

Variation temporelle de l'activité catalase chez la palourde *Ruditapes decussatus* Linnaeus, 1758 contaminée par la perméthrine (étude en mésocosme)

Badreddine SELLAMI, Mohamed DELLALI, Hamouda BEYREM
Abdelhafidh KHAZRI, Patricia AÏSSA & Ezzeddine MAHMOUDI

Faculté des Sciences de Bizerte, Laboratoire de Biosurveillance de l'Environnement (LBE),
Unité d'Ecologie côtière et d'Ecotoxicologie marine, Zarzouna 7021, Tunisie.
e-mails : ezzeddine.mahmoudi@laposte.net, sellamibadreddine@yahoo.fr

Résumé. L'effet de la contamination par la perméthrine sur l'activité catalase a été déterminé, en mésocosmes, durant 25 jours d'expérimentation à différentes concentrations (C1 = 50, C2 = 100 et C3 = 150 $\mu\text{g.L}^{-1}$). L'activité catalase a été mesurée pour chaque concentration, tous les 5 jours, dans la masse viscérale de la palourde. L'induction de l'activité Catalase a été observée après 5 jours seulement chez les palourdes traitées par la concentration C3 et à partir de 10 jours pour tous les autres spécimens traités. La comparaison des réponses aux différentes concentrations montre des profils similaires pour C1 et C2, alors que la concentration C3 diffère significativement ($p < 0,05$) des deux précédentes. L'exposition des palourdes pendant 15, 20 et 25 jours aux concentrations C1, C2 et C3 montre une évolution temps et doses dépendantes qui atteint un maximum avec C3, après 25 jours. Cette évolution marque le seuil de sensibilité de la palourde à courte durée et l'évolution temporelle de l'état des spécimens. Les observations montrent la capacité de la perméthrine à modifier le système antioxydant chez la palourde.

Mots clés : Mésocosmes, Perméthrine, *Ruditapes decussatus*, Catalase, stress oxydative.

Temporal variation of the catalase activity in the clam *Ruditapes decussatus* (Linnaeus, 1758) contaminated by the Permethrin (a mesocosm study).

Abstract. The effect of contamination by Permethrin on catalase activity was evaluated in mesocosm during 25 days of experimentation with various concentrations (C1 = 50, C2 = 100 and C3 = 150 $\mu\text{g L}^{-1}$). Catalase activity was measured for each concentration every 5 days in the visceral mass of the clam *Ruditapes decussatus*. The induction of Catalase activity was observed after 5 days only in the other treated clams by the concentration C3 and as from 10 days for all the treated specimens with a significant difference ($p < 0.05$) compared to control. The comparison of the response to the various concentrations shows similar profiles for C1 and C2, whereas the concentration C3 significantly higher from the two preceding ones. The exposure of the clams during 15, 20 and 25 days with the concentrations C1, C2 and C3 shows a time and concentrations-dependent responses which reaches a maximum with C3 after 25 days. Catalase profiles marks the threshold of sensitivity of the clam to short duration and the temporal evolution of the state of the specimens. The observations support the capacity of permethrin to modify the antioxidant system in clams.

Key words: Mesocosm, Permethrin, *Ruditapes decussatus*, Catalase, oxidative stress.

INTRODUCTION

Les milieux aquatiques recueillent plusieurs polluants chimiques (pesticides, fertilisants, divers solvants) qui constituent constamment des agressions pour la faune aquatiques. Les insecticides pyréthrinoïdes sont largement utilisés en agriculture pour contrôler les insectes ravageurs (Institoris *et al.* 1999). Ils agissent sur les axones de système nerveux en prolongeant la perméabilité de la membrane neuronale aux ions sodium à l'origine d'une paralysie brutale chez les insectes (Narahashi & Anderson 1967, Vijverberg *et al.* 1982). Ils induisent d'autres intoxications telles que l'agitation, l'incoordination, l'hyperactivité, la prostration (Gammon *et al.* 1981). En Tunisie, les pyréthrinoïdes sont très utilisés pour contrôler les moustiques (Daaboub *et al.* 2008).

La perméthrine est un insecticide pyréthrinoïde, synthétisée pour la première fois en 1973 et utilisée dans divers produits insecticides (Ministère de l'Environnement

2002), sa masse moléculaire relative est de 391,30 (Kidd & James 1991). Elle est caractérisée par une faible Solubilité aqueuse égale à environ 0,006 mg.L^{-1} ce qui explique en partie sa présence dans les sédiments aquatiques. La perméthrine se lie aux solides en suspension, à la matière organique dissoute et aux sédiments (Lee *et al.* 2004, Liu *et al.* 2004). L'introduction de cet insecticide dans des milieux aquatiques a révélé un impact majeur sur les communautés d'invertébrés matérialisé par des altérations touchant les données quantitatives et qualitatives (Kreutzweiser & Sibley 1991, Werner & Hilgert 1992). Cependant, la perméthrine est légèrement toxique pour certaines algues aux doses habituellement utilisées (Stratton & Corke 1982).

L'évaluation du risque environnemental engendré par les pesticides fait intervenir des études écotoxicologiques qui incluent des analyses biologiques qui reposent sur l'utilisation des biomarqueurs (Liu *et al.* 2004). L'approche des biomarqueurs est largement utilisée dans la biosurveillance de l'environnement vu qu'elle fournit une

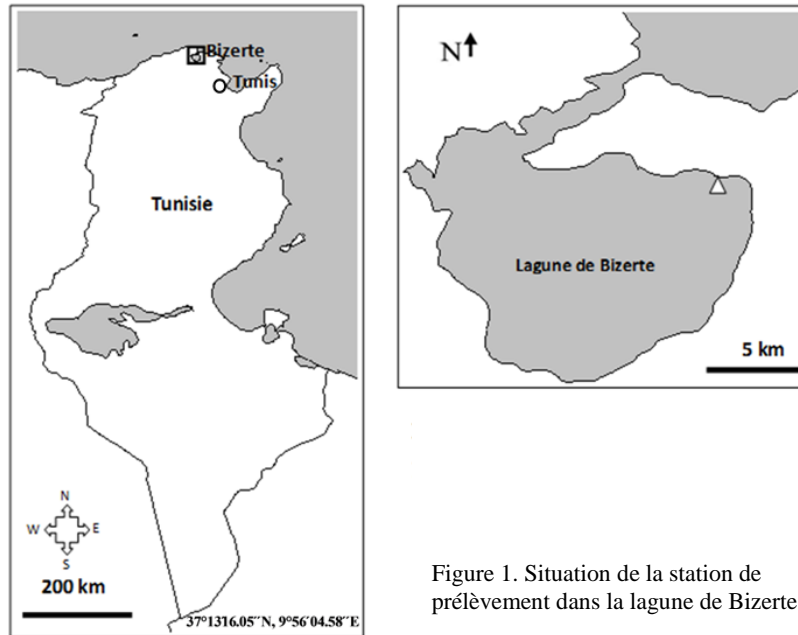


Figure 1. Situation de la station de prélèvement dans la lagune de Bizerte

réponse intégrée pour la contamination par les xénobiotiques. Cette approche permet d'identifier les interactions entre les organismes et les contaminants et de détecter précocement les effets sublétaux. Un intérêt grandissant se porte sur l'utilisation potentielle de la Catalase en tant que biomarqueur de pollution. Plusieurs travaux ont utilisé les bivalves pour estimer la qualité des écosystèmes côtiers dans plusieurs programmes de biosurveillance, tel que le Réseau National d'Observation de la qualité de l'eau en France (RNO) et le Projet des observations par les moules aux Etats-Unis (Wade *et al.* 1998). La palourde, *Ruditapes decussatus*, bivalve endogé, présente en Mer du Nord-est de l'Atlantique, depuis les côtes norvégiennes jusqu'aux Açores et aux côtes sénégalaises. Elle est commune dans les zones estuariennes et lagunaires de la majeure partie du bassin méditerranéen (Parache 1982). Elle est assez abondante dans les lagunes de Bizerte et de Tunis et facile à récolter. Etant sédentaire, elle est exposée, en permanence, aux contaminants éventuellement présents dans le sédiment (Methioub 1993).

Le présent travail se propose d'étudier l'effet d'un enrichissement expérimental en perméthrine sur l'activité Catalase de la palourde *Ruditapes decussatus* afin de détecter son état général après exposition et de suivre son évolution en fonction du temps d'expérimentation.

MATERIEL ET METHODES

Site d'échantillonnage

La lagune de Bizerte est un plan d'eau côtier de l'extrême nord de la Tunisie, qui couvre approximativement 150 km² avec une profondeur maximale de 12 m. Elle communique, au nord, avec la Méditerranée par un canal de 7 km de long et au sud, avec le lac Ichkeul par l'oued Tinja (Fig. 1). Cette lagune est connue, pendant les dernières décennies, comme une zone d'aquaculture de la moule

(*Mytilus galloprovincialis*) et de la pêche de la palourde européenne (*Ruditapes decussatus*). Cette lagune compte parmi les sites les plus poissonneux du monde (INSTM 1999). Les oueds Tinja, Mrezig, Garek, Ben Hassine et Gueniche traversent des terrains agricoles et alimentent cette lagune en eaux douces (Hlaili *et al.* 2003). Cependant, les problèmes de pollution liés aux activités agricoles et domestiques, accrues avec la croissance démographique (Dellali *et al.* 2001), menacent les richesses biologiques de cet écosystème. Ainsi, la population humaine se trouvant autour de la lagune est estimée à 163.000 habitants (recensée pour l'année 2004) dont 70% approximativement habitent la ville de Bizerte (Afli *et al.* 2008). Pour augmenter les rendements agricoles et satisfaire les besoins alimentaires de cette population, les agriculteurs utilisent des pesticides et notamment la perméthrine dans de nombreuses cultures (Daaboub *et al.* 2008). Cependant, l'utilisation accrue de ces produits posent de véritables problèmes en termes de santé publique et des dommages pour les écosystèmes (Renaudeau 2005). Ainsi, aucun pesticide introduit dans l'environnement ne peut être considéré comme inoffensif pour les composantes de l'écosystème.

Stratégie d'échantillonnage

Pour la présente étude réalisée en mésocosme, des palourdes ont été prélevés manuellement à partir d'une station de l'étage infralittoral située au Nord Est de la lagune de Bizerte (37°13'16.05' N, 9°56'04.58' E) au mois d'aout où les palourdes atteignent le stade de maturité sexuel (Hamida *et al.* 2004). Le prélèvement des palourdes a été effectué à partir du même site pour éviter les modulations des réponses biochimiques liées aux variations inter-sites. Les individus prélevés ont été transférés au laboratoire dans une glacière contenant de l'eau lagunaire. Au laboratoire, les échantillons sont placés dans des aquariums remplis d'eaux et de sédiment lagunaire

provenant de la même station de collecte à raison de 2 L.kg⁻¹ (environ 1/3 de l'aquarium). Le choix des aquariums fournit une occasion pour étudier non seulement la réponse des organismes mais aussi le comportement de l'ensemble de l'écosystème. En effet, les aquariums permettent de visualiser les effets des expositions écologiques appropriées aux différents types de xénobiotiques sur les communautés animales (Hickey & Golding 2002, Culp *et al.* 2003, Van den Brink 2006). Les aquariums, plus petits et moins complexes que les écosystèmes naturels permettent de simuler les conditions naturelles couvrant les points fonctionnels et structuraux de divers niveaux de l'organisation biologique et peuvent aider ainsi à identifier les mécanismes responsables des effets directs et indirects de la contamination par un polluant comme les pesticides sur les communautés et les écosystèmes (Relyea *et al.* 2005, Rohr *et al.* 2006). Les animaux ont été soumis à une acclimatation de trois jours dans des aquariums, placés dans une salle climatisée, tout en gardant les mêmes caractéristiques physicochimiques du milieu naturel (Température = 19 ± 2 °C, salinité = 36 ± 1 PSU et photopériode normale réglée à 12 heures lumière/12 heures obscurité). Une ration alimentaire journalière contrôlée contenant une mixture de microalgues (*Isochysis galbana* et *Tetraselmis*) à été ajoutée dans les aquariums. L'aération, assurée grâce à des pompes à oxygène, permet aussi une bonne distribution de la nourriture pour les palourdes.

Contamination par la perméthrine

Les palourdes, de taille homogène (25-30 mm), ont été réparties dans 12 aquariums à raison de 20 spécimens par aquarium. Cinq tranches horaires ont été choisies pour évaluer l'effet du temps d'exposition (5 jours, 10 jours, 15 jours, 20 jours et 25 jours). L'effet de la dose a été déterminé en testant trois concentrations de perméthrine : une faible concentration C1 = 50 µg.L⁻¹, une concentration moyenne C2 = 100 µg.L⁻¹ et une forte concentration C3 = 150 µg.L⁻¹. Ces concentrations ont été choisies sur la base des données écotoxicologiques de la perméthrine (Sánchez-Fortún & Barahona 2005).

Dosages

Le dosage des protéines a été réalisé selon la méthode de Bradford (1976) en raison de sa fiabilité et sa large utilisation. Le bleu de coomassie, utilisé comme réactif, réagit avec les protéines de la fraction (S9) pour donner un complexe bleu qui absorbe à une longueur d'onde de 595 nm. L'intensité de coloration est proportionnelle à la quantité des protéines présente dans chaque échantillon. La préparation de la gamme étalon a été réalisée avec de l'albumine sérique et les échantillons ont été dilués au dixième avec un tampon d'homogénéisation spécifique à chaque biomarqueur.

Le dosage de l'activité catalase a été effectué selon la méthode de Claiborne (1985).

Analyses statistiques

L'ANOVA suivi par le test HSD de Tukey ont été utilisés pour tester la différence significative entre l'activité de la Catalase mesurée pour chaque aquarium et la différence a été assumée lorsque $p < 0.05$ en utilisant le logiciel STATISTICA version 8.0.

RESULTATS

Evolution de l'activité catalase en fonction du temps

L'évolution de l'activité catalase après exposition *in vivo* de la palourde *Ruditapes decussatus* à trois concentrations C1 = 50, C2 = 100 et C3 = 150 µg L⁻¹ de perméthrine, après 5 tranches horaires 5, 10, 15, 20 et 25 jours (Fig. 2), montre une réponse temps-dépendante. En effet, les bivalves des aquariums traités par la faible concentration C1 (Fig. 2B), ont montré une augmentation de l'activité de cette enzyme de 2,62 µmol/min/mg de protéines enregistré après cinq jours d'exposition pour atteindre un maximum de 7,06 µmol/min/mg de protéines après vingt cinq jours d'exposition soit une augmentation de 46%. Aucune différence significative n'a été enregistrée entre les réponses de cette enzyme durant les 20 premiers jours d'exposition. C'est à partir du 25^{ème} jour que la différence devient hautement significative ($p < 0,001$). Ces résultats montrent que le premier seuil d'induction de la catalase avec la concentration C1 n'est atteint qu'après 20 jours d'exposition. Cette durée serait nécessaire à la bioaccumulation du pesticide dans les tissus de l'animal ou à la mise en place de système antioxydant. L'induction de l'activité CAT a été enregistrée à partir de 20 jours pour C2 (Fig. 2C). En effet, l'activité CAT passe de 3,13 µmol/min/mg de protéines après 5 jours à 4,86 µmol⁻¹min⁻¹ mg⁻¹ de protéines après 20 jours, soit une augmentation de 22%. Cette augmentation est hautement significative après 25 jours. L'effet concentration est observé avec la concentration C3. En effet, la durée minimale d'induction de l'activité CAT est supérieure à 10 jours seulement (Fig. 2D). L'activité CAT a été constante chez les témoins pendant toute la durée d'exposition (Fig. 2A). Les résultats précédents relatifs à l'effet temps d'exposition sont confirmés par les pentes représentant l'évolution de la réponse CAT en fonction du temps. Ces pentes ont varié entre 0,77 et 0,85 indiquant une corrélation positive entre le temps et l'intensité de l'activité CAT. Ainsi, le test de pente révèle une différence significative entre les témoins et les traités avec C1, C2 et C3.

Evolution de l'activité catalase en fonction de la dose

Après 5 jours d'exposition (Fig. 3A), l'activité catalase enregistrée chez les palourdes traitées par les deux concentrations C1 = 50 µg.L⁻¹ et C2 = 100 µg.L⁻¹ ne diffère pas significativement à celle des témoins. Cependant, avec la concentration C3 150 µg.L⁻¹, l'activité de ce biomarqueur a été doublée et la différence est hautement significative par rapport aux témoins ($p < 0,001$). Ces résultats mettent en

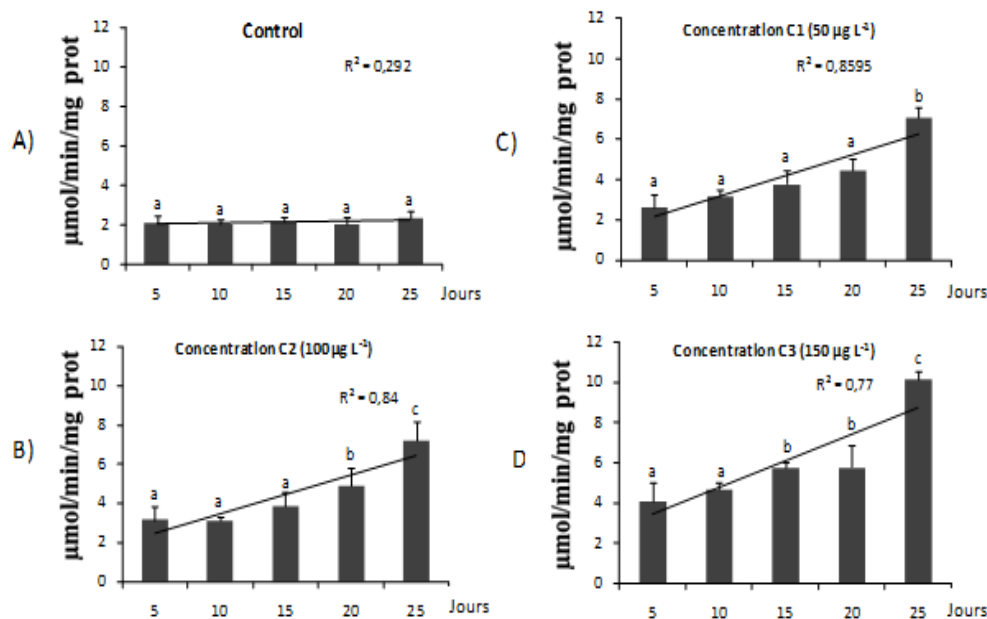


Figure 2. Variation de l'activité Catalase en fonction du temps chez la palourde (*Ruditapes decussatus*) exposée à trois doses (C1 = 50 µg/l, C2 = 100 µg/l et C3 = 150 µg/l) de perméthrine ($n = 10$). Les aquariums représentés par les mêmes lettres ne diffèrent pas significativement et ceux représentés des lettres différents sont significativement différentes à $p < 0.05$.

évidence l'effet inducteur de la concentration C₃ sur l'activité antioxydante de la CAT.

Dès la tranche horaire 10 jours, on note une augmentation de l'activité CAT à partir de la concentration C₁ ($p < 0,05$) par rapport aux témoins. Le taux d'augmentation est respectivement de 21,7 ; 21,4 et 39,52% pour C₁, C₂ et C₃. La comparaison des réponses aux différentes concentrations montre que les réponses aux concentrations C₁ et C₂ sont identiques. La concentration C₃ s'écarte significativement des deux précédentes (4,66 µmol/min/mg de protéines). Ces résultats montrent un gradient croissant de réponse caractérisée par une activité faible chez les témoins, moyenne chez les palourdes traitées par C₁ et C₂ et maximale chez ceux traitées par C₃.

L'exposition des palourdes pendant 15, 20 et 25 jours aux concentrations C₁, C₂ et C₃ montre une évolution de l'activité catalase similaire à celle enregistrée après 10 jours de contamination (Fig. 3C, D et E). En effet, avec les deux concentrations C₁ et C₂, on enregistre une augmentation de l'activité catalase respectivement égale à 3,76 et 3,84 µmol/min/mg de protéines (valeurs enregistrées après 15 jours de contamination) et la différence par rapport aux témoins demeure très significative à $p < 0,05$. Dans ces conditions l'activité de ce biomarqueur varie pour atteindre un maximum de 7,06 et 7,21 µmol/min/mg de protéines respectivement avec C1 et C2. C'est la concentration C3 qui provoque l'induction maximale avec une activité maximale de 10, 14 µmol/min/mg de protéines de protéines après 25 jours de contamination. De même, l'analyse statistique par le test de pente montre d'une part un gradient

croissant de l'activité enzymatique dépendant de la dose entre les palourdes témoins et celles traitées et d'autre part une évolution comparable entre les activités de C1 et C2.

La réponse de la Catalase est dose-dépendante et le seuil d'induction est compris entre C2 et C3 après 5 jours, diminue en fonction du temps et sera inférieur à C1 à partir de dix jours.

La concentration C3 est une concentration génératrice de stress oxydant quelle que soit la tranche horaire mais sans dépasser la capacité antioxydante puisque on note toujours une induction de l'activité CAT. Par ailleurs, l'activité CAT peut être inhibée par le stress oxydant de très forte intensité.

DISCUSSION

Les organismes aquatiques sont exposés à plusieurs contaminants organiques, tels que les pesticides. Ces composés sont capables d'altérer le système de défense de l'organisme suite à la production des composés radicalaires tel que le radical hydroxyde (OH[•]) et le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) (Rodriguez-Ariza 1993, Sole *et al.* 1995, Khessiba *et al.* 2001).

Les xénobiotiques sont capables de produire des radicaux libres dits primaires ou ROS qui dérivent de l'oxygène par des réductions à un électron tels l'anion superoxyde O₂^{•-} et le radical hydroxyle OH[•] (Lopez *et al.* 2007). D'autres espèces dérivées tel que le peroxyde

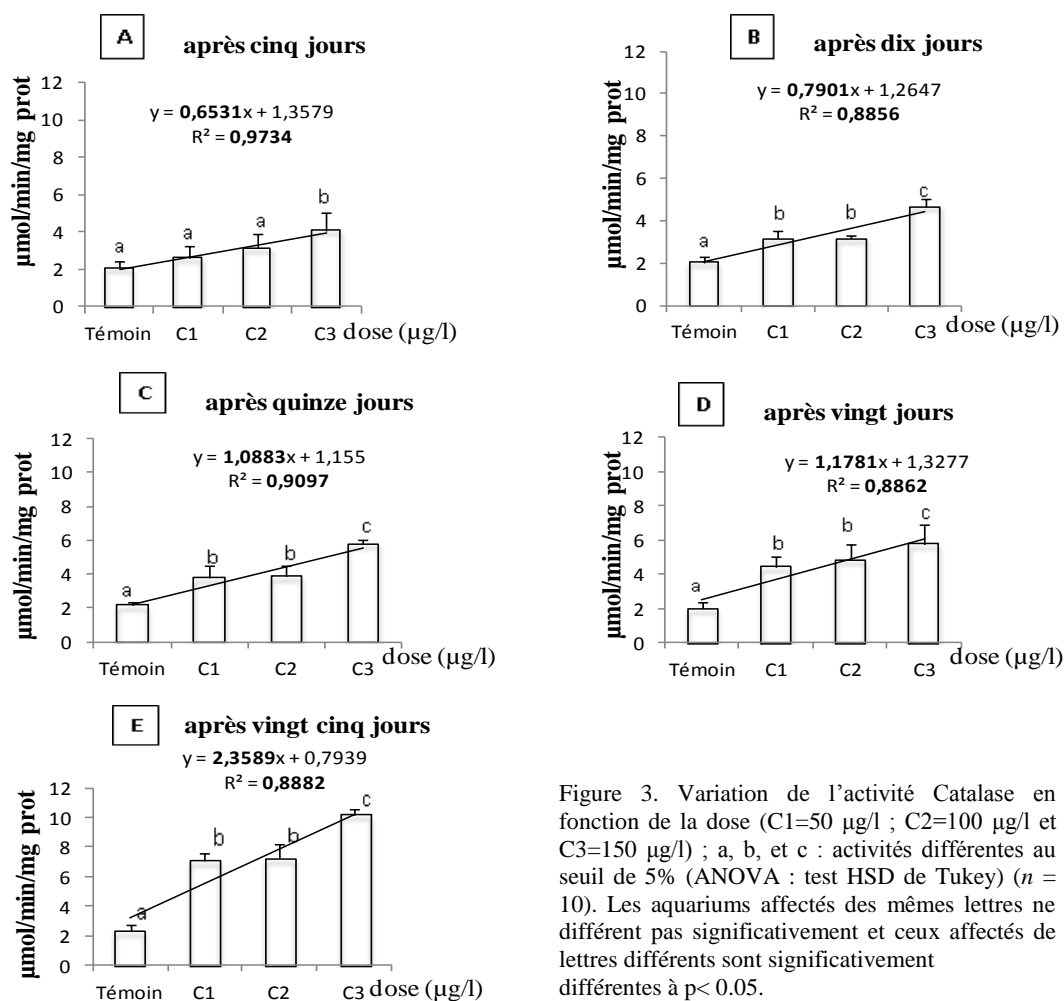


Figure 3. Variation de l'activité Catalase en fonction de la dose (C1=50 µg/l ; C2=100 µg/l et C3=150 µg/l) ; a, b, et c : activités différentes au seuil de 5% (ANOVA : test HSD de Tukey) ($n = 10$). Les aquariums affectés des mêmes lettres ne diffèrent pas significativement et ceux affectés de lettres différents sont significativement différents à $p < 0.05$.

d'hydrogène (H_2O_2) peuvent être des précurseurs de radicaux. Ces espèces réactives de l'oxygène (ROS) peuvent endommager les molécules biologiques conduisant à des effets secondaires capables d'altérer l'état de l'organisme (Bebiano & Barreira 2009).

Au niveau cellulaire, les enzymes antioxydantes sont capables de neutraliser ces espèces réactives de l'oxygène. Parmi ces enzymes la catalase réduit le peroxyde d'hydrogène en eau (H_2O) et oxygène moléculaire (O_2).

La perméthrine, un insecticide pyréthriinoïde largement utilisé en agriculture présente des impacts majeurs sur les invertébrés aquatiques (Kreutzweiser & Sibley 1991, Werner & Hilgert 1992). En effet, il s'accumule le long de la chaîne alimentaire (AQUIRE 1999) et peut générer des radicaux libres (Lopez *et al.* 2007). L'organisme réagit par l'induction du système antioxydant tel que la production des enzymes antioxydantes (Lopez *et al.* 2007).

Dans le présent travail, l'effet toxique de la perméthrine a été mis en évidence par la modulation de la défense antioxydante. L'augmentation de cette activité enregistrée, chez la palourde, prouve la biodisponibilité de la perméthrine et son effet altérage sur le métabolisme de

l'oxygène et la production des ROS. La production de ces espèces radicalaires peut être le résultat de la métabolisation de cet insecticide au niveau des tissus de la palourde.

Nos résultats sont en accord en termes de sensibilité avec ceux enregistrés chez *Unio pictorum* (Khazri 2009). Ces travaux ont montré une augmentation de l'activité CAT chez la moule d'eau douce *Unio pictorum* exposée à une concentration C1 50 µg.L⁻¹ de perméthrine. Il a suggéré que la perméthrine est capable de générer des ROS et que cette dose est supérieure au seuil de tolérance de l'espèce. L'augmentation de l'activité de cette enzyme a été observée avec d'autres pesticides. Ainsi, (Khechiba *et al.* 2005) ont enregistré une augmentation de l'activité CAT suite à l'exposition des moules au lindane. Ces auteurs ont montré que ce pesticide génère un stress oxydant qui modifie la balance oxydo-réductrice chez les animaux traités en faveur de la production des ROS.

Après cinq jours d'exposition, les deux premières concentrations testées C1 = 50 µg.L⁻¹ et C2 = 100 µg.L⁻¹ n'ont pas induit l'activité catalase. Ces résultats peuvent être expliqués par le fait que le stress oxydant généré par les faibles doses de perméthrine est neutralisé par d'autres

mécanismes antioxydants. En effet, l'organisme réagit par une multitude de substances non enzymatiques qui neutralisent les ROS à faible dose. Ainsi, le GSH, les vitamines (A, C et E), l'ubiquinone, les caroténoïdes, les flavonoïdes, l'acide urique etc., sont mobilisés pour piéger les ROS. Lorsque la production de ces ROS dépasse la capacité de ces piègeurs les enzymes antioxydantes sont mobilisées.

Barata *et al.* (2005) ont montré que l'endosulfan n'a pas induit l'activité catalase à une dose de 200 $\mu\text{g.L}^{-1}$ chez *Daphnia magna* alors qu'une dose de 400 $\mu\text{g.L}^{-1}$ l'induit significativement. Par ailleurs, d'autres travaux ont montré que même les faibles concentrations peuvent induire l'activité de ce biomarqueur. Ainsi, (Gharbi 2003) a souligné une augmentation de l'activité catalase chez le murex (*Hexaplex trunculus*) exposé à de faibles doses 50 et 60 $\mu\text{g.L}^{-1}$ de lindane (organochloré). Ces résultats prouvent que la réponse du système antioxydant dépend de la nature de contaminant chimique, de l'espèce et de la durée d'exposition.

L'effet dose a été prouvé par le fait que la concentration $C_3 = 150 \mu\text{g.L}^{-1}$ a induit significativement cette activité après 5 jours. En effet, après 5 jours de contamination, le seuil d'induction de l'activité CAT est compris entre 100 et 150 $\mu\text{g.L}^{-1}$. les mécanismes de défense antioxydante non enzymatique sont incapables de neutraliser les ROS et la défense enzymatique de la phase I (SOD, CAT) a été mobilisée. L'effet temps d'exposition est prouvé par les résultats observés à partir du 10^{ème} jour. Ainsi les concentrations C_1 et C_2 induisent l'activité CAT. Cette réponse dose temps dépendante évolue d'une manière linéaire durant toute la période d'expérimentation. Des résultats similaires montrant un gradient croissant en fonction de la dose ont été rapportés (Nasuti *et al.* 2003) dans une étude réalisée *in vivo* sur des souris exposées à des doses croissantes de perméthrine. De même, Barata *et al.* (2005) ont souligné une activité dose dépendante chez *Daphnia magna* exposée à une série de doses croissantes 200, 400, 600 et 800 $\mu\text{g.L}^{-1}$ d'endosulfan (organochloré). Ces auteurs ont noté un gradient croissant d'activité en fonction de la dose et ont montré que la faible dose 200 $\mu\text{g.L}^{-1}$ est incapable de produire des radicaux libres au niveau des tissus de ces crustacés alors que les autres doses induisent cette activité d'une manière croissante. Dans notre étude, une augmentation de l'activité catalase en fonction du temps a été enregistrée suite à une exposition à la perméthrine durant 25 jours. Cette augmentation serait liée avec le taux des radicaux libres formés au cours du temps d'expérimentation. Par ailleurs, (Bebiano & Barreira 2009) ont signalé une augmentation de l'activité catalase à partir de trois jours d'exposition aux hydrocarbures chez la palourde *Ruditapes decussatus* originaire de la lagune de Ria Formosa et qui atteint un maximum après vingt huit jours d'exposition. Ces mêmes auteurs ont attribué ces résultats aux espèces radicalaires de l'oxygène produites par le système antioxydant. Ce gradient croissant peut être dû à l'accroissement, en fonction du temps, de la concentration de la perméthrine au niveau des tissus de la palourde. Tous ces résultats montrent que l'amplification du stress oxydant suite à la contamination par la perméthrine

est le résultat de la persistance de cet insecticide dans le milieu et sa bioconcentration dans l'organisme. En effet, la perméthrine est un composé liposoluble. Cette propriété lui confère une grande capacité de bioconcentration.

La capacité de la perméthrine à persister dans le sédiment peut la rendre biodisponible aux organismes. Cette persistance a été signalée par Dietrich *et al.* (1996) qui ont détecté la présence de la perméthrine à des quantités considérables dans les sédiments et dans les organismes aquatiques après quatre mois d'exposition. De même, les travaux de Laskowski (2002) ont montré que la perméthrine est capable de s'adsorber aux sédiments aquatiques ce qui lui permet de persister dans ces écosystèmes.

CONCLUSION

La réponse biochimique en terme de CAT chez la palourde, suite à une contamination par la perméthrine, varie en fonction du temps et de la dose de ce polluant avec un minimum de variations enzymatiques enregistré au début de l'expérimentation et un maximum enregistré avec la plus forte dose testée après vingt cinq jours d'expérimentation.

Nos résultats montrent que le seuil de sensibilité de la palourde à la contamination par la perméthrine diminue lorsque la durée d'exposition augmente. Ainsi, ce bivalve est capable d'accumuler le pesticide dans les tissus. Cette bioconcentration provoque l'altération des paramètres biochimiques des mollusques.

L'utilisation de la réponse de la catalase chez les palourdes peut être un outil performant de détection des effets induits par la pollution par la perméthrine. En effet, le suivi en fonction du temps et de la dose de l'activité de la catalase a permis de mettre en évidence la persistance de ce polluant dans le milieu. Sa bioconcentration dans les tissus et son spectre d'action biologique explique son effet inhibiteur sur le système de défense antioxydante.

Remerciements. Nous exprimons notre reconnaissance au professeur David SHEEHAN, Groupe de recherche du protéomique, Department of Biochemistry and Environmental Research Institute, University College Cork, Cork (Irlande) pour l'aide et pour les conseils éclairés lors des dosages biochimiques.

Références

- Afli A., Ayari R. & Zaabi S. 2008. Ecological quality of some Tunisian coast and lagoon locations, by using benthic community parameters and biotic indices. *Estuarine Coastal Shelf Sci.*, 80, 296-280.
- AQUIRE: Aquatic Toxicity Information Retrieval Database. Pages consultées les 2, 3 et 4 juin 1999. ECOTOX Database system (en ligne).
adresse URL : http://www.epa.gov/ecotox/ecotox_main.htm.
35.

- Barata C., Varo I., Navarro J.C., Arun S. & Porte C. 2005. Antioxidant enzyme activities and lipid peroxidation in the freshwater cladoceran *Daphnia magna* exposed to redox cycling compounds. *Comp. Biochem. Physiol.*, C, 140, 175-186.
- Bebianno M.J. & Barreira L.A. 2009. Polycyclic aromatic hydrocarbons concentrations and biomarker responses in the clam *Ruditapes decussatus* transplanted in the Ria Formosa lagoon. *Ecotoxicol. Environ. Safe.*, 72, 7, 1849-1860.
- Culp J.M., Cash K.J., Glozier N.E. & Brua R.B. 2003. Effects of pulp mill effluent on benthic assemblages in mesocosms along the Saint John River, Canada. *Environ. Toxicol. Chem.*, 22, 2916-2925.
- Daaboub J., Ben Cheikh R., Lamari A., Ben Jha I., Feriani M., Boubaker C.H. & Ben Cheikh H. 2008. Resistance to pyrethroid insecticides in *Culex pipiens pipiens* (Diptera: Culicidae) from Tunisia. *Acta Tropica.*, 107, 30-36.
- Dellali M., Gnassia Barelli, M., Roméo, M., & Aïssa, P. 2001. The use of acetylcholinesterase activity in *Ruditapes decussatus* and *Mytilus galloprovincialis* in the biomonitoring of Bizerta lagoon. *Comp. Biochem. Physiol.*, C., 130, 227-235.
- Dietrich D.R., Schmid P., Zweifel U. & Schlatter C. 1996. Effects of permethrin on the fauna of the river goldach, assessed via residue analysis in sediment, algae and mollusc samples. *Mitt. Geb. Lebensmittelunters. Hyg.*, 87, 685-696.
- Essid N. & Aïssa P. 2002. Etude quantitative des nématodes libres des secteurs Nord et Est de la lagune de Bizerte (Tunisie). *Bull. Inst. Nat. Sci. Technol. Mer de Salammbô*, 29, 53-63.
- FAO. 1995. Développement et recherche aquacoles en Afrique du Nord. Synthèse des études nationales et plan d'action pour la recherche. FAO-MEDRAP, Tunis. 97 p.
- Gammon D.W., Lawrence L.J. & Casida J.E. 1981. Two classes of pyrethroid action in the cockroach. *Pestic. Biochem. Physiol.*, 15, 181-191.
- Gharbi S. 2003. Premières données sur l'étude *in vivo* et *in situ* de quelques biomarqueurs chez *Murex trunculus* originaire de la lagune de Bizerte. D.E.A. Sci. Environ., Fac. Sci. Bizerte, 70 p.
- Hamida L., Medhioub M.N., Couchard J.C., Romdhane M.S. & Le Pennec M. 2004. Etude comparative du cycle de reproduction de la palourde *Ruditapes decussatus* dans un milieu naturel (sud Tunisie) et contrôlé (écloserie). *Cah. Biol. Mar.*, 45, 291- 303.
- Hickey C.W. & Golding L.A. 2002. Response of macro-invertebrates to copper and zinc in a stream mesocosm. *Environ. Toxicol. Chem.*, 21, 1854-1863.
- Hlaili A., Chikhaoui M.A., El Grami B. & Hadj Mabrouk H. 2003. Variation hiverno-estivale de la communauté phyto-planctonique de la lagune de Bizerte en milieux naturel et fertilisé en nutriments. *Rev. Fac. Sci. Bizerte*, 2, 37-49.
- Institóris L., Ündeger, U., Siroki, O., Nehéz M. & Dési I. 1999. Comparison of detection sensitivity of immuno- and genotoxicological effects of subacute cypermethrin and permethrin exposure in rats. *Toxicol.*, 137, 1, 47-55.
- INSTM. 1999. Institut National des Sciences et Technologies de Mer. Programme national d'évaluation des ressources halieutiques. Edt. INSTM, 40 p.
- Khazri A. 2009. Effet de la contamination par la perméthrine sur la réponse de biomarqueurs de neurotoxicité et du stress oxydant chez la moule d'eau douce *Unio pictorum*. Mastère, Fac. Sci. Bizerte, 64 p.
- Khessiba A., Hoarau P., Gnassia-Barelli M., Aïssa P. & Roméo M. 2001. Biochemical response of the mussel *Mytilus galloprovincialis* from Bizerta (Tunisia) to chemical pollutant exposure. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 40, 222-229.
- Khessiba A., Roméo M. & Aïssa P. 2005. Effects of some environmental parameters on catalase activity measured in the mussel (*Mytilus galloprovincialis*) exposed to lindane. *Environ. Pollut.*, 133, 275-281.
- Kidd H. & James D.R. 1991. *The Agrochemicals Handbook*, third edition. Royal Society of Chemistry Information Services, Cambridge, R.-U. 2-13.
- Kreutzweiser D.P. & Sibley P.K. 1991. Invertebrate drift in a headwater stream treated with permethrin. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 20, 330-336.
- Laskowski D.A. 2002. Physical and chemical properties of pyrethroids. *Rev. Environ. Contam. Toxicol.*, 174, 49-170.
- Lee S., Gan J., Kim J.S., Kabashima J.N. & Crowley D. 2004. Microbial transformation of pyrethroid insecticides in aqueous and sediment phases. *Environ. Toxicol. Chem.*, 23, 1-6.
- Liu W., Gan J.J. Lee S. & Kabashima J. 2004. Phase distribution of synthetic pyrethroids in runoff and stream water. *Environ. Toxicol. Chem.*, 23, 7-11.
- Lopez O., Hernandez A.F., Rodrigo L., Gil F., Pena G., Serrano J.L., Parrón T., Villanueva E. & Pla A. 2007. Changes in antioxidant enzymes in humans with long-term exposure to pesticides. *Toxicol. Lett.*, 171, 146-153.
- Methioub M.N. 1993. La conchyliculture en Tunisie. Projet Tunis 192/002. Direction Générale de la pêche et de l'aquaculture. PNUD/FAO. 83 p.
- Ministère de l'Environnement 2002. Répertoire des principaux pesticides utilisés au Québec. Les Publications du Québec, Sainte-Foy, 476 p.
- Narahashi T. & Anderson N.C. 1967. Mechanism of excitation block by the insecticide allethrin applied externally and internally to squid giant axons, *Toxicol. Appl. Pharmacol.*, 10, 529.
- Nasuti C., Cantalamessa F., Falcioni G. & Gabbianelli R. 2003. Different effects of Type I and Type II pyrethroids on erythrocyte plasma membrane properties and enzymatic activity in rats. *Toxicol.*, 191, 233-244.
- Parache A. 1982. La palourde. *La Pêche Maritime*, 1254, 496-507.
- Phillips D.J.H. 1980. *Quantitative aquatic biological indicator: their use to monitor trace metal and organochlorine pollution*. Applied Science Publishers Ltd, London, 488 p.
- Relyea R.A., Schoeppner N.M. & Hoverman J.T. 2005. Pesticides and amphibians: the importance of community context. *Ecol. Appl.*, 15, 1125-1134.
- Renaudeau C. 2005. Les agressifs chimiques de guerre. In: de Revel T. (ed.) - *Menace terroriste approche médicale*. John. Libbey Eurotext, 317-326.
- Rodriguez-Ariza A. 1993. Biochemical indicators of oxidative stress in fish from polluted littoral areas. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 50, 2568-2573.
- Rohr J.R., Kerby J.L. & Sih A. 2006. Community ecology as a framework for predicting contaminant effects. *Trends in Ecology & Evolution*, 21, 606-613.
- Sánchez-Fortún S. & Barahona M.V. 2005. Comparative study on the environmental risk induced by several pyrethroids in estuarine and freshwater invertebrate organisms. *Chemosph.*, 59, 553-559.
- Sole M., Porte C. & Albaiges J. 1995. The use of biomarkers for assessing the effects of organic pollution in mussels. *Sci. Total Environ.*, 159, 147-153.
- Stratton G.W. & Corke C.T. 1982. Toxicity of the insecticide permethrin and some degradation products towards algae and cyanobacteria. *Environ. Pollut.*, 29, 71-80.
- Van den Brink P.J. 2006. Response to recent criticism on aquatic semifield experiments: opportunities for new developments in ecological risk assessment of pesticides. *Integr. Environ. Assess. Manag.*, 2, 202-203.
- Vijverberg H.P.M., van der Zalm I.M. & van den Bercken J. 1982. Similar mode of action of pyrethroids and DDT on sodium channel gating in myelinated nerves. *Nature*, London, 295, 601.

Wade T.L., Sericano J.L., Gardinali P.R., Wolff G. & Chambers L. 1998. NOAA's 'Mussel Watch' Project: current use organic compounds in bivalves. *Mar. Pollut. Bull.*, 37, 20-26.

Werner R.A. & Hilgert J.W. 1992. Effects of permethrin on aquatic organisms in a freshwater stream in South-Central Alaska. *J. Econ. Entomol.*, 85, 860-864.

Manuscrit reçu le 24 novembre 2011
Version modifiée acceptée le 31 octobre 2012