهی انجام شد [۲۳]. برای تشخیص تأثیر pH بر جذب سزیم، ۳۰ میلی‌لیتر محیط کشت RC در ارلن‌های ۱۰۰ میلی‌لیتری حاوی بافرهای معین (۱۰ میلی‌مول بر لیتر) برای هر دامنه از pH به ترتیب زیر در ارلن‌ها توزیع شد: بافر سدیم سترات-سیتریک اسید، pH=۴؛ PIPES، pH=۶٫۷؛ HEPES، pH=۷٫۸؛ CHES، pH=۹٫۱۰ و محلول بافر فسفات، pH=۱۲ [۹، ۲۰، ۲۴]. از هیدروکلریک اسید و تترامتیل آمونیم هیدروکسید برای تنظیم pH استفاده شد و نمونه‌های شاهد نیز برای کنترل مورد استفاده قرار گرفتند. سیانوباکتری‌ها در داخل تکاننده‌ی گرمایی<sup>(۹)</sup> (مدل INFORCE multitron) دارای روشنایی کشت داده شدند، و جداسازی مایع رویی و زیست توده در سانتریفوژ (مدل HERAEUS Biofuge) با سرعت ۸۵۰۰ دور بر دقیقه و در مدت ۱۰ دقیقه انجام شد. تفاوت بین غلظت‌های اولیه و غلظت تعادلی سزیم با استفاده از جذب اتمی (AAS) انجام شد و مقدار به دست آمده نشان‌دهنده‌ی مقدار جذب سزیم بود. شدت روشنایی محفظه به وسیله‌ی نورسنج مدل Lutron LX-107 اندازه‌گیری شد. تجزیه‌های سزیم پایدار و سزیم-۱۳۷ به ترتیب به کمک طیف‌سنج جذب اتمی (مدل Varian spectra AA-220) و طیف‌سنج گاما (مدل Silena Eurisys) انجام شد. از شکل خطی هم‌دمای لانگمویر به عنوان یک مدل برای به دست آوردن پارامترهای جذب زیستی استفاده شد [۲۵، ۲۶، ۲۷، ۲۸]. شکل خطی رابطه‌ی لانگمویر این است



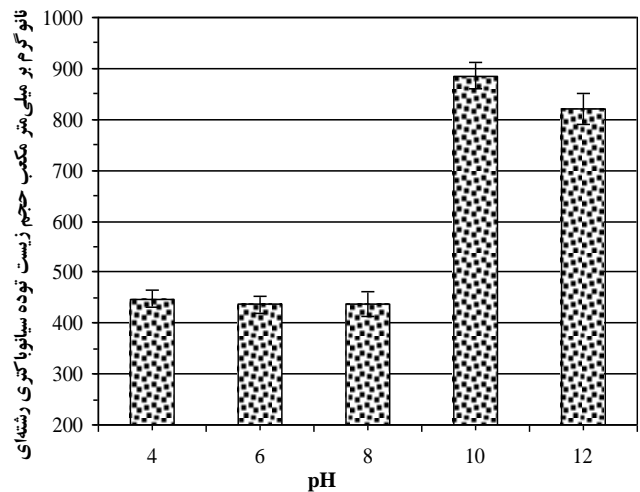
بر لیتر تغییر یافت، (غلظت اولیه‌ی سزیم ۱۳۳ میلی‌گرم بر لیتر بود). همبستگی ناچیزی بین ظرفیت جذب و روشنایی وجود داشت. به جز روشنایی ۳۰۰۰ لوکس، در روشنایی ۵۰۰، ۱۵۰۰ و ۴۵۰۰ لوکس نوسانات ظرفیت جذب غیر قابل توجه و به ترتیب، برابر با ۱۱۸۲، ۱۰۶۵، ۱۱۱۸ نانوگرم بر میلی‌متر مکعب بود. در روشنایی ۶۰۰۰ لوکس، به دلیل آسیب‌دیدگی رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی، ظرفیت جذب به صورت قابل ملاحظه‌ای کاهش یافت (۷۳۵ نانوگرم بر میلی‌متر مکعب). در این مطالعه روشنایی ۱۲۰۰ لوکس به عنوان روشنایی مناسب انتخاب شد. داده‌های به دست آمده، با رابطه‌ی لانگمویر برازش شدند (شکل ۳). مقادیر مربوط به پارامترهای رابطه‌ی لانگمویر در جذب سزیم،  $q_{max}$  برابر با ۸۵۴ نانوگرم بر میلی‌متر مکعب زیست توده،  $b$  برابر با ۰/۰۰۰۱۱ و ضریب همبستگی ( $R^2$ ) برابر با ۰/۹۷ به دست آمد.



**شکل ۲.** تأثیر حجم زیست توده‌ی اسیلاتوریا هموزنا بر میزان جذب سزیم (۳،  $pH=10 \pm 0.3$ ، زمان کشت، ۲۴۰ ساعت؛ غلظت سزیم، ۱۳۳ mg/L؛ نوردهی، ۱۲۰۰ لوکس؛ دوره‌ی روشنایی تاریکی، ۱۴/۱۰ ساعت؛ سرعت هم‌زدن، ۷۵ rpm).



**شکل ۳.** رابطه‌ی جذب لانگمویر (سزیم-۱۳۳) با سیانوباکتری اسیلاتوریا هموزنا.



**شکل ۱.** تأثیر pH بر میزان جذب سزیم (زمان گرماگذاری، ۹۶ ساعت؛ غلظت بافرهای متفاوت، ۱۰ mmol/L؛ سزیم، ۱۳۳ mg/L؛ زیست توده، ۱۴/۱۰ mm³/mL؛ نوردهی، ۱۲۰۰ لوکس؛ دوره‌ی روشنایی تاریکی، ۱۴/۱۰ ساعت؛ سرعت هم‌زدن ارلن‌ها، ۷۵ rpm).

تغییرات جذب سزیم با افزایش غلظت سزیم در غلظت‌های ۰/۱۳۳، ۱/۳۳، ۱۳/۳، ۱۳۳ و ۳۳۲/۵ mg/L مورد بررسی آزمایشگاهی قرار گرفت. ظرفیت جذب سزیم به ترتیب، برابر با ۴، ۴۰، ۲۹۷ و ۴۱۵ ng/mm<sup>3</sup> و بازده جداسازی به ترتیب، برابر با ۱/۱، ۱/۸، ۵/۴، ۳۶/۷ و ۵۱/۲٪ به دست آمد. در این رابطه، تو میوکا و همکاران (۱۹۹۲) مقادیر سزیم را در سویه‌ی CS98 و CS402 (رودوکوکوس اس‌پی.<sup>(۱۲)</sup>) به ترتیب، ۵۲ و ۱۸/۸ میکرومول بر گرم (وزن خشک) سلولی محاسبه کردند. هم‌چنین آوری<sup>(۱۳)</sup> جذب سزیم را ۹۳ و ۴۲۰ میکرومول بر گرم (وزن خشک) جلبک کلرلاسالینا<sup>(۱۴)</sup> در مدت ۱۵ ساعت با مقادیر ۷۹٪ و ۷۲٪ گزارش نمود. سزیم به صورت شیمیایی شبیه سایر کاتیون‌های تک‌ظرفیتی به خصوص پتاسیم است. سازوکار تجمع زیستی یا میان‌یاخته‌ای سدیم پیچیده بوده و کاملاً قابل درک نیست، با این وجود یکی از سازوکارها به سیستم انتقال پتاسیم نسبت داده شده است. در حقیقت جذب پتاسیم یک فرایند وابسته به انرژی است.

در شکل ۲ اثر مقدار زیست توده بر فرایند جذب زیستی سزیم نشان داده شده است. افزایش مقدار زیست توده منجر به افزایش جای‌گاه‌های فعال و در نتیجه افزایش ظرفیت جذب می‌شود. از آن‌جایی که یون‌های سزیم و پتاسیم مشابه‌اند و در فرایند سوخت‌وساز سیانوباکتری سزیم می‌تواند جای‌گزین پتاسیم شود، افزایش مقدار زیست توده‌ی اولیه منجر به مصرف سزیم و در نتیجه کاهش غلظت سزیم در محیط کشت می‌شود. با تغییر مقدار زیست توده‌ی متشکل از سلول‌های رشته‌ای بین ۰/۹۸ و ۲۰/۵۳ میلی‌متر مکعب بر میلی‌لیتر محیط کشت، غلظت نهایی سزیم ( $C_f$ ) از ۱۳۰/۲۸ میلی‌گرم بر لیتر به ۱۲۳/۰۶ میلی‌گرم

#### ۴. نتیجه‌گیری

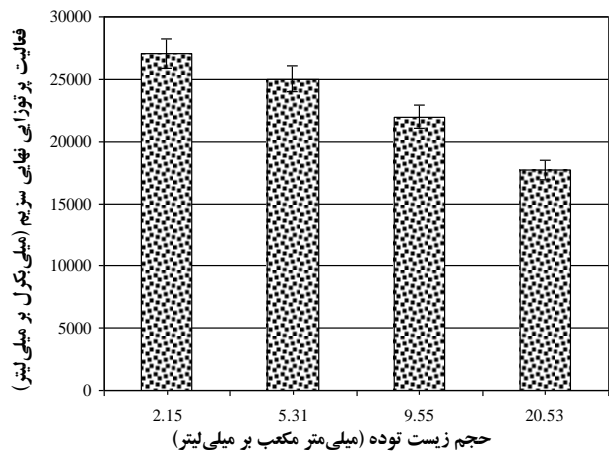
pH بهینه برای جذب زیستی سزیم برابر با  $10 \pm 0.3$  به دست آمد. تغییرات زمان تماس، مقدار زیست توده، غلظت سزیم، پرتوزایی سزیم-۱۳۷ ظرفیت جذب زیستی را تغییر داد. جذب زیستی سزیم و سزیم-۱۳۷ با هم‌دمای لانگمویر منطبق بوده و پارامترهای جذب سزیم پایدار،  $(R^2=0.97)$ ،  $b=0.00011$ ،  $q_{max}=854 \text{ ng Cs} / \text{mm}^3 \text{ biomass}$  و سزیم-۱۳۷،  $(R^2=0.96)$ ،  $q_{max}=2272 \text{ mBq} / \text{mm}^3 \text{ biomass}$  و  $b=0.00009$  به دست آمد.

با تغییر غلظت سزیم از  $0.133$  تا  $332$  میلی‌گرم بر لیتر، درصد جذب سزیم به وسیله‌ی زیست توده‌ی سیانوباکتری از  $1/1$  تا  $51/2$  افزایش یافت. نتایج نشان داد که سیانوباکتری رشته‌ای اسیلاتوریا هموژنا قابلیت جذب سزیم-۱۳۷ را دارد. بنابراین سیانوباکتری جدا شده می‌تواند در پسمان‌های مایع یا منابع آبی آلوده با میزان بالایی از سزیم پرتوزا کشت داده شود. در محیط زیست طبیعی، سیانوباکتری‌ها به طور معمول در آب‌های با pH بالای ۸ یافت می‌شوند. فعالیت فستوستزی در آبگیرها و تالاب‌ها موجب کاهش مقدار  $\text{CO}_2$  و در نتیجه افزایش pH به سمت قلیایی می‌شود. این امر توان رقابتی جلبک‌های سبز-آبی در مقایسه با سایر ریز جلبک‌ها برای رشد و تکثیر در آب‌های قلیایی را افزایش می‌دهد و در نتیجه، جذب آلاینده بهبود می‌یابد. برای آشکار شدن ساخت‌وساز کامل فرایند جذب سزیم-۱۳۷ نیاز به پژوهش‌های تکمیلی بوده و با انجام شدن پژوهش‌های کامل‌تر در آینده امکان جذب و کاهش پرتوزایی رادیونوکلید سزیم از پسمان‌های مایع تأسیسات هسته‌ای فراهم خواهد شد.

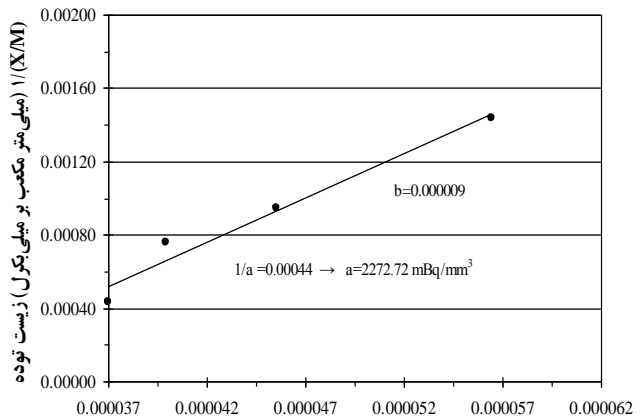
#### تشکر و قدردانی

بدین‌وسیله از همکاری و مساعدت‌های آقایان دکتر رضا جلالی‌راد، دکتر محمد لامعی، محمدمین احمدی‌فقیه، علی باقی‌زاده، داوود آقاعلی‌گل، فرید اصغری‌زاده، ابوالفضل عباسی و دکتر مجید موافقی تقدیر و تشکر می‌شود.

شکل ۴ نتایج آزمایش‌های بررسی اثر حجم زیست توده‌ی اسیلاتوریا هموژنا بر جذب  $^{137}\text{Cs}$  را نشان می‌دهد. با تغییر حجم زیست توده‌ی سیانو باکتری رشته‌ای از  $2/15$  تا  $20.53$  میلی‌متر مکعب بر لیتر محیط کشت، پرتوزایی باقی‌مانده‌ی سزیم-۱۳۷ پس از  $240$  ساعت تماس به ترتیب، از  $270.35$  به  $1770.8$  میلی‌بکرل بر میلی‌لیتر کاهش یافت. در این آزمون مقادیر مربوط به رابطه‌ی لانگمویر  $q_{max}=2272 \text{ mBq} / \text{mm}^3 \text{ biomass}$ ،  $b=0.00009$  و ضریب همبستگی  $(R^2)$  برابر  $0.96$  به دست آمد (شکل ۵). تأیید جذب سزیم با استفاده از میکروسکوپ رویشی پروتون انجام شد. نتایج به دست آمده، حاکی از عدم تشکیل رسوب در جذب سزیم بود. دو قله در طیف به دست آمده از میکروسکوپ رویشی پروتون ظاهر شدند که متعلق به سزیم با لبه‌ی  $(4.286 \text{ keV})L\alpha_1$  و  $(4.619 \text{ keV})L\beta_1$  بودند. جذب  $^{137}\text{Cs}+$  به کمک زیست توده‌ی سیانوباکتری تأیید شد. نتایج نشان داد که شدت نقاط روشن تصویر با افزایش پرتوزایی سزیم-۱۳۷ بالا می‌رود. این پدیده به صورت لکه‌های تیره‌تر در فیلم و یا لکه‌های روشن‌تر در تصویر اسکن و معکوس شده ظاهر شد.



شکل ۴. تأثیر حجم زیست توده سیانوباکتری اسیلاتوریا هموژنا بر جذب سزیم-۱۳۷ (پرتوزایی اولیه،  $320.26 \text{ mBq} / \text{mL}$ ؛  $\text{pH}=10 \pm 0.3$ ؛ زمان کشت،  $240$  ساعت؛ نوردهی،  $1200$  لوکس؛ دوره‌ی روشنایی/تاریکی،  $14/10$  ساعت؛ سرعت هم‌زدن،  $75 \text{ rpm}$ ).



شکل ۵. رابطه‌ی خطی جذب لانگمویر برای جذب سزیم-۱۳۷ به کمک سیانوباکتری اسیلاتوریا هموژنا.



## بی‌نوشت‌ها:

۱. Biosorption
۲. Bioaccumulation
۳. Biomass
۴. *Syenchocystis SPP.6803*
۵. *Nostoc Muscorum*
۶. *Anabaena Variabilis*
۷. *Plectonema Purpurem*
۸. *Oscillatoria homogenea*
۹. Shaker Incubator
۱۰. Micro-PIXE
۱۱. Osiris
۱۲. *Rhodococcus SP*
۱۳. Avery
۱۴. *Chlorella Salina*

## مرجع‌ها:

1. N. Tomika, H. Uchiyama, O. Yagi, Cesium accumulation and growth characteristics of *Rhodococcus erythropolis* CS98 and *Rhodococcus* spp. Strain CS402, *Applied and environmental microbiology*, 60 (1994) 2227-2231.
2. V. Gloaguen, H. Morvan, L. Hoffmann, Metal accumulation by immobilized cyanobacterial mats from A thermal spring, *Journal of Environmental Science Health*, A31(1996) 2437-2451.
3. G. W. Garnham, G. A. Codd, G. M. Gadd, Accumulation of zirconium by microalgae and cyanobacteria, *Applied Microbiology Biotechnology*, 39 (1993) 666-672.
4. G. W. Garnham, G. A. Codd, G. M. Gadd, Accumulation of technetium by cyanobacteria, *Journal of Applied Phycology*, 5 (1993) 307-315.
5. P. Plato, J. T. Denovan, The influence of potassium on the removal of  $^{137}\text{Cs}$  by live *Chlorella* from low level radioactive wastes, *Radiation Botany*, 14 (1974) 37-41.
6. S. V. Avery, Microbial interactions with caesium-implication for biotechnology, *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, 62 (1995) 3-16.
7. B. Volesky, Sorption and biosorption, Bv sorbex Inc, Montreal (2003).
8. H. Ehrlich, C. Brierly, *Microbial Mineral Recovery*, Mc Graw-Hill pub, New York (1990).
9. S. V. Avery, G. A. Codd, G. M. Gadd, Caesium accumulation and interaction with other monovalent cations in the cyanobacterium *Synechocystis* PCC 6803, *Journal of General Microbiology*, 137 (1991) 405-413.
10. S. Singh, S. Negi, N. Bharati, H. N. Singh, Common nitrogen control of caesium uptake, caesium toxicity and ammonium (methylammonium) uptake in the cyanobacterium *Nostoc muscorum*, *FEMS microbiology letters*, 117 (1994) 243-248.
11. S. V. Avery, G. A. Codd, G. M. Gadd, Caesium transport in the cyanobacterium *Anabaena variabilis*: Kinetics and evidence for uptake via ammonium transport system(S), *FEMS Microbiology Letters*, 95 (1992) 235-258.
12. J. R. Watts, R. S. Harvey, Uptake and Retention of  $\text{Cs}^{137}$  by a Blue-Green Alga in Continuous Flow and Batch, Savannah river plants, Doc No. DPSPU 61-30-8A (1962).
13. M. Sohrabi, Effective dose to the public from  $^{226}\text{Ra}$  in drinking water supplies of Iran, *Health Physics*, 77 (1999) 3-9.
14. K. B. D. Kaushik, *Laboratory methods for blue-green algae*, associated publishing Co, New Delhi (1987).
15. R. Rippka, Recognition and Identification of cyanobacteria, *Methods in enzymology* 167 (1988) 3-27.
16. R. W. Castenholz, *Culturing Methods of cyanobacteria*, *Methods in Enzymology*, 167 (1988) 68-93.
17. R. W. Waterbury, The cyanobacteria-isolation, purification and identification, In: *The Prokaryotes*, second edition, Springer Pub, Berlin (1992) 2058-2078.



18. J. B. Waterbury, J. M. Willey, Isolation and Growth of Marine Planktonic cyanobacteria, *Methods in Enzymology*, 167 (1988) 100-105.
19. R. Y. Stanier, R. Kunisawa, M. Mamdel, G. Coen-bazire, Purification and properties of unicellular blue-green algae (order chroococcales), *Bacteriological Reviews*, 35 (1971) 171-195.
20. T. V. Desikachary, C. YANOPHYTA, Indian council of agricultural, New Delhi, (1959).
21. R. Rippka, Recognition and Identification of cyanobacteria, *Methods in Enzymology*, 167 (1988) 28-67.
22. J. T. Staley, M. P. Bryant, N. Pfennig, J. G. Holt (editors), *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, Vol. 3, McGraw-Hill Co, New York (2002) 1710.
23. WHO, Toxic Cyanobacteria in Water: A guide to their public health consequences, monitoring and management, I. Chorus, J. Bartram(editors), Pub on be half of WHO, London, (1999) 359.
24. D. R. Lide, H. P. R. Frederikse (editors), *CRC Handbook of Chemistry and Physics*, CRC press, Boca Raton, (1995-1996) 16-8.
25. R. Jalali-Rad, H. Ghafourian, Y. Asef, S. T. Dalir, M. H. Sahafipour, B. M. Gharanjik, Biosorption of cesium by native and chemically modified biomass of marine algae, introduce the new biosorbents for biotechnology applications, *Journal of hazardous materials*, B-116, Issues 1-2 (2004) 125-134.
26. A. M. Zakaria, Removal of cadmium and manganese by a non-toxic strain of fresh water cyanobacterium *Gloeothce magna*, *Water Research*, 35 (2001) 4405-4409.
27. T. D. Reynolds, P. A. Richards, *Unit Operations and Processes in Environmental Engineering*, PWS pub, Boston (1996).
28. S. R. Qasim, E. M. Motely, G. Zhu, *Water Works Engineering: Planning, Design, and Operation*, Prentice Hall New Delhi (2000).
29. Y. Iwata, M. Suzuki, Pixe application for measurement of bioaccumulation of lead by marine micro-algae, *International Journal of PIXE*, 10 (2000) 27-35.
30. N. Tomioka, H. Uchiyama, O. Yagi, Isolation and Characterization of Cesium-Accumulating Bacteria, *Applied and Environmental Microbiology*, 58(3) (1992) 1019-1023.
31. R. Dabbagh, Biosorption and bioaccumulation of cesium-137 and strontium-90 by isolated and purified cyanobacteria and dried biomass of brown algae, PhD Dissertation, University of Tehran (2006).
32. R. Rippk, Isolation and purification of cyanobacteria, *Methods in enzymology*, 167 (1988) 3-27.