IranJPP
Iranian Journal of
Physiology and Pharmacology

مجله فیزیولوژی و فارماکولوژی ایران
سال ۱۴۰۲، دوره ۷، پیاپی ۱۷ صفحه ۸۳-۷۵

مقاله پژوهشی

بررسی تاثیر جیوه و کادمیوم بر استرس اکسیداتیو و مسیر AHR-CYP1A1 در کبد موش سوری

مهدی سلطان اوغلی[۱]، افشین محمدی بردبری[۲]، شکوفه حسنی[۳]، امیر شادبورستان[۴]، علی غفاریان بحرمان[۵]، مجید کشاورزی[۶]، محمود امیدی[۷*]

۱. کمیته تحقیقات دانشجویی، دانشکده داروسازی، دانشگاه علوم پزشکی شیراز، شیراز، ایران
۲. گروه فارماکولوژی و سم‌شناسی، دانشکده داروسازی، دانشگاه علوم پزشکی شیراز، شیراز، ایران
۳. مرکز تحقیقات علوم دارویی، پژوهشکده علوم دارویی، دانشگاه علوم پزشکی تهران، تهران، ایران
۴. گروه سم‌شناسی، دانشکده علوم پزشکی، دانشگاه تربیت مدرس، تهران، ایران
۵. مرکز تحقیقات محیط کار، دانشگاه علوم پزشکی رفسنجان، رفسنجان، ایران
۶. گروه فارماکودینامی و سم‌شناسی، دانشکده داروسازی، دانشگاه علوم پزشکی مشهد، مشهد، ایران
۷. گروه فارماکولوژی و سم‌شناسی، دانشکده داروسازی، دانشگاه علوم پزشکی هرمزگان، هرمزگان، ایران

دریافت: ۱۳ مرداد ۱۴۰۲ پذیرش: ۸ شهریور ۱۴۰۲

چکیده

زمینه و هدف: گیرنده آریل هیدروکربن (AHR) یک حسگر محیطی حساس به تغییر اکسیداتیو می‌باشد. با این‌حال، اطلاعات کمی در مورد اثرات استرس به ویژه اکسیداتیو استرس بر روی سیگنالینگ AHR وجود دارد. بنابراین هدف این مطالعه بررسی اثرات ترکیبات اکسیدکننده بر عملکرد AHR در موش سوری بود.

روش‌ها: بدین‌منظور در موش های سوری با تزریق فرمیلیندولو کاربازول (FICZ) ،بوتیونین سولفوکسیمین (BSO) ، کادمیوم (Cd) و جیوه (Hg) اثرات مواد اکسیدکننده برروی عملکرد AHR درمدت ۳ و ۲۴ ساعت مورد مطالعه قرار گرفت.

یافته‌ها: یافته‌های حاصل از این پژوهش برای اولین بار ارتباط روشنی را بین میزان فعالیت ایزوفرم 1A1 از آنزیم سیتوکروم P450 (CYP1A1) و تغییرات در وضعیت اکسیداتیو سلولی نشان داد. یافته‌های مطالعات درون‌تنی در این تحقیق حاکی از آن بود که مدت زمان فعال‌شدن یا مهار AHR با افزایش یا کاهش نسبت گلوتاتیون احیا به اکسید (GSH/GSSG) رابطه مستقیمی دارد.

نتیجه‌گیری: یافته‌های حاصل از این پژوهش نشان داد که بسیاری از آلاینده‌های محیط زیست از قبیل فلزات سنگین و اکسیدان‌ها با تغییر در پتانسیل اکسیداتیو داخل سلولی ممکن است بر عملکرد طبیعی آنزیم‌های هدف گیرنده‌ای آریل هیدروکربن از جمله CYP1A1 تأثیر بگذارند.

واژه‌های کلیدی: گیرنده آریل هیدروکربن، فلزات سنگین، فرمیلیندولو کاربازول (FICZ)، نسبت گلوتاتیون احیا به اکسید

مقدمه

گیرنده آریل هیدروکربن (AHR) یک فاکتور رونویسی کننده وابسته به لیگاند سیتوزولی متعلق به خانواده پروتئینی bHLH [1] می‌باشد. این رسپتور در سیتوزول به دو زیرواحد پروتئین شوک حرارتی ۹۰ (HSP90)[2]، کوچاپرون P23 و یک پروتئین ۴۳ کیلو دالتونی به نام XAP [3] اتصال دارد [۱]. بسته به‌نوع اتصال به لیگاند، کمپلکس لیگاند–رسپتور از زیر واحدهای

[1] Basic helix–loop–helix
[2] Heat shock protein 90
[3] X-associated protein 2

* نویسندگان مسئول مکاتبات: toxicology@hums.ac.ir (ORCID: 0000-0001-8298-7221)

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

HSP90 جدا شده و وارد هسته می شود و در آنجا با هترودیمر هسته‌ای خود به نام انتقال‌دهنده هسته‌ای گیرنده آریل هیدروکربن (ARNT)[4] به بخش پروموتور متصل به DNA به‌نام فاکتور پاسخگوی زنوبیوتیک (XRE[5]) اتصال می‌یابد و باعث بیان ژن‌های هدف مسیر انتقال پیام AHR می شود [۲]. برخی از این ژن‌های بیان‌شده در فرایندهای متفاوتی دخیل هستند مانند: آنزیم‌های متابولیزه‌کننده داروها به ویژه آنزیم‌های دخیل در فاز I تبدیل زیستی شامل سیتوکروم P4501A1 (CYP1A1)، CYP1A2، CYP1B1 و CYP2S1. همچنین آنزیم‌های دخیل در فاز II تبدیل زیستی از قبیل NADPH کینون اکسیدوردوکتاز (NQO1)[6]، زیر واحد ya گلوتاتیون S-ترانسفراز (GST ya)، آلدهید دهیدروژناز سیتوزولی و UDP[7]-گلوکورونیل ترانسفراز. اگرچه القای آنزیم‌های دخیل در فاز II مختص مکانیسم‌های سم‌زدایی برای بسیاری از مواد جهش‌زا، سرطان‌زا و دیگر ترکیبات سمی هستند، القای آنزیم‌های CYP1A1، CYP1A2 و CYP1B1 برای این روند دارای اثرات زیان باری است. باتوجه‌به این‌که بسیاری از لیگاندهای AHR آلاینده‌های محیطی هستند که نه تنها برای AHR به‌عنوان لیگاند عمل می‌کنند و به‌میزان ناچیزی متابولیزه می شوند، بلکه به‌عنوان سوبستراهای مناسبی برای القای آنزیم‌های فاز I عمل می‌کنند. تبدیل لیگاندهای AHR توسط آنزیم‌های مذکور از قبیل CYP1A1 به ترکیبات دیول اپوکسید باعث تشکیل پیوندهای کووالانسی و تولید متابولیت‌های فعال ژنوتوکسیک با ساختارهای گوانوزینی برخی ژن‌ها می‌شود که این به نوبه خود می‌تواند آغازگر پروسه تومورزایی و دیگر پاسخ‌های سمی شود [۳]. علاوه بر ترکیبات سنتتیک و شیمیایی، برخی ترکیبات اندوژن طبیعی نیز می‌توانند به‌عنوان لیگاند برای AHR عمل کنند. یکی از این ترکیبات مولکول FICZ [8] می‌باشد. این ترکیب، یک محصول جانبی تجزیه نوری اسید آمینه تریپتوفان است که در غلظت‌های پیکومولار می‌تواند باعث فعال‌سازی مسیر انتقال پیام AHR شود. ازطرفی FICZ یک سوبسترا با میل ترکیبی بالا برای آنزیم CYP1A1 است و برای آن نقش های فیزیولوژ یک متعددی برشمرده‌اند. FICZ در حقیقت در میان تمام لیگاندهای گیرنده های آریل هیدروکربن بیشترین میزان تمایل را برای اتصال به این گیرنده دارد. این ترکیب یک سوبسترای بسیار خوب برای CYP1A1 محسوب می‌شود. FICZ توسط CYP1A1 و آنزیم های کانژوگه کننده به فرم غیرفعال درمی‌آید به‌گونه‌ای‌که دیگر توانایی اتصال به گیرنده‌های آریل هیدروکربن را ندارد [۴].

بوتیونین سولفوکسیمین (BSO) آنالوگ گلوتامات، مهارکننده رقابتی سنتز GSH می‌باشد و باعث تخلیه گلوتاتیون درون‌سلولی می‌شود. این ماده امکان دارد به پیشگیری از مقاومت در برابر برخی از داروهای ضدسرطان کمک کند [۵]. مطالعات قبلی نشان داده‌اند که برخی فلزات سنگین از قبیل کادمیوم (Cd^{2+}) و جیوه (Hg^{2+}) که جز آلاینده‌های محیطی نیز می‌باشند باعث مهار القای وابسته به لیگاند آنزیم CYP1A1 می‌شوند [۷، ۶]. مطالعات متعددی بر روی سمیت Cd^{2+} و Hg^{2+} صورت گرفته است. مواجهه با کادمیوم باعث استرس اکسیداتیو در محیط کشت سلولی و مهار زنجیره انتقال الکترون و افزایش سطوح مالون‌دی‌آلدهید (MDA) و گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) می شود [۹، ۸]. به‌علاوه، Cd^{2+} باعث کاهش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت از قبیل سوپراکسید دیسموتاز و کاتالاز می‌شود [۱۰]. نتایج حاصل از مطالعات درون تنی و برون تنی حاکی از آن بوده است که استرس اکسیداتیو باعث کاهش فعالیت ایزوآنزیم‌های متعلق به خانواده CYP450 می‌شود که نتیجه این رویداد، تغییر در پتانسیل ردوکس سلولی است [۱۱]. با توجه‌به نتایج حاصل از مطالعات گذشته، فرضیه ما در این پژوهش بر این استوار است که استرس اکسیداتیو ناشی از فلزات سنگین ذکر شده می‌تواند باعث برهم‌زدن فعالیت AHR شود. از دیگر فرضیه‌های این مطالعه این است که افزایش یا کاهش نسبت گلوتاتیون احیا به اکسید (GSH/GSSG) درنتیجه مواجهه با Cd^{2+} و Hg^{2+} می‌تواند نقشی کلیدی در فعالیت عملکردی AHR داشته باشد. برای بررسی این فرضیات و اثرات ناشی از اکسیداتیو استرس ناشی از این فلزات بر فعالیت عملکردی AHR، موش‌های آزمایشگاهی با این فلزات سنگین در حضور یا عدم حضور لیگاند اندوژن AHR (FICZ) و ماده پیش‌اکسیدانت BSO[9] مورد ارزیابی قرار

[4] Aryl hydrocarbon receptor nuclear translocator
[5] Xenobiotic response element
[6] NAD(P)H:quinone oxidoreductase 1
[7] Uridine diphosphate
[8] 6-Formylindolo[3,2-b]carbazole
[9] Buthionine sulfoximine

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

گرفتند.

مواد و روش‌ها

لیست مواد شیمیایی

در این پژوهش FICZ از کمپانی Syntastic AB سوئد، $NaHBO_4$ از کمپانی ACROSS بلژیک و دیگر ترکیبات شامل کلرید کادمیوم، کلرید جیوه، BSO، اتوکسی رزوروفین O-داتیلاز (EOR)، گلوتاتیون احیا (GSH) و اکسید (GSSG)، تیوباربیتوریک اسید، و کلسیم کلراید از کمپانی Merck آلمان خریداری گردید.

نحوه انتخاب و شرایط نگهداری حیوانات مورد آزمایش

در این تحقیق تعداد ۱۰۰ سر موش سوری (۵ ± ۲۵ گرم) از خانه حیوانات دانشگاه علوم پزشکی شیراز خریداری و به مدت ۲ هفته جهت تطابق با محیط نگهداری شد. روش کار با حیوانات و نگهداری از آن‌ها با کسب اجازه و تحت نظارت کمیته اخلاق تحقیقات دانشگاه علوم پزشکی شیراز (IR.SUMS.REC.1398.369) انجام شد. در طول مدت این پژوهش حیوانات در شرایط مناسب، با درجه حرارت کنترل شده ۲ ± ۲۳ درجه سانتی‌گراد، دوره نوری ۱۲ ساعت روشنایی و ۱۲ ساعت تاریکی و رطوبت ۶۰-۴۰ درصد نگهداری شدند. موش‌ها به صورت تصادفی در ۱۰ گروه (۵ تایی) تقسیم شدند شامل: کنترل (DMSO حل‌شده در نرمال سالین با غلظت نهایی ۱/ ٪)، FICZ (۱۰۰ میکروگرم بر کیلوگرم)، Cd (۵ میلی‌گرم بر کیلوگرم)، Hg (۵ میلی‌گرم بر کیلوگرم)، BSO (۱۰۰۰ میلی‌گرم بر کیلوگرم)، FICZ + Cd، Hg + FICZ، FICZ + BSO، BSO FICZ +، و FICZ + Hg + BSO. حیوانات برای مدت ۳ و ۲۴ ساعت با ترکیبات فوق به صورت تزریق داخل صفاقی تیمار شدند و پس از آن طبق اصول اخلاقی با تیوپنتال (۶۰ میلی گرم به ازای هر کیلوگرم وزن بدن) بیهوش شده و کبد آن‌ها برای آزمایشات بعدی جدا گردید. انتخاب دوزها بر اساس مطالعات قبلی می‌باشد (۱۲-۱۴).

اندازه‌گیری لیپیدپراکسیون

۵۰۰ میلی‌گرم از بافت کبد را پس از شستشو با نرمال سالین سرد با ۴/۵ میلی‌لیتر سوکروز ۰/۲۵ مولار هموژنیزه کرده و با دور ۱۰۰۰ در دقیقه سانتریفیوژ شد و سپس محلول رویی را با معرف تیوباربیتوریک اسید مخلوط کرده و به مدت ۱ ساعت در دمای ۶۰ درجه سانتی‌گراد انکوبه گردید. پس از اضافه‌کردن ۱ میلی‌لیتر n-butanol به ۱ میلی‌لیتر محلول رویی در دور ۲۰۰۰ در دقیقه سانتریفیوژ گردید و جذب UV را در طول موج ۵۳۲ نانومتر قرائت کرده و میزان آن را با استفاده از منحنی استاندارد و نرمالایزکردن داده‌ها با میزان پروتئین بافتی به روش برادفورد محاسبه شد [۱۵].

اندازه‌گیری گلوتاتیون احیا (GSH) و اکسید (GSSG)

ابتدا ۰/۲ گرم از بافت موردنظر به نسبت ۱:۱۰ در TCA[10] (۷/۵ درصد وزنی-حجمی) هموژن و به‌مدت ۱۰ دقیقه در دور ۱۰۰۰۰ در دقیقه در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ گردید. برای هر نمونه دو میکروتیوب (یکی برای GSH و دیگری برای GSH توتال) اختصاص داده شد. سپس در میکروتیوب مربوط به GSH به‌ترتیب ۱۰ میکرولیتر از سوپرناتانت جداشده، ۳۰ میکرولیتر آب دوبار تقطیرشده، ۹۴۰ میکرولیتر PBS (۲۰۰ میلی‌مولار) و در آخر ۲۰ میکرولیتر از محلول DTNB[11] (۲۰ میلی‌مولار) اضافه و بعد از ۱۰ دقیقه جذب آن را در ۴۱۲ نانومتر قرائت شد [۱۶]. در میکروتیوب مربوط به GSH توتال به ترتیب ۱۰ میکرولیتر سوپرناتانت جداشده، ۲۰ میکرولیتر آب دو بار تقطیر شده، ۸۴۰ میکرولیتر از بافر PBS (۲۰۰ میلی مولار) و ۱۰۰ میکرولیتر از محلول تازه تهیه شده $NaBH_4$ اضافه و به‌مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۶۰ درجه سانتی‌گراد انکوبه گردید. پس‌ازاین زمان به آن ۱۰ میکرولیتر از HCL (۲/۷ نرمال) اضافه و خوب هموژن گردید و اجازه داده شد که محلول موردنظر هم دمای محیط شود. درنهایت، ۲۰ میکرولیتر از محلول DTNB اضافه و بعد از ۱۰ دقیقه جذب آن در ۴۱۲ نانومتر قرائت شد. درنهایت از تفاضل گلوتاتیون توتال و احیا میزان GSSG محاسبه شد.

آماده‌سازی میکروزوم‌های کبدی

۵ گرم از بافت کبد را جدا نموده و به‌خوبی با قیچی جراحی

[10] Trichloroacetic acid

[11] 5,5′-dithiobis (2-nitrobenzoic acid)

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

خرد کرده و به یک فالکن ۵۰ میلی‌لیتری انتقال داده شد. سپس ۲۰ میلی‌لیتر بافر تریس ۱۰ میلی‌مولار حاوی سوکروز ۰/۲۵ مولار اضافه و هموژنه گردید. مخلوط حاصل در ساتریفیوژ در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد با دور۱۳۰۰۰ در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه قرار گرفت. سپس محلول رویی جدا شده و به آن کلسیم کلراید ۸ میلی‌مولار اضافه و به‌مدت ۱۰–۲۰ دقیقه بر روی استیرر قرارگرفت و سپس در دور rpm ۲۵۰۰۰ به‌مدت ۱۰ دقیقه ساتریفیوژ گردید. در ادامه محلول رویی را دور ریخته و به مخلوط ته‌نشین شده بافر تریس ۱۰۰ میلی‌مولار (حاوی گلیسرول ۲۰ درصدوزنی–حجمی و EDTA[12] ۱۰میلی مولار با pH معادل ۷/۴) اضافه گردید و تا زمان آزمایش در فریزر ۷۰– درجه‌ی سانتی‌گراد نگهداری شد [۱۷].

اندازه‌گیری فعالیت آنزیم CYP1A1 با استفاده از تست EROD[13]

میکروزوم‌ها با EOR ۰/۵ میکرومولار (حجم نهایی ۰/۵ میلی لیتر) به‌عنوان یک سوبسترای استاندارد در بافر ۵۰ میلی‌مولار فسفات پتاسیم (با pH معادل ۷/۴) در دمای ۳۷ درجه سانتیگراد به‌مدت ۱۰ دقیقه انکوبه شدند. واکنش با اضافه‌کردن ۰/۵ میلی مولار NADPH آغاز شد و شدت فلورسانس در طول موج‌های ۵۳۵ و ۵۹۰ نانومتر در طول زمان ۱ دقیقه ثبت شد. میزان EROD درنهایت با تقسیم داده‌های خروجی بر غلظت پروتئین نمونه مورد نظر محاسبه گردید و فعالیت آنزیم بر حسب (pmol resorufin/mg protein) گزارش گردید [۲۰–۱۸].

تجزیه و تحلیل آماری

تجزیه وتحلیل داده ها با نرم افزار Graphpad Prism نسخه‌ی ۶ با استفاده از آزمون آنالیز واریانس یک‌طرفه (ANOVA) و آزمون تکمیلی توکی انجام شد. سطح معنی‌داری در این تحقیق $p < ۰/۰۵$ درنظر گرفته شد.

یافته‌ها

اثرات تیمار ۳ و ۲٤ ساعته با FICZ، BSO، کادمیم و جیوه بر میزان مالون‌دی‌آلدئید در بافت کبد

همانطور که در نمودار ۱ مشاهده می‌شود ۳ ساعت (الف) پس از تزریق داخل صفاقی ترکیبات فوق گروه های تیمار FICZ + Hg ($p < ۰/۰۱$) و همچنین گروه‌های FICZ + BSO، FICZ + Cd + BSO و FICZ + Hg + BSO دارای اختلاف معنی‌دار ($p < ۰/۰۰۱$) با کنترل بودند در حالی که در تیمار ۲۴ ساعته تنها گروه تیمار کادمیوم و جیوه به‌تنهایی دارای اختلاف معنی‌دار $p < ۰/۰۰۱$ با گروه کنترل بود (ب).

اثرات تیمار ۳ و ۲٤ ساعته با FICZ، BSO، کادمیوم و جیوه بر میزان GSH و GSSG

همانطور که در جدول ۱ م شاهده می شود ۳ ساعت (الف) پس از تزریق داخل صفاقی ترکیبات فوق میزان GSH در تمامی گروه‌های تیمار (بجز گروه FICZ به‌تنهایی) به‌شکل کاملا معناداری ($p < ۰/۰۰۱$) نسبت به گروه کنترل کاهش داشته است. این الگو برای میزان GSSG نیز صادق بوده با این تفاوت که برای گروه های تیمار FICZ + Cd + BSO و FICZ + Hg + BSO افزایش میزان GSSG کمتر از سایر گروه‌های تیمار (بجز گروه FICZ به‌تنهایی) در مقایسه با گروه کنترل بوده است. جالب توجه اینکه نسبت GSH/GSSG در تمامی گروه‌های تیمار کمتر از کنترل بوده و کمترین نسبت مربوطبه گروه‌های Cd به‌تنهایی، FICZ + Cd + BSO و FICZ + Hg + BSO بوده است. این در حالی است که ۲۴ ساعت (ب) پس از تزریق داخل صفاقی ترکیبات فوق، الگوی تغییرات سطوح کبدی GSH مانند آنچه که در تیمار ۳ ساعته بود م شاهده شد. درحالی‌که سطوح GSSG تنها در گروه های تیمار FICZ + BSO، FICZ + Cd + BSO و FICZ + Hg + BSO بیشترین افزایش معنادار نسبت به گروه کنترل داشته‌اند. در ضمن نسبت GSH/GSSG تمامی گروه‌های تیمار کمتر از کنترل بوده و کمترین نسبت مربوط به گروه های تیمار FICZ + Cd + BSO و FICZ + Hg + BSO بوده است.

اثرات تیمار ۳ و ۲٤ ساعته با FICZ، BSO، کادمیم و جیوه بر میزان فعالیت آنزیم CYP1A1 در بافت کبد

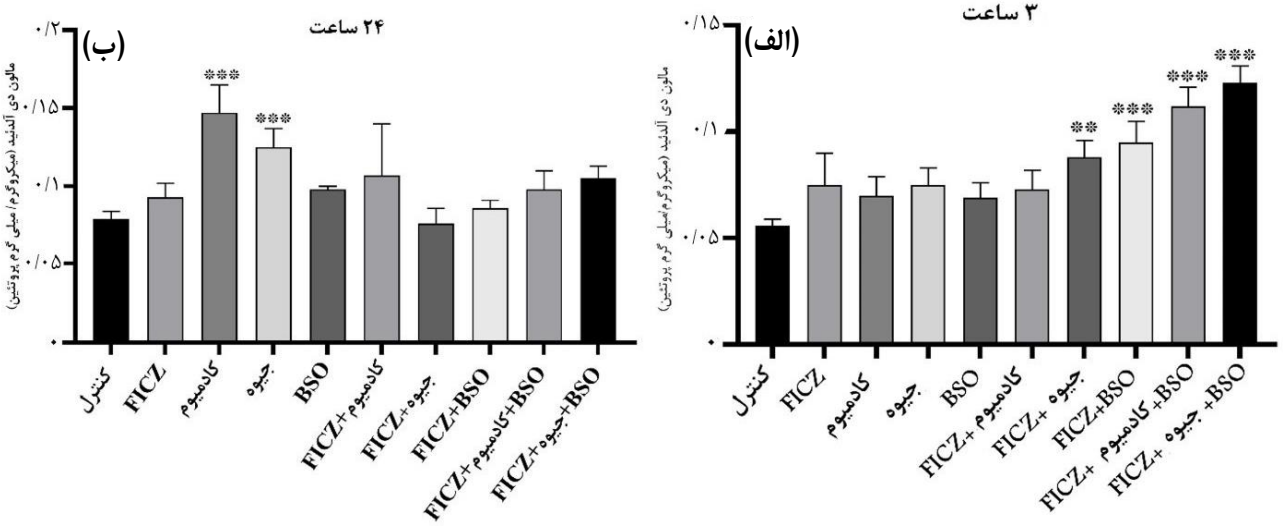
همانطور که در نمودار ۲الف نشان داده شده، فعالیت آنزیم

[12] Ethylenediaminetetraacetic acid

[13] Ethoxyresorufin-O-deethylase

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

CYP1A1 و بالطبع مقدار EROD (اتوکسی ۱،۹،۱۰فین O–داتیلاز) پس از ۳ ساعت تیمار با FICZ به حداکثر میزان



نمودار ۱– اثرات ترکیبات FICZ، BSO، کادمیوم و جیوه بر میزان مالون‌دی‌آلدئید در بافت کبد. موش‌های سوری ۳ ساعت (الف) و ۲۴ ساعت (ب) پس از دریافت ترکیبات فوق به‌صورت داخل‌صفاقی، کبد آن‌ها خارج و غلظت مالون‌دی‌آلدئید بافت کبد بر حسب میکروگرم/میلی‌گرم پروتئین بافت کبد محاسبه شد (n = ۵). ** و *** به ترتیب نمایانگر اختلاف معنی‌داری $p < ۰/۰۱$ و $p < ۰/۰۰۱$ با گروه کنترل می‌باشند.

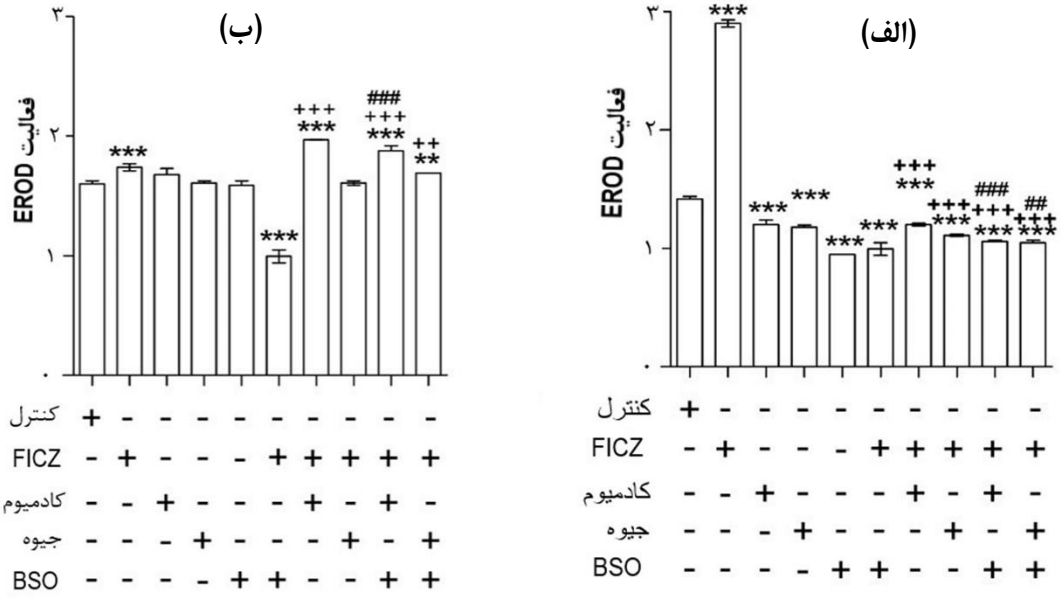
خود رسیده است که اختلاف معناداری ($p < ۰/۰۰۱$) با گروه کنترل و سایر گروه‌های تیمار حاوی FICZ داشته است. جالب توجه اینکه میزان فعالیت آنزیمCYP1A1 تمامی گروه های تیمار (بجز FICZ) کاهش معناداری نسبت به گروه کنترل داشته اند ($p < ۰/۰۰۱$). ازطرفی میزان EROD که محصول فعالیت آنزیم CYP1A1 است در گروه‌های تیمار FICZ + BSO + Cd و FICZ + BSO + Hg به‌ترتیب نسبت به گروه‌های تیمار FICZ+Cd و FICZ + Hg کاهش معناداری داشته است ($p < ۰/۰۰۱$). همانطورکه در نمودار ۲ب مشاهده می شود الگوی فعالیتی آنزیم CYP1A1 در تیمار ۲۴ ساعته تا حد قابل‌توجهی با تیمار سه ساعته متفاوت است. بسیاری از گروه های تیمار به‌لحاظ میزان EROD تفاوت معناداری با گروه کنترل و یا FICZ ندارند و اختلاف معنادار با گروه کنترل محدود به گروه های FICZ، FICZ + Cd، FICZ + BSO + Cd و FICZ + BSO + Hg است که فعالیت آنزیم CYP1A1 در آن‌ها افزایش یافته است. جالب توجه اینکه موش هایی که FICZ + BSO دریافت کرده‌اند کاهش معناداری در میزان EROD بافت کبد آن‌ها نسبت به گروه کنترل مشاهده شده است ($p < ۰/۰۰۱$). در بین گروه‌های تیمار حاوی FICZ که یکی از سوبستراهای آنزیم CYP1A1 است گروه‌های FICZ + Cd، FICZ + BSO + Cd و FIC Z+ BSO + Hg با گروه FICZ اختلاف معنادار مشاهده شده است. جالب توجه اینکه گروه تیمار FICZ+BSO+Cd با سطح معنی‌داری $p < ۰/۰۰۱$ نسبت به گروه FICZ+Cd افزایش معنادار داشته است.

بحث

یافته‌های مطالعه حاضر نشان داد، افزایش استرس اکسیداتیو به‌همراه کاهش نسبت GSH/GSSG می‌تواند باعث افزایش فعالیت آنزیم CYP1A1 و بالطبع مسیر پیامرسانی AhR شود. این یافته در تضاد با مطالعه‌ای است که اخیرا انجام شده است [۱۹]. نتایج مطالعه ما و محققان دیگر حاکی از آن بوده که شرایط استرس اکسیداتیو می‌تواند باعث افزایش فعالیت آنزیم CYP1A1 شود. بعلاوه نشان داده شده که سایر فاکتورهای رونویسی‌کننده، به تغییرات اکسیداتیو محیطی حساس هستند و دچار تغییرات عملکردی می‌شوند. به‌عنوان مثال نشان داده شده که وضعیت ردوکس داخل سلولی می‌تواند یکی از فاکتورهای تعیین‌کننده در فعال‌سازی مسیرهای

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

پیامرسانی NF-κB[14] و Nrf2[15] باشد [۲۰]. به‌نظر می‌رسد گروه‌های تیولی (-SH) موجود در کمپلکس AhR به گروه‌های



نمودار ۲- اثرات ترکیبات FICZ، BSO، کادمیم و جیوه بر میزان فعالیت آنزیم CYP1A1(pmol resorufin/mg protein) در بافت کبد. موش‌های سوری ۳ ساعت (الف) و ۲۴ ساعت (ب) پس از دریافت ترکیبات فوق به‌صورت داخل صفاقی، کبد آن‌ها خارج و میکروزوم‌های آن‌ها ایزوله شد و میزان تولید EROD که محصول فعالیت آنزیم CYP1A1 است اندازه‌گیری شد. در نهایت داده‌ها با توجه به غلظت پروتئین بافت کبد نمونه مورد نظر نرمالایز و محاسبه شد (n = ۵). *** و +++ به‌ترتیب نمایانگر اختلاف معنی‌داری $p < ۰/۰۰۱$ با گروه کنترل و FICZ می باشد. ## و ### به ترتیب نمایانگر اختلاف معناداری $p < ۰/۰۱$ و $p < ۰/۰۰۱$ با گروه‌های تیمار FICZ+Cd و FICZ+Hg می‌باشد.

تیولی ترکیبات واکنش پذیر محیطی از قبیل فلزات سنگین حساس باشد [۲۱]. بنابراین، به‌نظر می‌رسد که یک سطح بهینه از GSH داخل سلولی برای فعال سازی AHR مؤثر باشد. با توجه به پیچیدگی کلی بیو شیمی و ضعیت ردوکس در سلول، این مطالعه برای پوشش‌دادن تمامی زوایای این پدیده بیوشیمیایی طراحی نشده، بلکه جهت ارائه یک دیدگاه انتخابی در فرآیندهای مرتبط با تیول بوده است.

با توجه به سطوح بالای غلظتی و کارایی قابل‌توجه، GSH مهمترین بافر ردوکس در سلول‌ها است که امکان تنظیم دقیق محیط ردوکس سلولی را فراهم می‌کند. نسبت احیا به فرم اکسیده شده GSH اغلب به‌عنوان نشانگر مهم در تفسیر استرس اکسیداتیو استفاده می شود [۱۲]. در شرایط عادی، غلظت GSH از ۱ تا ۱۰ میلی مولار [۲۲] و نسبت GSH/GSSG در حدود ۱۰۰ به ۱ است ، درحالی‌که در شرایط استرس اکسیداتیو، این نسبت می‌تواند از ۱۰ به ۱ و حتی ۱ به ۱ متغیر باشد [۲۳]. تغییرات GSH فرایندهای بسیار تنظیم‌شده‌ای هستند، زیرا نقش مهمی در عملکرد طبیعی همو ستاز سلولی ایفا می‌کند [۲۴]. نشان داده شده است که تغییرات در مقادیر GSH و GSSG و وضعیت ردوکس سلولی می‌تواند با بسیاری از شرایط آسیب شناختی از جمله سرطان‌ها، اختلالات عصبی و احتمالاً با پیری در ارتباط باشد. یافته‌های این مطالعه نشان داد سطح GSH در گروه دریافت‌کننده‌ی کادمیم و جیوه کاهش معناداری نسبت به گروه کنترل داشته است. ازسوی‌دیگر همراه‌شدن این دو ماده (کادمیم و جیوه) هرکدام به‌تنهایی با FICZ و BSO نیز روند کاهشی سطح گلوتاتیون را تشدید کرد.

نتایج مطالعه ما نشان داد که کاهش در نسبت GSH/GSSG به‌واسطه تیمار با BSO در نتیجه افزایش سطوح GSSG می‌باشد. جالب توجه اینکه شدت کاهش این نسبت زمانیکه تیمار علاوه بر BSO، با ترکیبات اکسنده دیگر از قبیل کادمیوم و جیوه همراه بود، بیشتر شد. همچنین یافته‌های حاصل از این تحقیق نشان می‌دهد که فعالیت

[14] Nuclear factor kappa-light-chain-enhancer of activated B cells

[15] Nuclear factor erythroid 2–related factor 2

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

CYP1A1 توسط تغییرات هرکدام از GSH یا GSSG به‌تنهایی تحت تأثیر قرار نمی‌گیرد، بلکه متأثر از تغییرات ناشی از نسبت GSH/GSSG است (جدول ۱). نتایج حاصل از این پژوهش نشان داد که میزان فعالیت آنزیم CYP1A1 به‌طور قابل‌توجهی وابسته به زمان می‌باشد. پس از تیمار عملکرد آنزیم CYP1A1 به‌وسیله تست EROD اندازه‌گیری شد که نتایج

جدول ۱- اثرات تیمار ۳ ساعته و ۲۴ ساعته ترکیبات FICZ، BSO، کادمیوم و جیوه بر میزان گلوتاتیون احیا و اکسید در بافت کبد

گروه‌ها	مواجهه ۲٤ ساعته		مواجهه ۳ ساعته	
	GSSG (nM/mg protein)	GSH (nM/mg protein)	GSSG (nM/mg protein)	GSH (nM/mg protein)
DMSO	۰/۱۰ ± ۲/۲۰	۰/۷۶ ± ۷۱/۶۰	۱/۰ ± ۸۵/۰۱	۹۷/۷ ± ۹/۳۰
FICZ	۰/۴۹ ± ۲/۸۰	۱/۵۰ ± ۶۹/۱۰	۵/۴۶ ± ۷/۱۸	۳/۵۳ ± ۹۸/۷۵
Cd	***۰/۲۶ ± ۸/۱۰	***۱/۱۰ ± ۵۰/۱۰	***۰/۴۴ ± ۱۵/۳۸	***۷/۶۶ ± ۲۳/۸۱
Hg	۰/۷۰ ± ۷/۶۰	***۱/۵۰ ± ۵۲/۴۰	***۱/۹۹ ± ۱۹/۹۵	***۳/۱۰ ± ۲۵/۶۷
BSO	۰/۹۵ ± ۳/۰۰	***۵/۵۰ ± ۵۴/۵۰	***۳/۱۷ ± ۱۵/۶	***۱/۴۰ ± ۳۵/۴۷
FICZ + BSO	***۰/۴۳ ± ۴/۱۲	***۱/۲۳ ± ۵۶/۳	***۰/۶۸ ± ۱۰/۱۳	***۶/۷۹ ± ۴۲/۵۷
FICZ + Cd	۲/۲۰ ± ۷/۲۰	***۱/۰۰ ± ۴۸/۰۰	***۳/۰۹ ± ۱۵/۱۵	***۱۰/۳۶ ± ۳۵/۷۸
FICZ + Hg	۰/۵۵ ± ۸/۶۳	***۱/۲۵ ± ۵۰/۲۳	***۱/۶۱ ± ۱۲/۴۷	***۱۰/۴۵ ± ۲۶/۲۳
FICZ + Cd + BSO	**۰/۹۵ ± ۱۳/۰۳	***۰/۸۵ ± ۳۲/۱۰	*۱/۰۳ ± ۷/۳۵	***۰/۳۱ ± ۱۵/۳۷
FICZ + Hg + BSO	**۱۰ ± ۱۴/۰۰	***۱/۶۹ ± ۲۹/۴۰	*۰/۶۰ ± ۴/۹	***۱/۹۷ ± ۱۴/۰۵

داده‌ها به صورت میانگین ± انحراف معیار از میانگین برای هرگروه (n = ۵) ذکر شده ا ست. *، ** و *** به‌ترتیب نمایانگر اختلاف معنی‌داری $p < ۰/۰۵$، $p < ۰/۰۱$ و $p < ۰/۰۰۱$ با گروه کنترل می‌باشند. صرفا داده‌های مربوط به گروه‌های DMSO، FICZ و BSO در زمان ۳ ساعت برگرفته از کار قبلی نویسندگان می‌باشد [۱۵] که جهت انتشار آن‌ها از مجله اجازه نشر با کد 5601870424823 اخذ شده است.

به‌دست‌آمده بیانگر این موضوع بود که هنگامی که موش‌ها با FICZ تیمار شدند، فعالیت آنزیم CYP1A1 پس از ۲۴ ساعت به حداقل میزان خود نسبت به ۳ ساعت پس از تیمار رسید. تعداد زیادی از ترکیبات می‌توانند سبب فعال‌شدن AHR شوند که ازجمله آن‌ها فلزات سنگینی هم چون کادمیم و جیوه و داروهای شیمیایی هم چون BSO می‌باشند. نتایج نشان داد که میزان فعالیت آنزیم CYP1A1 در حضور این فلزات سنگین و BSO کاهش می‌یابد. با افزودن FICZ میزان فعالیت CYP1A1 در ۳ ساعت افزایش می‌یابد و این به‌دلیل القای فعالیت آن ازطریق فعال‌شدن AHR می‌باشد. اما در ۲۴ ساعت به دلیل این که خود FICZ سوبسترای آنزیم CYP1A1 می‌باشد، میزان فعالیت AHR و در نتیجه میزان فعالیت آنزیم CYP1A1 کاهش می‌یابد و به کمترین میزان فعالیت خود می‌رسد. با رجوع به منابع علمی متوجه می‌شویم که سیستم‌های ردوکس دیگر، مانند خانواده تیورودوکسین در حفظ حالت ردوکس سلول نقش دارند. با این‌حال، این سیستم ردوکس همچنین می‌تواند به کوپل ردوکسی GSH مرتبط باشد [۲۵].

نتیجه‌گیری

نتایج حاصل از این پژوهش نشان داد که فعالیت AHR تحت تاثیر اکسیداتیو استرس قرار می‌گیرد. بنابراین عملکرد این گیرنده درحالی‌که سلول پتانسیل احیا کمتری دارد، نسبت به حالت نرمال متفاوت است که این حالت می‌تواند باعث کم‌شدن عملکرد گیرنده و در نتیجه ایجاد بیماری‌های مرتبط با آن گردد.

سپاسگزاری

نویسندگان از معاونت تحقیقات و فناوری دانشگاه علوم پزشکی شیراز به‌دلیل حمایت از این مطالعه تشکر می‌کنند.

ملاحظات مالی

این پژوهش با حمایت مالی دانشگاه علوم پزشکی شیراز صورت پذیرفت.

تعارض در منافع

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

نویسندگان این مقاله تعارض در منافع ندارند.

نقش نویسندگان

م.ا، ا.م: ایده، طراحی و نظارت بر حســـن اجرای مطالعه؛ م.س، ش. ح: اجرای مطـالعـه؛ ا.ش، ع،غ: نگـارش مقـالـه؛ م.ک:آنالیز آماری.

فهرست منابع

1. Uemura S, Nakajima Y, Yoshida Y, Furuya M, Matsutani S, Kawate S, Ikeda S-i, Tsuji N, Grave E, Wakui H, Itoh H, Biochemical properties of human full-length aryl hydrocarbon receptor (AhR). ***J Biol Chem*** 168 (2020) 285-294.
2. Wang H, Pan L, Zhang X, Ji R, Si L, Cao Y, The molecular mechanism of AhR-ARNT-XREs signaling pathway in the detoxification response induced by polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) in clam Ruditapes philippinarum. ***Environ Res*** 183 (2020) 1-12.
3. Bose P, Siddique MUM, Acharya R, Jayaprakash V, Sinha BN, Lapenna A, Pattanayak SP, Quinazolinone derivative BNUA-3 ameliorated [NDEA+2-AAF]-induced liver carcinogenesis in SD rats by modulating AhR-CYP1B1-Nrf2-Keap1 pathway. ***Clin Exp Pharmacol Physiol*** 47 (2020) 143-157.
4. Arabnezhad M-R, Montazeri-Najafabady N, Chatrabnous N, Ghafarian Bahreman A, Mohammadi-Bardbori A, Anti-androgenic effect of 6-formylindolo[3,2-b]carbazole (FICZ) in LNCaP cells is mediated by the aryl hydrocarbon-androgen receptors cross-talk. ***Steroids*** 153 (2020) 1-6.
5. Gilge JL, Fisher M, Chai YC, The effect of oxidant and the non-oxidant alteration of cellular thiol concentration on the formation of protein mixed-disulfides in HEK 293 cells. ***PLoS One*** 3 (2008) e4015.
6. Jiaxin S, Shengchen W, Yirong C, Shuting W, Shu L, Cadmium exposure induces apoptosis, inflammation and immunosuppression through CYPs activation and antioxidant dysfunction in common carp neutrophils. ***Fish Shellfish Immunol*** 99 (2020) 284-290.
7. Silvestre F, Signaling pathways of oxidative stress in aquatic organisms exposed to xenobiotics. ***J Exp Zool A Ecol Integr Physiol*** 333 (2020) 436-448.
8. Ramos A, dos Santos MM, de Macedo GT, Wildner G, Prestes AS, Masuda CA, Dalla Corte CL, Teixeira da Rocha JB, Barbosa NV, Methyl and Ethylmercury elicit oxidative stress and unbalance the antioxidant system in Saccharomyces cerevisiae. ***Chem Biol Interact*** 315 (2020) 1-9.
9. Wang C, Nie G, Yang F, Chen J, Zhuang Y, Dai X, Liao Z, Yang Z, Cao H, Xing C, Hu G, Zhang C, Molybdenum and cadmium co-induce oxidative stress and apoptosis through mitochondria-mediated pathway in duck renal tubular epithelial cells. ***J Hazard Mater*** 383 (2020) 1-10.
10. Khafi AS, Iranbakhsh A, Afshar AS, Nejad RAK, RBOH expression and ROS metabolism in Citrullus colocynthis under cadmium stress. ***Rev Bras Bot*** 43 (2020) 35-43.
11. Esteves F, Campelo D, Gomes BC, Urban P, Bozonnet S, Lautier T, Rueff J, Truan G, Kranendonk M, The role of the FMN-Domain of human cytochrome P450 oxidoreductase in its promiscuous interactions with structurally diverse redox partners. ***Front Pharmacol*** 11(2020) 1-16.
12. Omidi M, GhafarianBahraman A, MohammadiBardbori A, GSH/GSSG redox couple plays central role in aryl hydrocarbon receptor- dependent modulation of cytochrome P450 1A1. ***J Biochem Mol Toxicol*** 32 (2018) 1-8.
13. Omidi M, Niknahad, H, Noorafshan, A, Fardid R, Nadimi E, Naderi S, Bakhtari A, Moham madi-Bardbori A, Co-exposure to an aryl hydrocarbon receptor endogenous ligand, 6-Formylindolo [3,2-b]carbazole (FICZ), and cadmium induces cardiovascular developmental abnormalities in mice. ***Biol Trace Elem Res*** 187 (2019) 442–451.
14. Amara IE, Anwar-Mohamed A, Abdelhamid G, El-Kadi AO, Effect of mercury on aryl hydrocarbon receptor-regulated genes in the extrahepatic tissues of C57BL/6 mice. ***Food Chem Toxicol*** 50 (2012) 2325-2334.
15. Kruger NJ, The bradford method for protein quantitation. *The Protein Protocols Handbook*, 3rd ed. Totowa, NJ: Humana Press, 2009: 17-24
16. Tietze F, Enzymic method for quantitative determination of nanogram amounts of total and oxidized glutathione. ***Anal Biochem*** 27 (1969) 502-522.
17. Zamaratskaia G, Zlabek V, EROD and MROD as markers of cytochrome P450 1A activities in hepatic microsomes from entire and castrated male pigs. ***Sensors*** 9 (2009) 2134-2147.
18. Mohammadi-Bardbori A, Assay for quantitative determination of CYP1A1 enzyme activity using 7-Ethoxyresorufin as standard substrate (EROD assay). ***Protocol Exchange*** 10 (2014) 1-9.
19. Mohammadi-Bardbori A, Bastan F, Akbarizadeh A-R, The highly bioactive molecule and signal substance 6-formylindolo[3,2-b]carbazole (FICZ) plays bi-functional roles in cell growth and apoptosis in vitro. ***Arch Toxicol*** 91 (2017) 3365-3372.
20. Mohammadi-Bardbori A, Vikström Bergander L, Rannug U,Rannug A, NADPH oxidase-dependent mechanism explains how arsenic and other oxidants can activate aryl hydrocarbon receptor signaling. ***Chem Res Toxicol*** 28 (2015) 2278-2286.
21. Xu C, Siu C-S, Pasco DS, DNA binding activity of the aryl hydrocarbon receptor is sensitive to redox changes in intact cells. ***Arch Biochem Biophys*** 358 (1998) 149-156.
22. Locigno R, Castronovo V, Reduced glutathione system: role in cancer development, prevention and treatment. ***Int J Oncol*** 19 (2001) 221-236.
23. Chai Y, Ashraf SS, Rokutan K, Johnston RB Jr, Thomas JA, S-Thiolation of individual human neutrophil proteins including actin by stimulation of the respiratory burst: evidence against a role for glutathione disulfide. ***Arch Biochem Biophys*** 310 (1994) 273-281.
24. Rahman I, Biswas SK, Jimenez LA, Torres M, Forman HJ, Glutathione, stress responses, and redox signaling in lung inflammation. ***Antioxid Redox Signal*** 7 (2005) 42-

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

59.
25. Björnstedt M, Xue J, Huang W, Akesson B, Holmgren A, The thioredoxin and glutaredoxin systems are efficient electron donors to human plasma glutathione peroxidase. ***J Biol Chem*** 269 (1994) 29382-29384.

Research paper

Cadmium and Mercury effects on the stress oxidative and AHR-CYP1A1 pathway in liver of mice

Mehdi Soltan-Oghli[1], Afshin Mohammadi-Bardbori[2], Shokoufeh Hassani[3], Amir Shadboorestan[4], Ali Ghafarian-Bahreman[5], Majid Keshavarzi[6], Mahmoud Omidi[7*]

1. Student Research Committee, Faculty of Pharmacy, Shiraz University of Medical Sciences, Shiraz, Iran
2. Department of Pharmacology and Toxicology, Faculty of Pharmacy, Shiraz University of Medical Sciences, Shiraz, Iran
3. Toxicology and Diseases Group (TDG), Pharmaceutical Sciences Research Center (PSRC), the Institute of Pharmaceutical Sciences (TIPS), Tehran, Iran
4. Department of Toxicology, Faculty of Medical Sciences, Tarbiat Modares University, Tehran, Iran
5. Occupational Environment Research Center, Rafsanjan University of Medical Sciences, Rafsanjan, Iran
6. Department of Pharmacodynamics and Toxicology, Faculty of Pharmacy, Mashhad University of Medical Sciences, Mashhad, Iran
7. Department of Pharmacology and Toxicology, Faculty of Pharmacy, Hormozgan University of Medical Sciences, Hormozgan, Iran

Received: 4 August 2023 Accepted: 30 August 2023

Abstract

Background and aim: Aryl Hydrocarbon Receptor (AHR) is an environmental sensor and sensitive to oxidative change. However, little is known about the effects of stress, especially oxidative stress, on aryl hydrocarbon receptor signaling. Therefore, this study aimed to investigate the effects of oxidizing compounds on the function of aryl hydrocarbon receptor in mice.

Methods: For this purpose, in mice treated with Formylindolo[3,2-b] carbazole (FICZ), buthionine sulfoximine (BSO), cadmium (Cd), and mercury (Hg), the effects of oxidants on the function of aryl hydrocarbon receptors were studied for 3 and 24 hours.

Results: For the first time, the data of this research unveil a clear relationship between Cytochrome P450 Family 1 Subfamily A Member 1 (CYP1A1) activity and cellular oxidative status. The *in vivo* findings indicated that the duration of activation/inhibition of aryl hydrocarbon receptors was directly related to the increase/decrease of the reduced glutathione/oxidized glutathione (GSH/GSSG) ratio.

Conclusion: This study showed that many environmental pollutants such as heavy metals and oxidants might affect the normal function of AHR target enzymes like CYP1A1 by altering intracellular oxidative potential.

Keywords: Aryl Hydrocarbon Receptor (AHR), FICZ, GSH/GSSG, Heavy Metals

Please cite this article as follows:
Soltan-Oghli M, Mohammadi-Bardbori A, Hassani S, Shadboorestan A, Ghafarian-Bahreman A, Keshavarzi M, Omidi M, Cadmium and Mercury effects

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]

on the stress oxidative and AHR-CYP1A1 pathway in liver of mice. ***Iran J Physiol Pharmacol*** 7 (2023) 75-83.

*Corresponding authors: toxicology@hums.ac.ir (ORCID: 0000-0001-8298-7221)

[Downloaded from ijpp.phypha.ir on 2026-11-13]