

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE



UNIVERSITE BADJI-MOKHTAR ANNABA

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

LABORATOIRE DE BIOLOGIE ANIMALE APPLIQUEE



THESE EN VUE DE L'OBTENTION DU **DIPLOME DE DOCTORAT EN SCIENCE**

Spécialité : **Biologie Animale**

Intitulé

**Evaluation de la pollution de l'eau du littoral d'Annaba par  
l'impact chez le mullet doré *Liza aurata* (Poisson Téléostéen)**

**Présentée Par M : BOUZENDA Rami**

**Membre de Jury :**

<b>Mme KILANI-MORAKCHI S.</b>	<b>Présidente</b>	<b>Pr. Université d'Annaba</b>
<b>M. KHEBBEB M.E.H</b>	<b>Directeur de thèse</b>	<b>Pr. Université d'Annaba</b>
<b>Mme GRARA N.</b>	<b>Examineur</b>	<b>Pr. Université de Guelma</b>
<b>Mme CHOUAHDA S.</b>	<b>Examineur</b>	<b>MCA. Université d'Annaba</b>
<b>Mme KHATI W.</b>	<b>Examineur</b>	<b>MCA. Université d'El Taref</b>
<b>Mme Zaidi N.</b>	<b>Examineur</b>	<b>MCA. Université Skikda</b>

**Année universitaire : 2017-2018**

# DEDICACE

*Je dédie ce travail :*

- A mes très chers parents pour leurs encouragements et leurs soutient morale et pour leur immense sacrifice.*
- A mon épouse Radja et ma fille Jouri.*
- A mes sœurs Meriem et Sarra.*
- A mon frère Khaled et mes neveux Barhouma et Israa en leur souhaitant beaucoup de succès dans leurs études et leurs vies.*
- A ma collègue Azzouz Amatallah.*
- A toute ma famille.*
- A tous mes amis.*

# Remerciements

*Tout d'abord, je remercie Dieu qui m'a éclairé le chemin pour réaliser ce modeste travail.*

*Toute ma profonde reconnaissance et mes sincères remerciements vont à Mme Kilani-Morakchi S. professeur à l'université d'Annaba pour avoir accepté de présider ce jury.*

*Toute ma profonde reconnaissance et mes sincères remerciements vont à M. Khebbeb M.E.H, Professeur de l'université d'Annaba, pour m'avoir dirigé tout le long de ce travail, et de m'avoir prodigué conseils et orientations.*

*Comme je tiens à exprimer mes sincères remerciements à Mme Grara Nedjoud Professeur de l'université de Guelma, Mme Chouahda Salima Maître de conférence A à l'université d'Annaba, Mme Khati Willya Maître de conférence A à l'université d'El Taref et Mme Zaidi Nadjoua Maître de conférence A à l'université d'El Taref, pour avoir accepté d'être membres de jury de ce travail.*

*Je remercie également toutes les personnes qui de près ou de loin ont collaboré à la réalisation de ce travail.*

# Sommaire

<b>1. Introduction</b> .....	1
<b>2. Matériels et Méthodes</b> .....	10
2.1. Présentation de l'espèce.....	10
2.2. Caractéristiques des sites d'échantillonnage.....	13
2.2.1. Golfe d'Annaba.....	13
2.2.2. Site d'El Hnaya.....	13
2.2.3. Site de Sidi Salem.....	13
2.3. Mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau.....	14
2.4. Capture et prélèvement des poissons.....	15
2.5. Dissection et prélèvement des organes.....	15
2.6. Dosage des biomarqueurs du stress environnemental.....	16
2.6.1. L'acétylcholinestérase.....	16
2.6.2. Glutathion S-transférase.....	17
2.6.3. Glutathion.....	18
2.6.4. Catalase.....	19
2.7. Composition biochimique de la chair.....	20
2.7.1. Extraction et dosage des constituants.....	20
2.7.2. Protéines.....	22
2.7.3. Glucides.....	22
2.7.4. Lipides.....	23
2.8. Analyse statistique.....	24
2.8.1. Régression linéaire et corrélation.....	24
2.8.2. Analyse univariée.....	24
<b>3. Résultats</b> .....	25
3.1. Variations mensuelles des Paramètres physico-chimiques de l'eau.....	25
3.1.1. Température.....	25
3.1.2. Oxygène dissous.....	26
3.1.3. Salinité.....	28
3.1.4. pH.....	29
3.1.5. Corrélation entre les différents paramètres physico-chimiques dans les deux sites du golfe d'Annaba.....	30
3.2. Variations mensuelles des biomarqueurs du stress environnemental.....	31

3.2.1. Variations mensuelles de l'activité de l'acétylcholinestérase.....	31
3.2.2. Variations mensuelles de l'activité de la glutathion S-transférase.....	34
3.2.3. Variations mensuelles du taux du glutathion.....	37
3.2.4. Variation mensuelle de l'activité de la catalase.....	39
3.3. Variations mensuelles de la composition biochimique de la chair.....	42
3.3.1. Taux de protéines.....	42
3.3.2. Taux de glucides.....	44
3.3.3. Taux de lipides.....	47
3.4. Effets des paramètres physico-chimiques du milieu sur l'activité des biomarqueurs et les taux des métabolites.....	50
3.4.1. Corrélation entre les paramètres physico-chimiques du milieu et les Biomarqueurs.....	50
3.4.2. Corrélation entre les paramètres physico-chimiques du milieu et les métabolites .....	51
<b>4. Discussion.....</b>	<b>53</b>
4.1. Paramètres physico-chimiques de l'eau.....	53
4.2. Biomarqueurs du stress environnemental.....	57
4.2.1. Activité de l'acétylcholinestérase.....	61
4.2.2. Activité de la glutathion S-transférase.....	63
4.2.3. Taux du glutathion.....	66
4.2.4. Activité de la catalase.....	67
4.3. Composition biochimique de la chair.....	68
4.3.1. Taux de protéines.....	70
4.3.2. Taux de glucides.....	71
4.3.3. Taux de lipides.....	73
<b>5. Conclusion et perspectives.....</b>	<b>75</b>
<b>6. Résumés.....</b>	<b>77</b>
<b>7. Références bibliographiques.....</b>	<b>79</b>

## LISTE DES FIGURES

N°	Titre	Page
1	Effets biologiques subséquents à l'exposition aux contaminants chimiques-adapté de Caquet et Lagdic.	07
2	Morphologie des juvéniles du mullet doré ( <i>Liza aurata</i> ) (d'après Forèse et Pauly 2008).	11
3	Morphologie d'un adulte du mullet doré ( <i>Liza aurata</i> ) (d'après Forèse et Pauly, 2008)	12
4	Localisation géographique du golfe d'Annaba et des sites d'échantillonnage	14
5	Anatomie interne d'un poisson osseux (www.infovisual.com).	15
6	Principales étapes d'extraction des constituants (protéines, glucides, lipides) selon le procédé de Shibko <i>et al.</i> (1966).	21
7	Variations mensuelles de la température (°C) de l'eau de mer des deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.	25
8	Variations mensuelles des teneurs en oxygène dissous (O <sup>2</sup> ) (mg/l) de l'eau de mer des deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.	27
9	Variations mensuelles de la concentration de la salinité (S) (g/l) de l'eau de mer des deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.	28
10	Variations mensuelles du pH de l'eau de mer des deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.	29
11	Variations mensuelles de l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 (m±s ; n =06) (***) : différence hautement significative).	32
12	Variations mensuelles de l'activité de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 (m±s ; n =06) (***) : différence hautement significative).	35

<b>13</b>	Variations mensuelles du taux du glutathion ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période d'étude ( $m \pm s$ ; $n=6$ ) (***) : différence hautement significative).	<b>37</b>
<b>14</b>	Variations mensuelles du taux de la Catalase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$ ; $n=6$ ).	<b>40</b>
<b>15</b>	Variations mensuelles du taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi au cours de la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012. ( $m \pm s$ ; $n=6$ ) (***) hautement significative).	<b>43</b>
<b>16</b>	Variations mensuelles du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 ( $m \pm s$ ; $n=6$ ) (***) : différence hautement significative).	<b>45</b>
<b>17</b>	Variations mensuelles du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 ( $m \pm s$ ; $n=6$ ) (***) : différence hautement significative).	<b>48</b>

## LISTE DES TABLEAUX

N°	Titre	Page
1	Dosage des protéines de la chair : réalisation de la gamme d'étalonnage.	22
2	Dosage des glucides de la chair : réalisation de la gamme d'étalonnage.	23
3	Dosage des lipides de la chair : réalisation de la gamme d'étalonnage.	23
4	Variations saisonnières de la température (T°C) des eaux des deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; *** : hautement significatif).	26
5	Variations saisonnières de l'oxygène dissous (O <sup>2</sup> ) (mg/l) des eaux des deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; ** : très significatif ; *** : hautement significatif).	27
6	Variations saisonnières de la salinité (S) (g/l) des eaux des deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; *** : hautement significatif).	29
7	Variation saisonnières du pH des eaux des deux sites du golfe d'Annaba ( El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; ** : très significative).	30
8	Matrice de corrélation (Pearson) entre les paramètres physico-chimiques des eaux des deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012. (r : coefficient de corrélation ; (NS : non significatif ; ** : très significatif ; *** : hautement significatif).	31
9	Variations mensuelles de l'activité de l'AChE (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) (m±s ; n=6).	33
10	Variations saisonnières de l'activité de l'AChE (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (m±s ; n=18).	33



<b>11</b>	Classement par ordre décroissant selon les saisons l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.	<b>34</b>
<b>12</b>	Variations mensuelles de l'activité de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$ ; $n=6$ ).	<b>35</b>
<b>13</b>	Variations saisonnières de l'activité de la GST ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$ ; $n=18$ ).	<b>36</b>
<b>14</b>	Classement par ordre décroissant selon les saisons l'activité de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.	<b>36</b>
<b>15</b>	Variations mensuelles du taux de GSH ( $\mu\text{M}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$ ; $n=6$ ).	<b>38</b>
<b>16</b>	Variations saisonnières du taux de GSH ( $\mu\text{M}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$ ; $n=18$ ).	<b>38</b>
<b>17</b>	Classement par ordre décroissant selon les saisons les taux du GSH ( $\mu\text{M}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.	<b>39</b>
<b>18</b>	Variations mensuelles du taux de la CAT ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$ ; $n=6$ ).	<b>40</b>
<b>19</b>	Variations saisonnières du taux de CAT ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$ ; $n=18$ ).	<b>41</b>

<b>20</b>	Classement par ordre décroissant selon les saisons les taux du CAT ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au niveau du foie de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.	<b>41</b>
<b>21</b>	Variations mensuelles des taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$ ; $n=6$ ).	<b>43</b>
<b>22</b>	Variations saisonnières du taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$ ; $n=18$ ).	<b>44</b>
<b>23</b>	Classement par ordre décroissant selon les saison du taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.	<b>44</b>
<b>24</b>	Variations mensuelles du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, mois).	<b>46</b>
<b>25</b>	Variations saisonnières du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison).	<b>46</b>
<b>26</b>	Classement par ordre décroissant selon les saison du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.	<b>47</b>
<b>27</b>	variations mensuelles du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, mois).	<b>48</b>
<b>28</b>	Variations saisonnières du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison).	<b>49</b>

<b>29</b>	Classement par ordre décroissant selon les saison du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au niveau de la chair de <i>Liza aurata</i> pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.	<b>49</b>
<b>30</b>	Test de corrélation entre les paramètres physico-chimique du milieu et l'activité des biomarqueurs ainsi que les taux des métabolites mesurés chez <i>Liza aurata</i> provenant des deux sites (El Hnaya et Sidi Salem) entre décembre 2011 et novembre 2012 ( $r$ : coefficient de corrélation, * : $P \leq 0,05$ ; ** : $P \leq 0,001$ ; *** : $P \leq 0,001$ ).	<b>52</b>



# **INTRODUCTION**

# 1. INTRODUCTION

Le milieu marin est particulièrement vulnérable aux effets toxiques des polluants, il est considéré comme le réceptacle des produits chimiques utilisés dans les activités industrielles, agricoles et urbaines (Rao *et al.*, 2007 ; Canesi *et al.*, 2011 ; Freitas *et al.*, 2012; Fang *et al.*, 2013). Parmi les différentes sources de pollution des milieux marins et en plus de l'agriculture, souvent responsable d'une part non négligeable de la contamination chimique des hydrosystèmes par l'utilisation de produits phytosanitaires ; l'industrie est le premier responsable de la quasi-totalité des rejets des produits chimiques dans les eaux naturelles, elle opte pour implanter ses unités à proximité des fleuves, des rivières, des canaux de la mer et des zones margino-littorales pour évacuer ses déchets qui ont inévitablement augmenté les niveaux de pollution par les produits chimiques dans les eaux naturelles ( Akif *et al.*, 2002; Jordao *et al.*, 2002 ; D'Adamo *et al.*, 2008 ; Onivogui *et al.*, 2015; El Hassani *et al.*, 2016). Ces zones margino-littorales (côtières, estuariennes et lagunaires) sont le refuge de nombreuses espèces de poisson marines auxquelles elles servent de nurseries (Hervé et Bruslé, 1979), et par conséquent elles accumulent dans leurs tissus les résidus des différents polluants persistants (Binelli and Provini, 2003 ; Ennouri *et al.*, 2008 ; Ben Salem, 2014), tels que les Polychlorobiphényles (PCBs) ( Canesi *et al.*, 2003 ; Jayed *et al.*, 2015), les Polychlorodibenzo-p-dioxines (PCDDs) et les Polychlorodibenzo-furanes(PCDFs) (Rawn *et al.*, 2006), les Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques (HAPs) (Kouzayha, 2011; Souyei, 2015), le Tributylétain (TBT) (Gomez-Ariza *et al.*, 2000), les pesticides organophosphorés et carbamates (Xuyang *et al.*, 2008 ; Bahrouni, 2010 ; Mokbel *et al.*, 2015) , ainsi que certains métaux lourds (Rajkumar *et al.*, 2011 ; Eddaoudi *et al.*, 2014 ; El Hassani *et al.*, 2016). L'impact de ces composés toxiques qui n'arrêtent pas de s'accroître en quantité et en variété dans notre société de plus en plus technologique, a été largement étudié dans notre laboratoire sur plusieurs organismes visés, spécialement, sur des insectes à intérêt agronomique, tels que *Tenebrio molitor* et *Ephestia kuehniella* (Soltani *et al.*, 2002 ; Khebbab *et al.*, 2008 ; Meskache & Soltani-Mazouni, 2013 ; Kirane-Amrani *et al.*, 2015 ; Tazir *et al.*, 2016 ; Bakli *et al.*, 2016), à intérêt médical, *Blattella germanica* (Habes *et al.*, 2006 ; Kilani-Morakchi *et al.*, 2014), les moustiques du genre *Culex* (Boudjelida *et al.*, 2008 ; Djeghader *et al.*, 2013 ; Bouabida *et al.*; 2017 ), *Apis mellifera* (Achou et Soltani, 1997 ; Barour *et al.*, 2005 ;

Loucif-Ayad *et al.*, 2008 ; Nabti *et al.*, 2014 ; Rouibi *et al.*, 2016 ), *Lymantria dispar* (Ouakid *et al.*, 2005) ; ainsi que sur des espèces non visées telles que le myriapode *Eupolybothrus nudicornis* (Daas *et al.*, 1996 ; 2007 ; Soucha *et al.*, 2015), le poisson *Gambusia affinis* (Soltani *et al.*, 2008 ; Chouahda & Soltani, 2013 ; Zaidi & Soltani, 2013), Les crevettes *Penaeus kerathurus* et *Palaemon adspersus* ( Soltani *et al.*, 2009 ; Morsli *et al.*, 2015), et l'haricot de mer *Donax trunculus* (Beldi, 2007 ; Belabed & Soltani, 2013 ; Merad & Soltani, 2017).

Les enjeux environnementaux et sanitaires, liés aux polluants toxiques dans les milieux aquatiques, sont actuellement au cœur de nombreux débats de société et de prise de conscience de la nécessité de réduire la pollution toxique de l'eau (Binelli & Provini, 2003 ; Sarkar *et al.*, 2006). La préservation de l'environnement est donc devenue une des priorités des scientifiques et des gestionnaires de la mer. C'est ainsi que l'étude des polluants et de leurs effets sur les écosystèmes a donné naissance à une discipline récente qu'est l'écotoxicologie dont le développement est consécutif à l'augmentation des rejets et des accidents dus à l'intensification des activités anthropogéniques (Valavanidis *et al.*, 2006).

Pendant de nombreuses années, la surveillance de l'environnement marin reposait sur des méthodes de chimie conventionnelle plus au moins sensibles, conduisant à l'évaluation des concentrations des substances considérées comme dangereuses pour l'environnement, dans l'eau, les sédiments et les organismes qui peuplent les écosystèmes côtiers (Van der Oost *et al.*, 2003 ; Abdel-Gawed *et al.*, 2012). Ces méthodes ont gagnées leurs places chez les scientifiques Algériens, en révélant des concentrations extrêmement élevées en polluants toxiques bioaccumulés dans certains organismes marins prélevés des différents sites de la côte Algérienne, dépassant même les normes tolérées et les seuils références (Bouderbala *et al.*, 1996 ; Beldi *et al.*, 2006 ; Taleb & Boutiba., 2007 ; Khati, 2009 ; Bentata-Keddar *et al.*, 2016). Si de tels dispositifs restent indispensables pour l'identification et la quantification de nombreux polluants, ils présentent toutefois certains inconvénients dont les difficultés analytiques, la spécificité et la sensibilité des méthodes de détection à certains polluants et essentiellement le coût élevé des campagnes pluriannuelles. Par ailleurs, certaines familles de toxiques échappent à cette surveillance soit parce qu'il s'agit de molécules totalement nouvelles, soit parce que

le devenir de certains polluants dans le milieu est encore mal connu (calabrese *et al.*, 1991). Enfin, si les analyses physico-chimiques donnent des indications sur la présence ou l'absence d'un polluant, elles ne renseignent pas sur l'impact réel du polluant sur sa cible finale, c'est-à-dire l'organisme vivant, puisque les nombreuses interactions polluants/polluants et polluants/organismes ne sont pas prises en compte (Aït-Aïssa *et al.*, 2003). Il apparaît donc que cette évaluation de la qualité du milieu sans la détermination des effets toxiques de ces polluants sur leur cible biologique est insuffisante pour évaluer l'état de l'écosystème marin. Dans ce but de nombreuses études ont été récemment développées sur l'utilisation des changements biochimiques, physiologiques, histologiques et comportementaux à l'échelle de l'organisme pour évaluer l'exposition aux agents contaminants (Huggett *et al.*, 1992 ; Flammarion *et al.*, 2000 ; Caroline vignet 2014; Chalghmi *et al.*, 2016). La complexité du métabolisme des polluants chimiques et des mécanismes de détoxification chez les êtres vivants incite à considérer l'interface chimie/biologie comme une composante majeure de la surveillance des effets des polluants. En réalité c'est plutôt la complémentarité des résultats obtenus par les analyses chimiques et biochimiques qui permet alors d'effectuer un diagnostic complet sur la source et l'impact d'une pollution sur un écosystème, tels est l'objectif des programmes de biosurveillance des milieux marins (Oros *et al.*, 2007 ; Barhoumi, 2014).

Aujourd'hui, les stratégies de biosurveillance de l'environnement marin sont plus que jamais au cœur des préoccupations des scientifiques à travers la mise en place de nombreux programmes internationaux initiés par le Conseil International pour l'Exploration de la Mer (CIEM-ICES, 1978), la Commission Océanographique Intergouvernementale (IOC-UNESCO, 1986), le Programme des Nations Unies pour l'Environnement (PNUE), ainsi que des programmes nationaux initiés par plusieurs pays soucieux de la santé de leur environnement marin ( Van der Oost *et al.*, 2003 ; Oros *et al.*, 2007 ; Wilfried & Porcher 2009 ), dont la France a joué un rôle pilote en créant dès 1974, un Réseau National d'Observation de la qualité du milieu marin (R.N.O). L'Algérie n'a pas tardé en créant plusieurs réseaux de surveillance de l'environnement marin tel que le RSE en 2000 ayant pour objectif de contrôler la pollution des côtes oranaises, et en préparant une stratégie et un Plan National d'Actions pour l'Environnement et le Développement Durable (PNAE-DD, janvier 2002). Ces programmes de biosurveillance reposaient initialement sur l'évaluation de

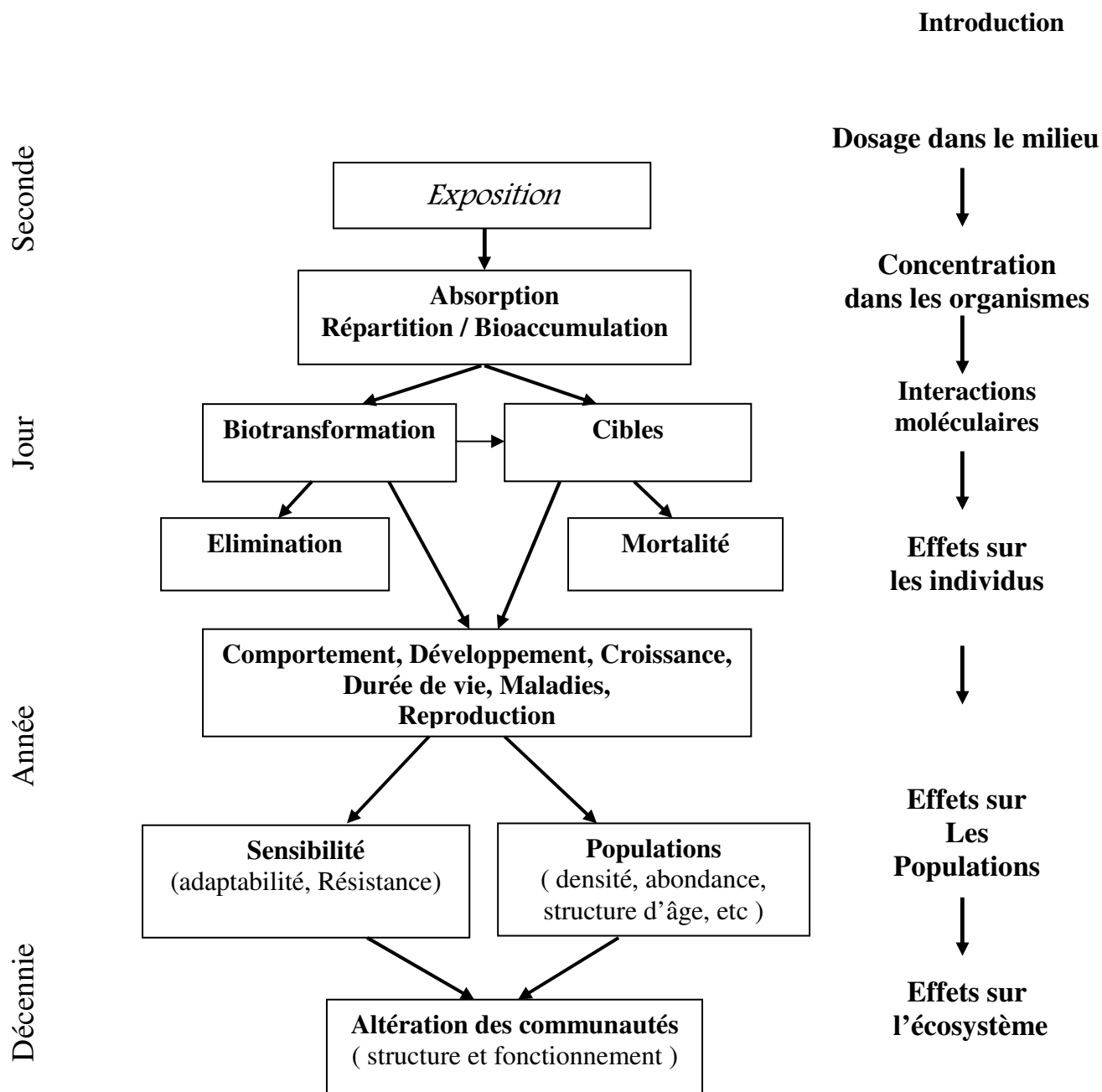
la toxicité d'une substance chimique par des tests de toxicité classiques sur un organisme vivant et ceci dans des conditions bien définies (Keddy *et al.*, 1994 ; Norris *et al.*, 1999). Cependant, ces tests même s'ils restent indispensables, sont longs et ne permettent pas de déterminer la toxicité d'un polluant avant l'observation d'un effet sur la mortalité ou la reproduction (Mc Carthy & Shugart, 1990). Il était donc important de développer des paramètres biochimiques et physiologiques plus sensibles mesurés chez des espèces vivantes plus spécifiques, afin d'obtenir une réponse plus précoce de l'impact d'une pollution et de prédire in situ ces effets néfastes sur l'environnement marin et ses organismes (Peakall, 1994). Actuellement la collaboration entre les scientifiques et les gestionnaires de l'environnement marin a permis le développement d'outils d'évaluation écotoxicologique plus spécifiques basés sur deux approches complémentaires, les bioindicateurs et les biomarqueurs (Viarengo *et al.*, 2007).

Les bioindicateurs sont définis par les scientifiques comme des organismes ou groupes d'organismes utilisées pour déterminer la présence, l'abondance et la biodisponibilité des contaminants dans l'environnement par l'intermédiaire de concentrations mesurées dans ces organismes pris dans leur totalité ou dans un ou plusieurs organes et/ou tissus (Chambost-Manciet, 2002). D'autres désignent par bioindicateurs, Les espèces biologiques ou animales qui, du fait de leurs particularités écologiques, réagissent à un polluant par une modification nette et spécifique de leurs fonctions vitales (Markert *et al.*, 2003). L'utilisation de bioindicateurs en écotoxicologie permet ainsi d'estimer la qualité du milieu aquatique et d'évaluer toute pression exercée par une pollution sur la santé et la structure des organismes vivants avant que toute la population ou l'écosystème ne soient perturbés (Walsh & O'Halloran, 1998 ; Narbonne *et al.*, 1999 ; Stecke & Bendell- Young, 2000 ; Dellali *et al.*, 2001). Des critères de sélection des bioindicateurs ont été établis comme la sensibilité, la reproductibilité et la pertinence écologique dont l'abondance spatiale et temporelle, la facilité d'échantillonnage et la gamme de réponses biologiques détectables pour bien représenter les phénomènes en cause de la pollution (Phillips & Rainbow, 1994 ; Lagdic *et al.*, 1997). La batterie des organismes marins utilisés par différents chercheurs est large, elle comprend des algues, des mollusques bivalves, des poissons, ainsi que de nombreuses espèces de vertébrés et invertébrés (Errahmani *et al.*, 2014 ; Aydın-Önen & Öztürk, 2017).



Les poissons jouent un rôle majeur dans l'écologie des milieux aquatiques. Ils ont un rôle central dans les réseaux trophiques en raison de leur fonction de transporteurs d'énergie depuis de faibles niveaux trophiques jusqu'à des niveaux trophiques supérieurs (Beyer, 1996). De plus, certaines espèces se situent à des niveaux élevés des réseaux trophiques, ce qui leur permet d'être de bons intégrateurs des pressions de pollution rencontrées dans leur milieu de vie (Labrot, 1996). Les poissons constituent au sein des écosystèmes aquatiques des modèles de choix pour l'études de l'influence de la contamination chimiques sur ces milieux (Van der Oost *et al.*, 2003). Ils sont largement utilisés comme espèces bioindicatrices de la pollution dans les programmes de biosurveillance de l'environnement marins (Prudente *et al.*, 1997 ; Pereira *et al.*, 2009 ; Yipel and Yarsan, 2014 ; Khandaker MU *et al.*, 2015 ), tels que les Sparidés dont *Sarpa salpa* ( Bellassoued *et al.*, 2013), les Moronidés dont le *Dicentrarchus labrax* (Ben Ameer *et al.*, 2012), les Cyprinidés dont le *Squalius cephalus* et le *barbus barbus* (Aarab, 2004), les Cichlidés dont *Oreochromis mossambicus* (Naji *et al.*, 2014) et *Oreochromis Niloticus* ( Tweel A *et al.*, 2013), les Scombridés dont le *Rastrelliger kanagurta* (Khandaker MU *et al.*, 2015) ainsi que les Mugilidés dont *Mugil cephalus* et *Liza aurata* (Ben Ameer *et al.*, 2015 ; Oliveira *et al.*, 2009).

En entrant dans l'organisme, les xénobiotiques se lient à des récepteurs, qui sont localisés soit à la surface ou à l'intérieur de la cellule, soit sur les organites cellulaires. Le comportement d'un organisme vis-à-vis d'un xénobiotique dépend le plus souvent de la bioaccumulation, la biotransformation et l'excrétion de ce xénobiotique. Les effets biologiques qui en résultent sont susceptibles de provoquer une altération d'une ou plusieurs fonctions biologiques cellulaires ou physiologiques qui modifient l'homéostasie et la capacité d'adaptabilité de ces organismes avec pour conséquence la remise en cause de la structure de leur population, mais aussi leur croissance, reproduction et voire même leur survie (Van der Oost *et al.*, 2003) (Fig 1). Afin de prédire ces effets, des indicateurs biochimiques plus spécifiques peuvent être des systèmes d'alarme précoces d'une contamination dont les effets sont encore réversibles, ces indicateurs biochimiques sont les biomarqueurs (Viarengo *et al.*, 2007 ;Vigano *et al.*, 2008 ; Wilfried *et al.*,2012).



**Figure 01 :** Effets biologiques subséquents à l'exposition aux contaminants chimiques-adapté de Caquet et Lagdic. 1998.

Un biomarqueur est un changement observable et/ou mesurable au niveau moléculaire, biochimique, cellulaire, physiologique ou comportemental, qui révèle l'exposition présente ou passé d'un individu à au moins une substance à caractère polluant (Lagadic *et al.*, 1997). Ces biomarqueurs ont été proposés comme indicateurs précoces de la dégradation du milieu (McCarthy, 1990). Ils peuvent anticiper un changement majeur au niveau biologique de l'organisme avant son altération, et surtout avant que toute la population ou l'écosystème ne soient

perturbés (Sarkar *et al.*, 2006). Cependant, se sont des outils qui doivent être manipulés délicatement car ils nécessitent une parfaite connaissance des facteurs biotiques et abiotiques du milieu, ainsi que les fluctuations naturelles du biomarqueurs lui-même (Binelli *et al.*, 2006 ; Zhou, 2006 ; Sarker *et al.*, 2006). De plus un biomarqueur ne peut pas être utilisé seul pour détecter ou prévenir le risque d'une pollution. En conséquence plusieurs biomarqueurs complémentaires sont nécessaires pour évaluer l'impact biologique d'un mélange de polluants, c'est ce qu'on appelle l'utilisation d'une batterie de biomarqueurs (Bodin *et al.*, 2004 ; Broeg *et al.*, 2005 ; Viarengo *et al.*, 2007).

De nombreux biomarqueurs biochimiques et cellulaires spécifiques mais aussi non spécifiques ont été étudiés chez les organismes aquatiques, Parmi ces biomarqueurs, on peut citer les biomarqueurs spécifiques tels que, l'acétylcholinestérase (AChE) (Mebarki *et al.*, 2015 ; Fergani & Arab, 2017), la glutathion S-transférase (GST) ( Hoarau *et al.*, 2004 ; Benradia *et al.*, 2016), les monooxygénases à cytochrome P450 (Behrens & Segner, 2005), la métallothionéine (MT) (Ghedira *et al.*, 2010, Naji *et al.*, 2014, Doering *et al.*, 2015) et l'éthoxyrésorufine-O-deéthylase (EROD) (Gorbi *et al.*, 2005 ; Binelli *et al.*, 2006). Il existe également des biomarqueurs non spécifiques qui ont été largement étudiés et utilisés pour la détection des niveaux de pollution, comme le glutathion réduit GSH impliqué dans le système de défense anti oxydant (Sureda *et al.*, 2006), la catalase (CAT) (Chalghmi *et al.*, 2015), les vitamines ( A,C,E) ( Torres *et al.*, 2002) et le malondialdéhyde ( MDA) qui est un produit issu de peroxydation lipidique des acides gras polyinsaturés des membranes cellulaires lors d'un stress oxydatif important et qui est utilisé comme un bon biomarqueur des lésions cellulaires et tissulaires ( Dewes *et al.*, 2006 ; Oruc & Usta, 2007).

Cependant, le choix des espèces bioindicatrices et des biomarqueurs biochimiques basé sur leur sensibilité au stress chimique, nécessite la prise en compte des fluctuations naturelles, annuelles, saisonnières, circadiennes ; de celles liées au milieu aquatique : Température, Salinité, pression ; de celles inhérentes au stade de développement ; de celles intrinsèques propres aux individus comme l'âge, la maturité, le sexe, l'état nutritionnelle, voire même de celles associées aux processus adaptatifs comme le parasitisme ( Jorgensen *et al.*, 1999, Kelley *et al.*, 2000).

L'Algérie dispose d'un littoral d'environ 1280 km, sur lequel se concentre la quasi-totalité des activités socio-économiques, et s'installe la majorité de la population algérienne liée aux grandes agglomérations urbaines (Alger, Oran, Annaba) et aux grands pôles industriels (Oran, Arzew, Alger, Skikda, Annaba). Les multiples pollutions qui découlent d'une telle activité humaine et industrielle ont comme pour point de convergence le milieu marin. Le développement urbain, agricole, et industriel que connaît l'Algérie ces dernières décennies n'a fait qu'aggraver le phénomène de pollution marine. De ce fait, il est devenu indispensable d'évaluer la qualité de ces milieux aquatiques.

Le golfe d'Annaba est l'un des plus importants pôles touristiques et économiques installé sur la côte algérienne. Ses ressources halieutiques exposées à une dégradation qualitative et quantitative, sont menacées par une pollution liée aux activités économiques en plein essor (Beldi *et al.*, 2006; Amira *et al.*, 2011 ; Soltani *et al.*, 2012 ; Sifi *et al.*, 2013). Pour cela et dans le cadre d'un programme national de biosurveillance des milieux marins, la présente étude vise à évaluer la qualité des eaux du golfe d'Annaba à travers l'utilisation d'une espèce de mugilidés « *Liza aurata* » bioindicateur de pollution, choisie du fait de sa large consommation dans notre pays, pêchée dans deux sites du golfe : El Hnaya éloigné de toute source polluante, et Sidi Salem situé près du port d'Annaba et de zones urbaines et industrielles. Dans cette perspective, les recherches envisagées visent à évaluer les réponses des populations de *Liza aurata* à l'impact d'une éventuelle pollution par :

1. L'évaluation des biomarqueurs du stress environnemental par le dosage mensuel de l'acétylcholinestérase (AChE), la glutathion S-transférase (GST), la catalase (CAT), et le glutathion (GSH).
2. La détermination de la composition biochimique des tissus musculaires de *Liza aurata* par la détermination mensuelle des taux de protéines, glucides et lipides.
3. Le suivi mensuel des paramètres physico-chimiques a été également réalisé au cours de la période d'étude, en prélevant la T°, La salinité, L'oxygène dissous ainsi que le PH des deux sites étudiés.



# **MATERIEL ET METHODES**

## 2. MATERIELS ET METHODES

### 2.1. Présentation de l'espèce

Les mugilidés, muges, ou mulets, sont un groupe de poissons très connus, comestibles, et très commercialisés en Algérie et dans d'autres pays côtiers. Ils sont représentés par six espèces, *Mugil cephalus*, *Liza aurata*, *Liza ramada*, *Liza saliens*, *Chelon labrosus* et *Oedalichulis labeo* (Farrugio, 1973, 1975; FAO, 1987). Leurs caractéristiques souvent très proches rendent leur distinction difficile sous l'eau, leurs habitudes sont similaires. Ils affectionnent particulièrement les eaux saumâtres à fortes variations de salinité et abondent dans les zones estuariennes et lagunaires, certaines espèces remontent les cours inférieurs des fleuves et supportent parfaitement les conditions de vie en eau douce, ils sont présents dans toutes les régions, aussi bien en mer qu'en fleuve ou en rivière.

Les mulets sont des poissons allongés, d'une taille pouvant aller jusqu'à 70 cm pour un poids de 3 à 4 Kg, de section subcylindrique. Leur tête est massive et aplatie dorsalement ; le museau court et obtus. La bouche est petite, terminale ou subterminale, avec des lèvres épaisses et des dents très petites ou absentes. Les yeux sont recouverts partiellement d'une paupière adipeuse. Les nageoires des mulets sont au nombre de 08, deux dorsales qui sont courtes et bien séparées, la première à 4 épines minces et la deuxième à une épine et 8 rayons mous. Les pectorales sont courtes et insérées haut sur les flancs. Les pelviennes sont en position abdominale et présentent un processus écaillé à leur base; la caudale est fourchue. Quant à la nageoire anale, elle est courte et munie de 2 à 3 épines et comprend 8 à 11 rayons mous. Le corps est couvert d'écailles assez grandes et cycloïdes; quelques unes présentent une ou plusieurs rangées de stries. Pas de ligne latérale. La coloration du dos est bleu verdâtre à gris plombé, celle des flancs est argentée, souvent avec 3 à 9 rayures longitudinales; quant aux nageoires, elles sont hyalines ou sombres. Les mulets se nourrissent de petits végétaux, d'invertébrés et de détritus variés qu'ils fouillent dans les sédiments du fond, et parfois d'insectes et de plancton.

Ces espèces sont grégaires et se déplacent dans les aires marines côtières par bancs serrés de plusieurs dizaines d'individus de même taille. Elles effectuent des migrations trophiques de la mer vers les lagunes; cependant, la maturation des gonades, la reproduction et la ponte se réalisent exclusivement en mer (Chauvet et Mkaouer, 1977; Chauvet, 1979; Erman, 1959; Ezzat, 1965; Landret, 1974; Brusle et Cambrony 1992). Parfois, lorsque cette

migration thalassotoque ne peut pas s’accomplir, les produits génitaux involuent et la ponte ne se réalise pas (Farrugio, 1975). Leur fréquentation simultanée et saisonnière du milieu marin et lagunaire les expose à différents types d’engins de pêche.

Après la ponte, les adultes restent en mer où ils accomplissent leur cycle de vie, seuls les juvéniles pondus retournent aux eaux saumâtres, aux estuaires et aux zones côtières à l’âge de deux mois (Crosetti et Cataudella, 1995), où ils passent leur vie immature avant de regagner la mer pour leur première maturité (Ould Mohamed Vall , 2004) (Fig. 2).

*Liza aurata* (Risso, 1810) ou mullet doré ou également connue sous le nom vernaculaire local de « mullet à tache jaune » du fait de la présence d’une tache jaune doré bien délimitée sur ses opercules, qui la distingue des autres espèces de mullets, est l’espèce la plus prisée des mugilidés (Fig. 3), elle répond à la classification suivante :

**Embranchement :** *Vertébrés.*

**Super classe :** *Poisson.*

**Classe :** *Osteichytiens*

**Sous classe :** *Actinptérigiens*

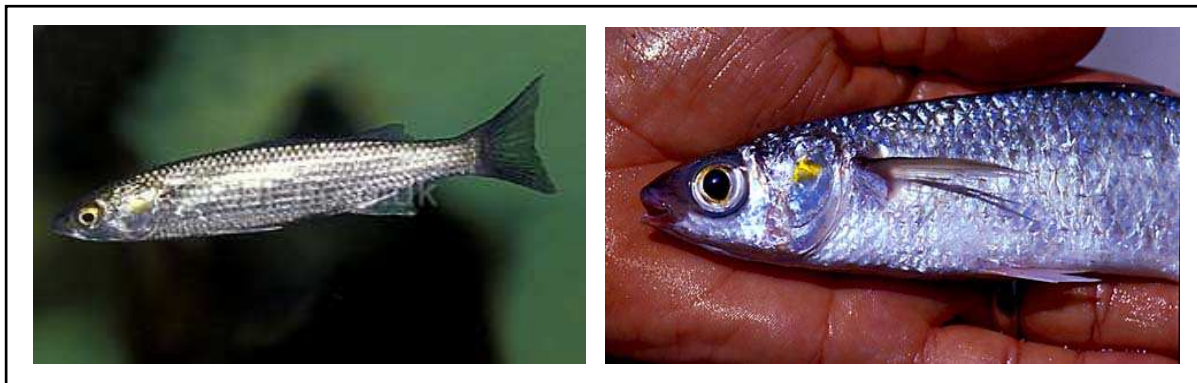
**Super ordre :** *Téléostéens.*

**Ordre :** *Perciformes.*

**Famille :** *Mugilidae.*

**Genre :** *Liza.*

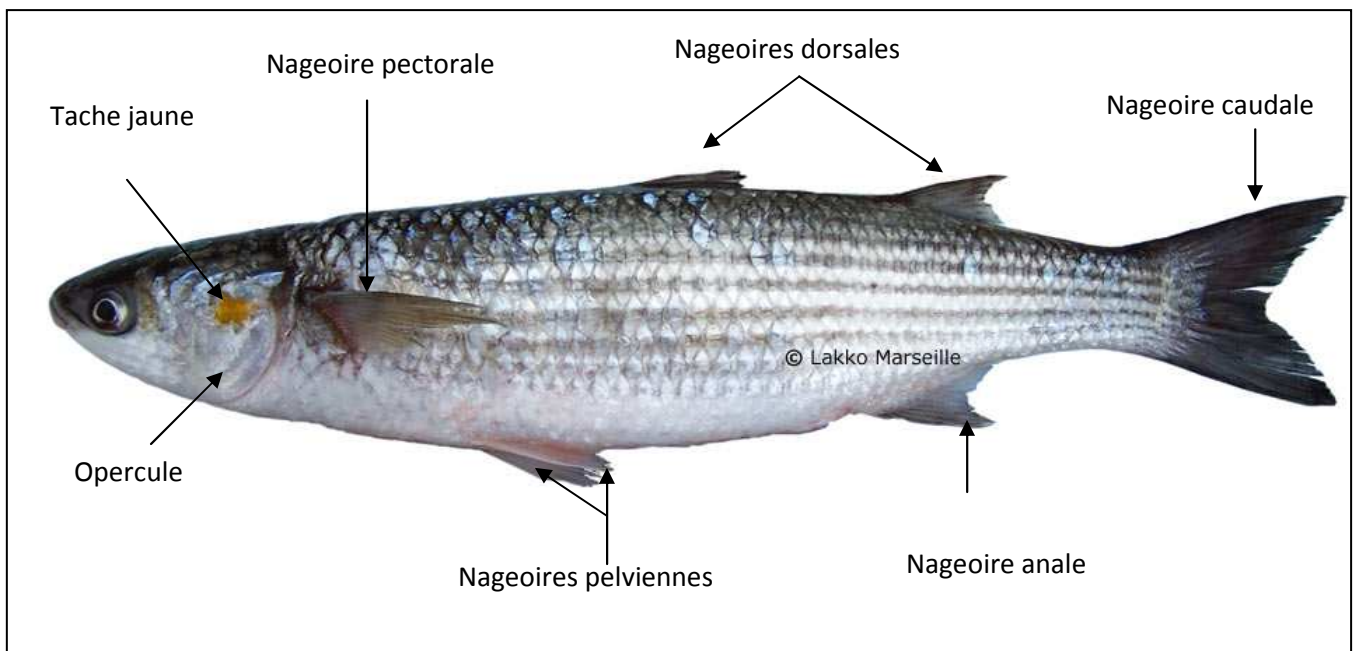
**Espèce :** *Aurata.* (Risso, 1810).



**Figure 02 :** Morphologie des juvéniles du mullet doré (*Liza aurata* ) (d’après Froèse et Pauly, 2008).

La maturation des gonades femelles du mullet doré se déroule de septembre à octobre et la ponte se réalise principalement d'octobre à novembre; alors que chez les mâles, la maturation des gonades commence à partir du mois de septembre pour atteindre son maximum en novembre, les émissions surviendront entre novembre et décembre (Fehri-Bedoui *et al.*, 2002). La période de reproduction du mullet doré dans différentes régions de la méditerranée et la mer noire est bien chevauchante; Cependant, cette période est précoce et plus étalée en mer noire et à l'étang de Berre, elle débute respectivement en juin et août mais s'étale bien jusqu'à l'automne (Panagiotopolous, 1916; Roule, 1915; Heldt, 1948; Ezzat, 1965).

La première maturité du mullet doré est atteinte à la taille de 21,41 cm pour les mâles, est de 21,95 cm pour les femelles (Lam Hoai Thong, 1971., Fehri-Bedoui *et al.*, 2002), ce qui correspond à un âge moyen de 3 ans et plus (Bedoui et Gharbi; 2000). La maturation des gonades mâles devance en générale celle des femelles d'un mois (Fehri-Bedoui *et al.*, 2002), ce phénomène a été également observé chez d'autres espèces de mulets (Besbes *et al.*, 2002).



**Figure 03** : Morphologie d'un adulte du mullet doré (*Liza aurata*) (d'après Froèse et Pauly, 2008).



### 2.2. Caractéristique des sites d'échantillonnage

#### 2.2.1. Golfe d'Annaba

Le golfe d'Annaba est situé au niveau du littoral Est algérien. Il est limité à l'Est par le Cap Rosa (8°15'E et 36°58'N) et à l'Ouest par le Cap de Garde (7°47'E et 36°58'N) (Fig. 4). Il s'étend sur une longueur d'environ 25,5 milles (40 Km), avec une profondeur maximale de 65 mètres. Le plateau continental est très étroit et accidenté, surtout au voisinage des caps (Gruvel, 1926). Il est nettement restreint au nord du cap de Garde (4,5 milles) puis s'élargit dans le golfe jusqu'à 14,5 milles avant de se rétrécir légèrement à l'Est au niveau du Cap Rosa (Vaissière & Fredj, 1963). La température varie entre 16°C en hiver et 28,8°C en été avec une amplitude de 12,8°C (Frehi, 1998); elle joue un rôle important dans les variations de la densité de l'eau. La salinité varie en fonction des zones. Les courants présentent à l'ouverture du golfe, après le Cap de Garde, une circulation orientée d'Ouest en Est avec des vitesses fluctuantes selon les saisons pouvant atteindre de 0,5 à 1m/s. Ce courant décolle de la face Sud Est du Cap de Garde en direction de l'embouchure de l'oued Mafragh (Anonyme, 1976), alors que les houles sont d'origine Nord Ouest à Est Nord Est. La baie reçoit des apports en eaux douces par le biais de deux oueds important dont oued Mafrag à l'Est qui ramène des éléments très riches en composés organiques et minéraux, et oued Seybousse au Sud-Ouest qui véhicule des rejets d'origine agricole, domestique et industrielle (Khélifi-Touhami *et al.*, 2006 ; Ounissi, 2007). De plus la zone reçoit d'autres rejets des effluents urbains (Khammar, 2007) et industriels de plusieurs usines installées sur la côte (Saker, 2007). En raison d'une forte abondance du matériel biologique utilisé et du niveau de pollution notre choix s'est porté sur deux sites situés au niveau du golfe d'Annaba, El Hnaya et Sidi Salem.

#### 2.2.2. Site d'El Hnaya

Le site d'El Hnaya (36°N 54'24.0, 08°E 07'35) se trouve à environ 30 km à l'Est d'Annaba entre le village de Berrihane et de Kantra El-Hamra et à 18 km à l'est de l'oued Mafragh (Fig. 4). Il est pris comme site de référence en raison de son éloignement de toute source polluante et au régime hydrodynamique important auquel il est soumis qui contribuent fortement à la dilution de toute pollution pouvant touchée ce site.

### 2.2.3. Site de Sidi Salem

Le deuxième site d'étude est celui de Sidi Salem (36°50' N, 7°47' E), situé du côté Est de l'oued seybousse (Fig. 4). Ce site est soumis à différentes sources polluantes, avec des déchets urbains apportés par oued seybousse, et des rejets industriels du complexe FERTIAL, spécialisé dans la production de fertilisants et de produits phytosanitaires, en plus d'une pollution aux métaux lourds et aux hydrocarbures issus des activités portuaires. En effet, cette pollution est favorisée par la présence de lents tourbillons qui s'étendent au Sud et au Sud-Est du port empêchant une dilution efficace des polluants. Une étude granulométrique indique que la plage de Sidi Salem est composée de sable fin avec un diamètre moyen de 0,18 mm (Beldi, 2007).



**Figure 04** : Localisation géographique du golfe d'Annaba et des sites d'échantillonnage: (Site 1: Hnaya; Site 2: Sidi Salem).

### 2.3. Mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau

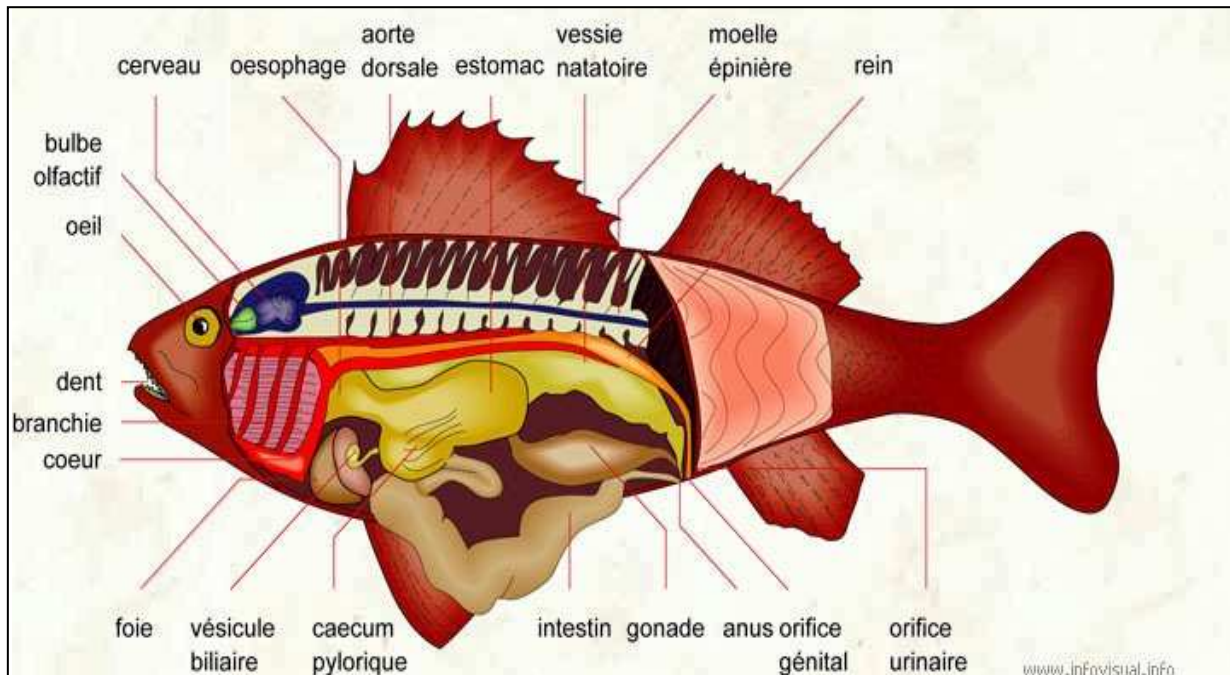
Un suivi mensuel des paramètres physico-chimiques de l'eau de mer est réalisé *in-situ* à l'aide d'un multi-paramètre WTW type 2F30104211 (Multi 340I/Set) durant la période d'étude au niveau des deux sites retenus. Les paramètres suivants ont été considérés : la température, le pH, la salinité et l'oxygène dissous, afin de déterminer leurs influences probables sur les différents variables étudiés (biomarqueurs, métabolites) chez notre espèce.

## 2.4. Capture et prélèvements des poissons

Les prélèvements des échantillons du *Liza aurata* ont été effectués mensuellement sur une période de 12 mois (décembre 2011 jusqu'à novembre 2012) dans les deux sites, à raison de 6 individus par site. Les poissons prélevés, et qui ont été capturés avec un outil de pêche traditionnel « Canne à pêche » par des pêcheurs mobilisés à cet égard, avaient presque tous la même taille d'une moyenne de  $24,63 \pm 0,46$  cm et un poids de  $255,77 \pm 6,17$ g. Ils ont été transportés au laboratoire dans une glacière contenant de la glace, pour les maintenir à basse température afin d'éviter la dégradation des molécules biologiques.

## 2.5. Dissection et prélèvement des organes

La dissection des poissons se fait au laboratoire; une incision est faite de l'orifice urogénital jusqu'aux opercules. Après avoir dégagé le tégument recouvrant la cavité générale, le foie est récupéré et sert au dosage de la glutathion S-transférase, la catalase ainsi que le taux du glutathion. Une autre incision est faite sur le côté haut de la tête pour récupérer le cerveau, qui est à son tour utilisé pour le dosage de l'Acétylcholinestérase. La chair des poissons qui sert au dosage des glucides, lipides et protéines, est prélevée du corps du poisson après l'avoir écaillé (Fig. 5).



**Figure 05** : Anatomie interne d'un poisson osseux ([www.infovisual.com](http://www.infovisual.com)).

## 2.6. Dosage des biomarqueurs du stress environnemental.

### 2.6.1. L'acétylcholinestérase

Le dosage de l'acétylcholinestérase (AChE) est réalisé selon la méthode d'Ellman *et al.* (1961) qui consiste à fournir à l'enzyme un substrat, l'acétylthiocholine (ASCh) dont l'hydrolyse libère de la thiocholine (SCh) et de l'acide acétique. La thiocholine en présence de DTNB (acide 5, 5'- dithio-bis-2-nitrobenzoïque) forme un complexe de couleur jaune dont l'intensité est lue à une longueur d'onde de 412 nm. Les échantillons sont homogénéisés dans 1 ml de solution détergente (solution D) [38,03 mg EGTA (acide éthylène glycol-bis,  $\beta$ -aminoéthyl éther NNN'N' tétra-acétique), 1 ml Triton X 100 %, 5,845 g NaCl (chlorure de sodium), 80 ml tampon tris (10 mM, pH 7)], puis centrifugés (5000 trs / mn, pendant 05 min). Le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Le dosage de l'activité AChE est réalisé sur une fraction aliquote de 100  $\mu$ l à laquelle on ajoute 100 $\mu$ l de DTNB préparé extemporanément [39,6 mg DTNB, 15 mg CO<sub>3</sub>HNa (bicarbonate de sodium), 10 ml tampon tris (0,1 M, pH 7)] et 1 ml de tampon tris (0,1 M, pH 7). Après 3 à 5 minutes, 100  $\mu$ l de substrat acétylthiocholine préparé extemporanément [23,6 mg ASCh, 1 ml eau distillée] sont ajoutés. La lecture des absorbances s'effectue toutes les 4 mn pendant 20 mn à une longueur d'onde de 412 nm contre un blanc où 100  $\mu$ l de solution détergente remplace les 100  $\mu$ l du surnageant.

L'activité enzymatique est calculée selon la formule suivante :

$$X = \frac{\Delta Do / mn}{1,36 \times 10^4} \cdot \frac{Vt}{Vs} \quad / \quad \text{mg de protéines}$$

X : nanomole de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines (nM/min/mg de protéines).

$\Delta Do$  : pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat en fonction du temps.

$1,36 \times 10^4$  : coefficient d'extinction molaire du DTNB.

Vt : volume total dans la cuve : 1,3 ml [0,1 ml surnageant + 0,1 ml DTNB + 1 ml tampon tris (0,1 M, pH 7) + 0,1 ml.

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0,1 ml.

mg de protéines : quantité de protéines exprimée en mg.

### 2.6.2. Glutathion S-transférase

La mesure de l'activité de la glutathion S-transférase (GST) est déterminée selon la méthode de Habig *et al.* (1974). Elle est basée sur la réaction de conjugaison entre la GST et un substrat, le CDNB (1-chloro 2, 4 dinitrobenzène) en présence d'un cofacteur le glutathion (GSH) et mesurée à une longueur d'onde de 340 nm dans un spectrophotomètre visible/UV (GENESYS TM8). Les échantillons sont homogénéisés dans 1 ml de tampon phosphate (0,1 M, pH 6). L'homogénat est centrifugé à 14000 trs /mn pendant 30 minutes et le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Le dosage consiste à faire réagir 200 µl du surnageant avec 1,2 ml du mélange CDNB (1 m M) / GSH (5 mM) [20,26 mg CDNB, 153,65 mg GSH, 1 ml éthanol, 100 ml tampon phosphate (0,1 M, pH 6)]. La lecture des absorbances est effectuée toutes les 1 mn pendant 5 minutes à une longueur d'onde de 340 nm contre un blanc contenant 200 µl d'eau distillée remplaçant la quantité du surnageant.

L'activité enzymatique est déterminée d'après la formule suivante:

$$X = \frac{\Delta Do / mn}{9,6} \times \frac{Vt}{Vs} \quad / \quad \text{mg de protéines}$$

X : micromole de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines (nM/min/mg de protéines).

Δ Do : pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat en fonction du temps.

9,6 : coefficient d'extinction molaire du CDNB.

Vt : volume total dans la cuve : 1,4 ml [0,2 ml surnageant + 1,2 ml du mélange CDNB/GSH].

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0,2 ml.

mg de protéines : quantité de protéines exprimée en mg.

### 2.6.3. Glutathion (GSH)

Le taux du glutathion est quantifié selon la méthode de Weckberker & Cory (1988), dont le principe repose sur la mesure colorimétrique de l'acide 2-nitro 5-mercapturique, résultant de la réduction de l'acide 5-5'-dithio-bis-2-nitrobénzoïque (DTNB) par les groupements thiol (-SH) du glutathion mesuré à une longueur d'onde de 412 nm.

Le dosage s'effectue après homogénéisation des échantillons dans 1 ml d'une solution d'éthylène diamine tétra-acétique (EDTA) à 0,02 M [7,448 g EDTA, 1000 ml eau distillée]. Afin de protéger les groupements thiols du glutathion l'homogénat doit subir une déprotéinisation par l'acide sulfosalicylique (ASS) à 0,25 % [0,25 g ASS, 100 ml eau distillée] où 0,2 ml du ASS sont additionnés à 0,8 ml d'homogénat. Le mélange après agitation est plongé dans un bain de glace pendant 15 mn, puis centrifugé à 1000 trs / mn pendant 5 mn. Une aliquote de 500 µl du surnageant récupéré est ajoutée à 1 ml du tampon tris/EDTA (0,02 M, pH 9,6) [63,04 g tris, 7,4448 g EDTA, 1000 ml eau distillée] et 0,025 ml de DTNB (0,01 M) [3,96 g DTNB, 1000 ml méthanol absolu]. La lecture des absorbances s'effectue à une longueur d'onde de 412 nm après 5 minutes de repos pour la stabilisation de la couleur contre un blanc où les 500 µl du surnageant sont remplacés par 500 µl d'eau distillée. Le taux du glutathion est estimé selon la formule suivante :

$$X = \frac{\Delta Do}{13,1} \times \frac{Vd}{Vh} \times \frac{Vt}{Vs} \quad / \quad \text{mg de protéines}$$

X : micromole de substrat hydrolysé par mg de protéines (µM/mg de protéines).

ΔDo: différence de la densité optique obtenue après hydrolyse du substrat.

13,1 : coefficient d'extinction molaire concernant le groupement thiol (-SH).

Vd : volume total des solutions utilisées dans la déprotéinisation : 1 ml [0,2 ml ASS + 0,8 ml homogénat].

Vh : volume de l'homogénat utilisé dans la déprotéinisation : 0,8 ml.

Vt : volume total dans la cuve : 1,525 ml [0,5 ml surnageant + 1 ml tris/ EDTA + 0,025 ml DTNB].

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0,5 ml.

mg de protéines : quantité de protéines exprimée en mg.

#### 2.6.4. Catalase

Le dosage de la Catalase (CAT) est réalisé selon la méthode de Claiborne (1985). Cette méthode est basée sur la mesure spectrophotométrique de la réduction de l'eau oxygénée (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) en une molécule d'oxygène (O<sub>2</sub>) et deux molécules d'eau (H<sub>2</sub>O) en présence de la CAT à une longueur d'onde UV de 240 nm. Les échantillons sont homogénéisés dans 1 ml de tampon phosphate (100 mM, pH 7,4), puis centrifugés à 15000 trs/min, pendant 10 min. Le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Le dosage de l'activité CAT s'effectue dans une cuve en quartz à 25°C, sur une fraction aliquote de 50 µl du surnageant dilué de façon à se situer entre 1 et 1,5 mg de protéines/ml, soit 0,05 à 0,75 mg dans la cuve, à laquelle on ajoute 750 µl de tampon phosphate (100 mM, pH 7,4), et 200 µl H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (500 mM) préparé extemporanément [ 1,42 ml eau oxygénée à 30 volumes (gardé en chambre froide), 25 ml tampon phosphate (100 Mm pH 7,4)]. Après agitation, la lecture est effectuée au spectrophotomètre. L'activité décroît rapidement, il est donc important de mettre toujours le même temps entre le pipetage du surnageant et le moment où on place la cuve dans le spectrophotomètre. La lecture des absorbances est effectuée après 15 secondes toutes les 5 secondes pendant 30 secondes à une longueur d'onde UV de 240 nm contre un blanc avec 800 µl de tampon phosphate (100 Mm, pH7,4), et 200 µl de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>.

L'activité spécifique de la CAT est déterminée par la formule suivante:

$$X = \frac{\Delta Do / mn}{0,04} \text{ / mg de protéines}$$

X : micromole de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines (µM/min/mg de protéine).

ΔDo: [densité optique maximale obtenue – densité optique minimale obtenue].

0,04 : coefficient d'extinction molaire du peroxyde d'hydrogène (cm<sup>-1</sup>. mmole<sup>-1</sup>.l).

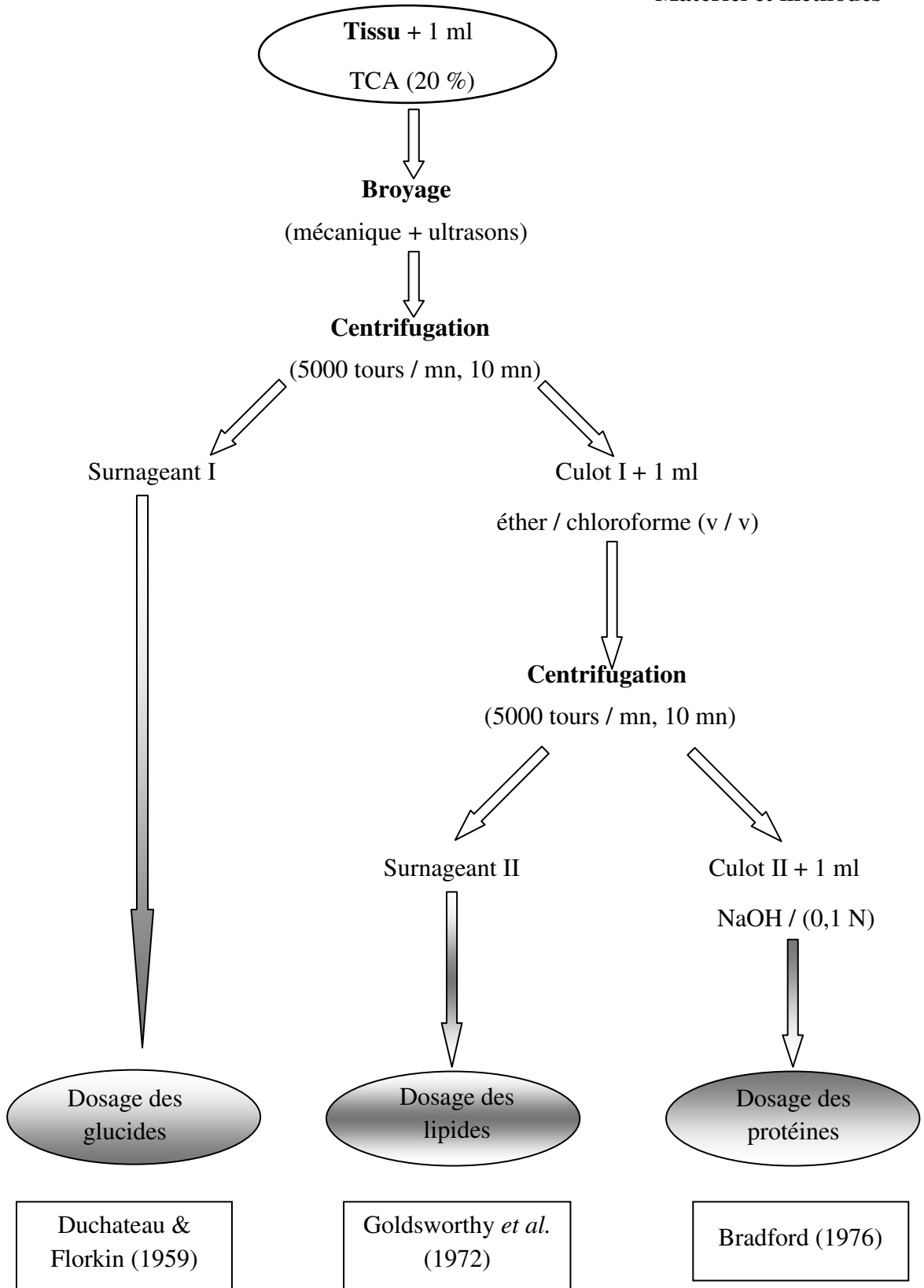
mg de protéines : quantité de protéines exprimée en mg.

### 2.7. Composition biochimique de la chair

#### 2.7.1. Extraction et dosage des constituants

L'extraction des différents constituants (protéines, glucides, lipides) est réalisée selon le procédé de Shibko *et al.*(1966) à partir de la chair de *liza aurata* conservées dans 01 ml d'acide trichloroacétique (TCA) à 20 % [ 20 g TCA, 100 ml eau distillée ]. Après broyage mécanique (HEIDOLPH RZR 2100) puis homogénéisation aux ultrasons (SONIFER B-30), une première centrifugation (5000 trs / mn, 10 mn) est effectuée et le surnageant I récupéré servira au dosage des glucides totaux. Le culot I reçoit 1 ml du mélange éther/chloroforme (v/v) et après une seconde centrifugation (5000 trs / mn, 10 mn) le surnageant II sera destiné au dosage des lipides totaux, alors que, le culot II est repris dans 1 ml de NaOH (0,1 N) et sera utilisé pour la quantification des protéines totales (Fig. 6).





**Figure 06 :** Principales étapes d'extraction des constituants (protéines, glucides, lipides) selon le procédé de Shibko *et al.* (1966).

**2.7.2. Protéines**

Les protéines de la chair ont été quantifiées selon la méthode de Bradford (1976), qui utilise le bleu brillant de coomassie (BBC) (G 250, Merk) comme réactif et l'albumine de sérum de Bœuf (B.S.A) (Sigma, France) comme standard. La gamme d'étalonnage a été réalisée à partir d'une solution mère de B.S.A (1mg BSA/1ml eau distillé) (Tableau 01). Le bleu brillant de coomassie G250 (Se conserve environ 21 jours à 4°C) se prépare comme suit : 100 mg de BBC + 50 ml d'éthanol à 95 % (Agitation pendant deux heures), puis on ajoute 100 ml d'acide orthophosphorique à 85 % et le tout est complété à 1000 ml avec de l'eau distillée. Le dosage des protéines a été effectué dans une fraction aliquote (100µl). Les absorbances ont été obtenues grâce à un spectrophotomètre et la lecture a été réalisée à une longueur d'onde de 595 nm contre un blanc de gamme.

**Tableau 01** : Dosage des protéines de la chair : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	1	2	3	4	5	6
B.S.A (µl)	0	20	40	60	80	100
Eau distillée (µl)	100	80	60	40	20	0
BBC (ml)	4	4	4	4	4	4

**2.7.3. Glucides**

Le dosage des glucides est réalisé selon Duchateau & Florkin (1959). Cette méthode est basée sur l'addition de 4 ml du réactif [150 mg anthrone, 75 ml acide sulfurique 96 %, 25 ml eau distillée] à 100 µl du surnageant ou de la gamme étalon utilisant une solution mère de glucose à 1 g/l [1g glucose, 1 litre eau distillée] comme standard. Après chauffage au bain marie (80°C, 10 mn), il se développe une coloration verte, dont l'intensité mesurée à une longueur d'onde de 620 nm est proportionnelle à la concentration des glucides totaux (Tableau 02).

**Tableau 2 :** Dosage des glucides : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	1	2	3	4	5	6
solution mère de glucose (µl)	0	20	40	60	80	100
Eau distillée (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif Anthrone (ml)	4	4	4	4	4	4

#### 2.7.4. Lipides

Le taux des lipides est déterminé selon la méthode de Goldsworthy *et al.* (1972) qui utilise la vanilline [0,38 g vanilline, 55ml eau distillée, 195 ml acide orthophosphorique 85 %] comme réactif et une solution mère de lipides à 2,5 mg / ml [2,5 mg d'huile de table, 1ml éther / chloroforme (v / v)] comme standard. Le dosage est réalisé sur des prises aliquotes de 100 µl des extraits lipidiques ou de la gamme étalon auxquelles on ajoute 1 ml d'acide sulfurique (96 %). Après agitation et chauffage dans des bains à sec à 100°C pendant 10 mn, puis refroidissement, 200 µl sont repris auxquels sont ajoutés 2,5 ml du réactif vanilline. Une fois agités et mis à l'obscurité pendant 30 minutes, une coloration rose se développe dont l'intensité est lue à une longueur d'onde de 530 nm (Tableau 03).

**Tableau 3 :** Dosage des lipides : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	1	2	3	4	5	6
Solution mère de lipides (µl)	0	20	40	60	80	100
Solvant Ether/Chloroforme (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif vanilline (ml)	4	4	4	4	4	4

## 2.8. Analyse statistique

Les résultats obtenus ont été exprimés par la moyenne arithmétique plus au moins l'écart type ( $m \pm SD$ ) et différents tests statistiques ont été réalisés à l'aide du logiciel MINITAB (Version 16, PA State College, USA). L'homogénéité des variances est confirmée préalablement par les tests de Bartlett et Levene. Dans le cas de non égalité des variances, une normalisation des données est alors effectuée (Dagnelie, 1998).

### 2.8.1. Régression linéaire et corrélation

Cette analyse statistique permet de déterminer les différentes équations de régression linéaire au sens des moindres carrés et les coefficients de détermination ajustés ( $R^2$ ) du type  $y = ax + b$ . Ces équations sont utilisées d'une part dans le calcul des activités enzymatiques de l'AChE, la GST, la CAT, ainsi que le taux du glutathion, et d'autre part dans le calcul des taux des différents constituants (protéines, glucides, lipides) après détermination des courbes d'étalonnage.

### 2.8.2. Analyse univariée

L'analyse univariée permet d'une part, de comparer deux à deux entre les deux sites par le test t de student les moyennes des différents biomarqueurs (AChE, GST, GSH, CAT), des constituants biochimiques (protéines, glucides, lipides), et d'autre part d'évaluer les effets des facteurs suivants : site, mois, saison sur les différents résultats par application du modèle linéaire généralisé (GLM) de l'analyse de la variance (ANOVA) à deux critères de classification. De plus le test HSD (honest significative difference) de Tukey nous permet de classer les différentes saisons selon leur réponse aux différents paramètres étudiés (Hsu, 1996).

Afin d'étudier la relation qui pouvait exister entre les différentes variables mesurées, nous avons utilisé le coefficient de corrélation linéaire de Barvais-Pearson (Dagnelie, 2000), qui exprime l'intensité et le sens (positif ou négatif) de la relation linéaire entre deux variables quantitatives (Dagnelie, 2009).



# **RESULTATS**

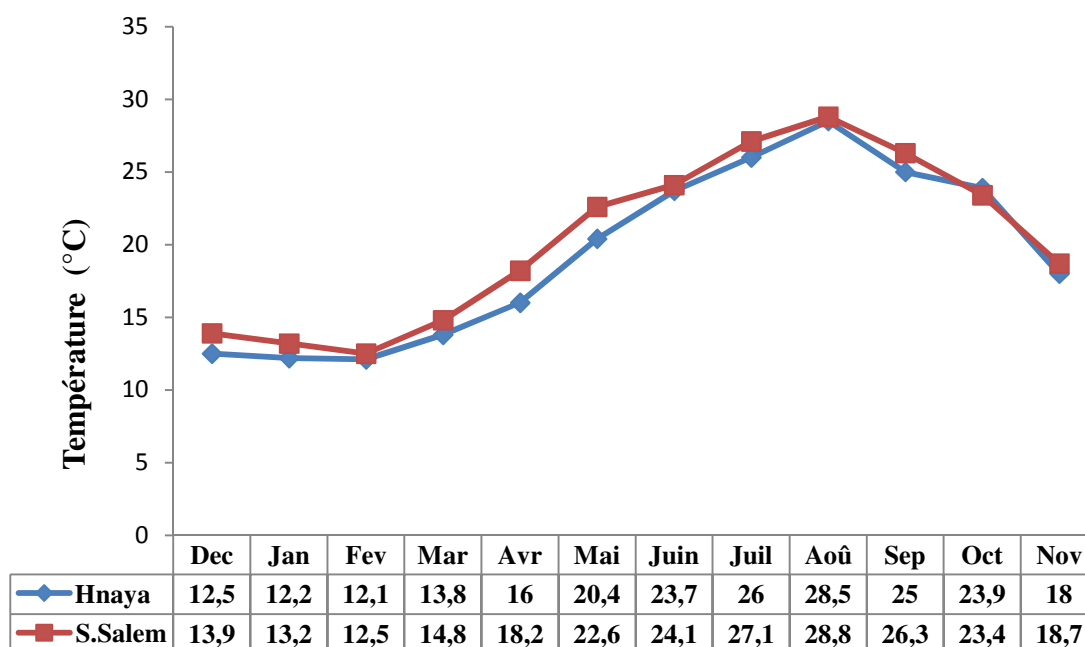
### 3-Résultats

#### 3.1. Variations mensuelles des Paramètres physico-chimiques de l'eau

Dans le but d'évaluer la qualité de l'eau du littoral d'Annaba, nous nous sommes intéressés dans ce travail au suivi mensuel de quatre paramètres physico-chimiques durant la période de Décembre 2011 à Novembre 2012 au niveau des deux sites étudiés (El Hnaya et Sidi Salem).

##### 3.1.1. Température

Les variations mensuelles de la température de l'eau durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012, révèlent des différences significatives à hautement significatives entre les deux sites. De plus, la température montre des fluctuations importantes en rapport avec les saisons. Les valeurs minimales sont enregistrées pendant la saison hivernale avec (12.1°C) à El Hnaya et (12,5°C) à Sidi Salem observées au cours du mois de février. A partir du mois de mars une augmentation progressive de la température est enregistrée atteignant un maximum de 28,5°C à El Hnaya et 28,8°C à Sidi Salem au mois d'août correspondant à la saison estivale (Fig. 07).



**Figure 07 :** Variations mensuelles de la température (°C) de l'eau de mer des deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.

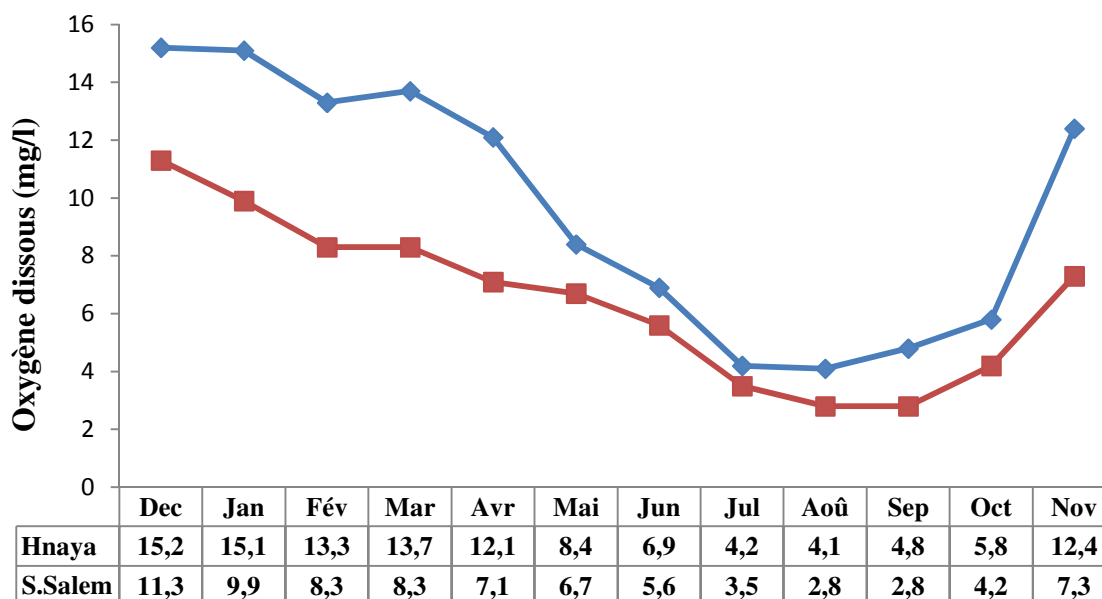
Le test t de student montre qu'il ya une différence significative ( $P \leq 0.05$ ) à hautement significative ( $P \leq 0.001$ ) entre les mois des deux sites, tandis que l'analyse de la variance à deux critères de classification (ANOVA) montre une différence saisonnière hautement significative ( $P \leq 0,001$ ), et aucune différence significative entre les sites et l'interaction site/saison (Tableau 04).

**Tableau 04 :** Variations saisonnières de la température ( $T^{\circ}\text{C}$ ) des eaux des deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; \*\*\* : hautement significatif).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	5,51	5,51	0,65	0,431 <sup>NS</sup>
Saison	3	631,88	210,63	24,99	0,000 <sup>***</sup>
Interaction Site/Saison	3	1,57	0,52	0,06	0,979 <sup>NS</sup>
Erreur	16	134,85	8,43	-	-
Total	23	773,82	-	-	-

### 3.1.2 Oxygène dissous

Les variations mensuelles de l'oxygène dissous durant la période d'étude révèlent des différences significatives entre les deux sites. Le site d'El Hnaya montre des valeurs plus élevées pendant l'hiver avec un maximum de 15,2 mg/l au mois de décembre, puis une diminution progressive est observée pour atteindre en été la valeur minimale de 4,1 mg/l au mois d'août. Cependant, le site de Sidi Salem montre des valeurs inférieures à celles d'El Hnaya avec des diminutions très importantes au mois de juillet, août et septembre où une valeur minimale de 2,8 mg/l est enregistrée pendant ces deux derniers mois, la valeur maximale a été relevée également au mois de décembre dans ce site avec 11,3 mg/l (Fig. 08).



**Figure 08 :** Variations mensuelles des teneurs en oxygène dissous (O<sub>2</sub>) (mg/l) de l’eau de mer des deux sites du golfe d’Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s’étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.

Le test t de student montre des différences hautement significatives ( $P \leq 0,001$ ) entre les mois des deux sites. L’analyse de la variance à deux critères de classification (site, saison) nous permette d’observer qu’il ya un effet site très significatif ( $P \leq 0,01$ ) , un effet saison hautement significatif ( $P \leq 0,001$ ) , alors que l’interaction site/saison ne montre aucune différence significative ( $P > 0,05$ ) (Tableau 05).

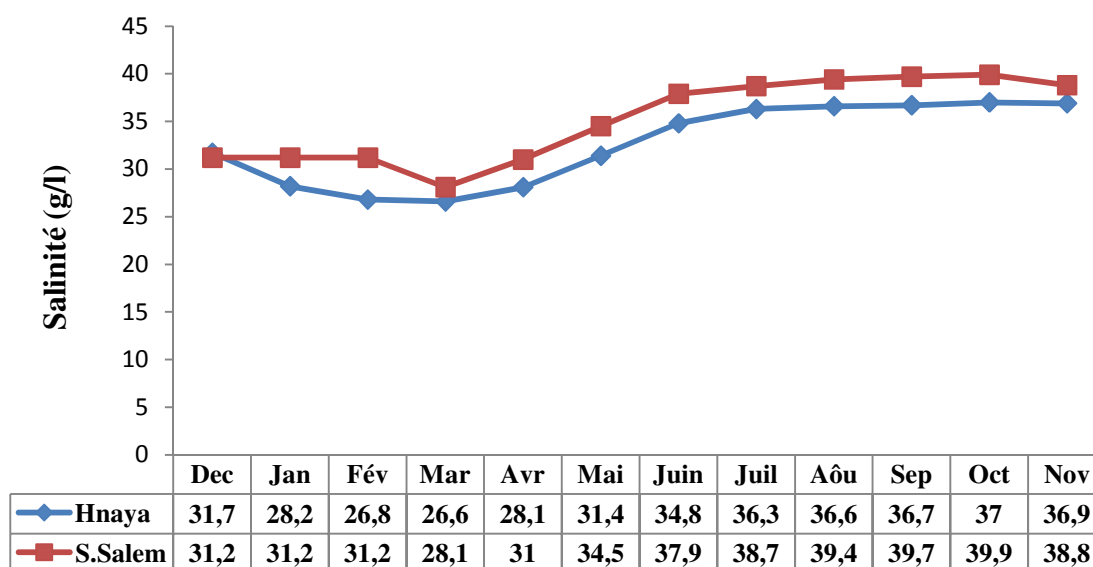
**Tableau 05:** Variations saisonnières de l’oxygène dissous (O<sub>2</sub>) (mg/l) des eaux des deux sites du golfe d’Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s’étalant de décembre 2011 à Novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; \*\*; très significative ; \*\*\* : hautement significatif).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	60.80	60.80	12.64	0,003**
Saison	3	208.23	69.41	14.43	0,000 ***
Interaction Site/Saison	3	11.16	3.72	0,77	0,526 <sup>NS</sup>
Erreur	16	76.97	4.81	-	-
Total	23	357.17	-	-	-



### 3.1.3. Salinité

L'évolution de la salinité (g/l) présente une augmentation progressive dans les deux sites, atteignant un maximum pendant la période automnale avec 37g/l à El Hnaya et 39,9 g/l à Sidi Salem au mois d'octobre. Alors que, les valeurs minimales sont enregistrées pendant la saison printanière avec 26,6 g/l à El Hnaya et 28,1 g/l à Sidi Salem le mois de mars. (Fig. 09)



**Figure 09 :** Variations mensuelles de la concentration de la salinité (S) (g/l) de l'eau de mer des deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.

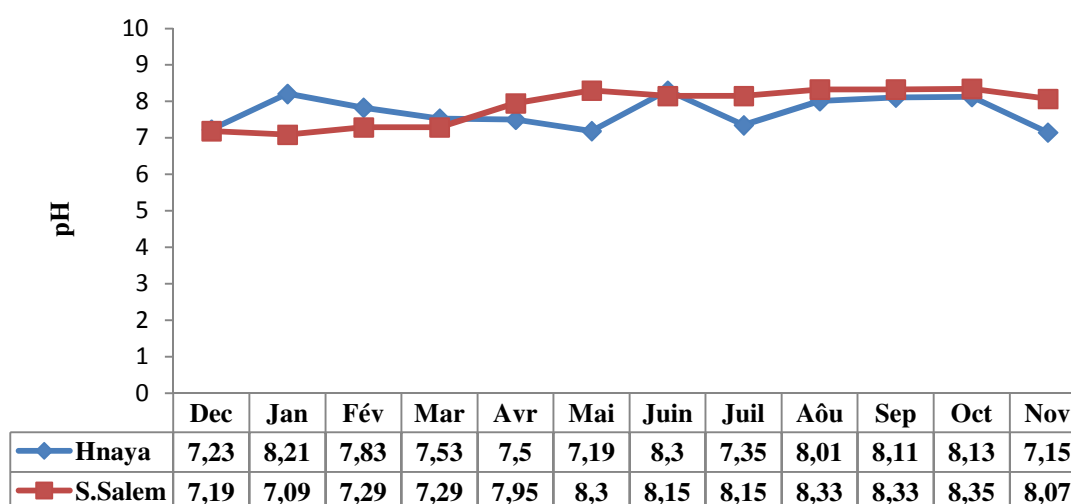
Le test t de student montre des différences hautement significatives ( $P \leq 0,001$ ) entre les mois des deux sites. Alors que l'analyse de la variance à deux critères de classification révèle qu'il ya une différence très significative ( $P \leq 0,01$ ) entre les sites, hautement significative entre les saisons et aucune différence significative pour l'interaction site/saison ( $P > 0,05$ ) (Tableau 06).

**Tableau 06 :** Variations saisonnières de la salinité (S) (g/l) des eaux des deux sites du golfe d’Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s’étalant de décembre 2011 à Novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; \*\*; très significative ; \*\*\* : hautement significatif).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	38.76	38,76	12.64	0,003**
Saison	3	360,42	120,14	39,18	0,000 ***
Interaction Site/Saison	3	0,17	0,06	0,02	0,996 <sup>NS</sup>
Erreur	16	49,06	3,07	-	-
Total	23	448,42	-	-	-

### 3.1.4 pH

Au niveau des deux sites d’étude, le pH est relativement stable et varie généralement entre 7 à 8,35. D’après ces valeurs on peut dire que le pH est de tendance neutre à légèrement alcalin (>7) dans les deux sites durant la période d’étude (décembre 2011 à novembre 2012). Les valeurs maximales et minimales sont enregistrées à Sidi Salem le mois d’octobre et janvier avec 8,35 et 7,09 contre 8,3 et 7,15 le mois de juin et novembre à El Hnaya (Fig. 10).



**Figure 10 :** Variations mensuelles du pH de l’eau de mer des deux sites du golfe d’Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s’étalant de décembre 2011 à Novembre 2012.

Le test t de student montre des différences significatives ( $P \leq 0,05$ ) à hautement significatives ( $P \leq 0,01$ ) entre tous les mois sauf pour les mois d'août et décembre aucune différence significative ( $P > 0,05$ ) n'a été enregistrée.

L'analyse de la variance (ANOVA) à deux critères de classification, révèle qu'il ya une différence significative entre les saisons, alors qu'il n'existe aucune différence pour les sites et l'interaction site/mois (Tab 07).

**Tableau 07 :** Variation saisonnières du pH des eaux des deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à Novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) (NS : non significatif ; \*\*, très significative).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	0,158	0,158	1,11	0,307 <sup>NS</sup>
Saison	3	1,489	0,496	3,49	0,041 **
Interaction Site/Saison	3	1,079	0,360	2,53	0,094
Erreur	16	2,277	0,142	-	-
Total	23	5,003	-	-	-

### 3.1.5 Corrélation entre les différents paramètres physico-chimiques dans les deux sites du golfe d'Annaba.

L'étude de corrélation (Pearson) nous permette de mesurer dans chaque site, l'intensité de la relation existant entre tous les paramètres physico-chimiques étudiés, ce qui explique à chaque fois la relation directe entre deux paramètres (Tableau 08).

Les résultats obtenus se traduisent comme suit :

- Site 01 (El Hnaya) :
  - {T°C de l'eau/O<sub>2</sub>} corrélation négative hautement significative.
  - {T°C de l'eau/S} corrélation positive hautement significative.
  - {O<sub>2</sub> /S} corrélation négative très significative.
  - {PH/ T}, {PH/O<sub>2</sub>}, {PH/S} aucune corrélation significative.

➤ Site 02 (Sidi Salem) :

- {T°C /O<sub>2</sub>}, {O<sub>2</sub>/S}, {O<sub>2</sub>/PH} corrélation négative hautement significative.
- {T°C /S}, {PH/T}, {S/PH} corrélation positive hautement significative.

**Tableau 08 :** Matrice de corrélation (Pearson) entre les paramètres physico-chimiques des eaux des deux sites du golfe d’Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période s’étalant de décembre 2011 à Novembre 2012. (r : coefficient de corrélation ; (NS : non significatif ; \*\* : très significative ; \*\*\* : hautement significatif).

Site 01 (El Hnaya)				Site 02 (Sidi Salem)					
		T	O <sub>2</sub>	S		T	O <sub>2</sub>	S	
O <sub>2</sub>	r	- 0,979			O <sub>2</sub>	r	- 0,931		
	P	0,000 ***				P	0,000 ***		
S	r	0,834	- 0,763		S	r	0,849	- 0,816	
	P	0,001***	0,004 **			P	0,000 ***	0,001 ***	
pH	r	0,275	- 0,312	0,120	pH	r	0,907	- 0,867	0,844
	P	0,387 NS	0,323 NS	0,711 NS		P	0,000 ***	0,000 ***	0,001 ***

### 3.2. Variations mensuelles des biomarqueurs du stress environnemental.

#### 3.2.1. Variations mensuelles de l’Activité de l’Acétylcholinestérase.

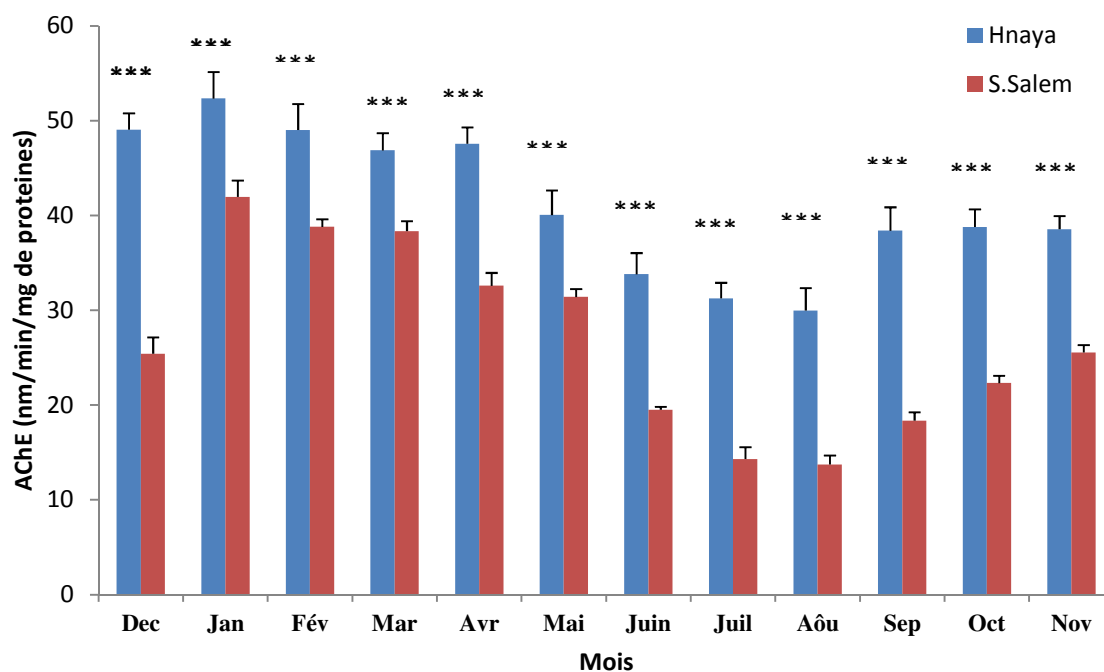
L’activité de l’AChE exprimée en nM/min/mg de protéines est déterminée mensuellement au niveau du cerveau de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba, El Hnaya et Sidi Salem durant la période s’étalant du décembre 2011 à novembre 2012. Cette activité est calculée par application de la formule d’Ellman *et al.* (1961) en utilisant les pentes des droites de régression exprimant l’absorbance en fonction du temps. Les résultats obtenus sont regroupés dans la figure 11.

Les activités moyennes de l’AChE montrent des valeurs maximales au mois de janvier pour les deux sites correspondant à la saison hivernale, avec  $52.336 \pm 2,78$  nM/min/mg de protéines chez les individus provenant d’El Hnaya et  $41,953 \pm 1,73$  nM/min/mg de protéines

chez les individus provenant de Sidi Salem. Par contre les valeurs minimales ont été enregistrées en pleine période chaude (saison estivale) et particulièrement au mois d'Août dans les deux sites avec  $29,962 \pm 2,38$  nM/min/mg de protéines à El Hnaya et  $13,723 \pm 0,95$  nM/min/mg de protéine à Sidi Salem (Fig. 11).

La comparaison des moyennes mensuelles par le test t de student révèle une inhibition significative de l'activité AChE ( $P \leq 0,001$ ) chez les individus de Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya pendant tout les mois de la période d'étude (Fig. 11).

L'analyse de la variance à deux critères de classification (Site, mois) réalisée sur les données relatives aux deux sites révèle des effets site, mois et une interaction site/mois hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ) (Tableau 09).



**Figure 11 :** Variations mensuelles de l'activité de l'acétylcholinestérase (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 ( $m \pm s$  ;  $n = 06$ ) (\*\*\*) : différence hautement significative).

**Tableau 09 :** Variations mensuelles de l'activité de l'AChE (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba ( El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ).

Source	DL	SC	MS	Fobs	P
Site	1	7513,70	7513,70	2544,10	0,000***
Mois	11	9243,03	840,28	284,51	0,000***
Interaction Site/Mois	11	703,68	63,97	21,66	0,000***
Erreur	120	354,41	2,95	-	-
Total	143	17814,81	-	-	-

Les activités AChE sont regroupées en quatre saisons ; hiver, printemps, été, automne et ont subi une analyse de la variance à deux critères de classification (site, saison) suivie du test HSD de Tukey afin de classer les saisons par site selon leur réponse AChE.

Les résultats montrent des effets site, saison hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ), et une interaction site/saison très significative (Tableau 10). le classement par ordre décroissant des saisons révèle l'existence de quatre groupes à El Hnaya, le premier groupe renferme l'hiver (A), le deuxième renferme le printemps (B), l'automne dans le troisième (C) et l'été dans le dernier groupe (D). Le site de Sidi Salem renferme trois groupes, le premier représente l'hiver et le printemps, le second représente l'automne et le dernier représente l'été (Tableau 11).

**Tableau 10 :** variations saisonnières de l'activité de l'AChE (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$  ;  $n=18$ ).

Source	DL	SS	MS	Fobs	P
Site	1	7513,70	7513,70	505,92	0,000***
Saison	3	8100,1	2700,0	181,80	0,000***
Interaction Site/Saison	3	181,2	60,4	4,07	0,008**
Erreur	136	2019,8	14,9	-	-
Total	143	17814,81	-	-	-

**Tableau 11** : Classement par ordre décroissant selon les saisons l'activité de l'Acétylcholinestérase (nM/min/mg de protéines) au niveau du cerveau de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.

Site	Saison	Valeur moyenne	Groupe
<b>El Hnaya</b>	Hiver	50,132	A
	Printemps	44,830	B
	Automne	38,580	C
	Été	31,677	D
<b>Sidi Salem</b>	Hiver	35,39	A
	Printemps	34,113	A
	Automne	22,081	B
	Été	15,844	C

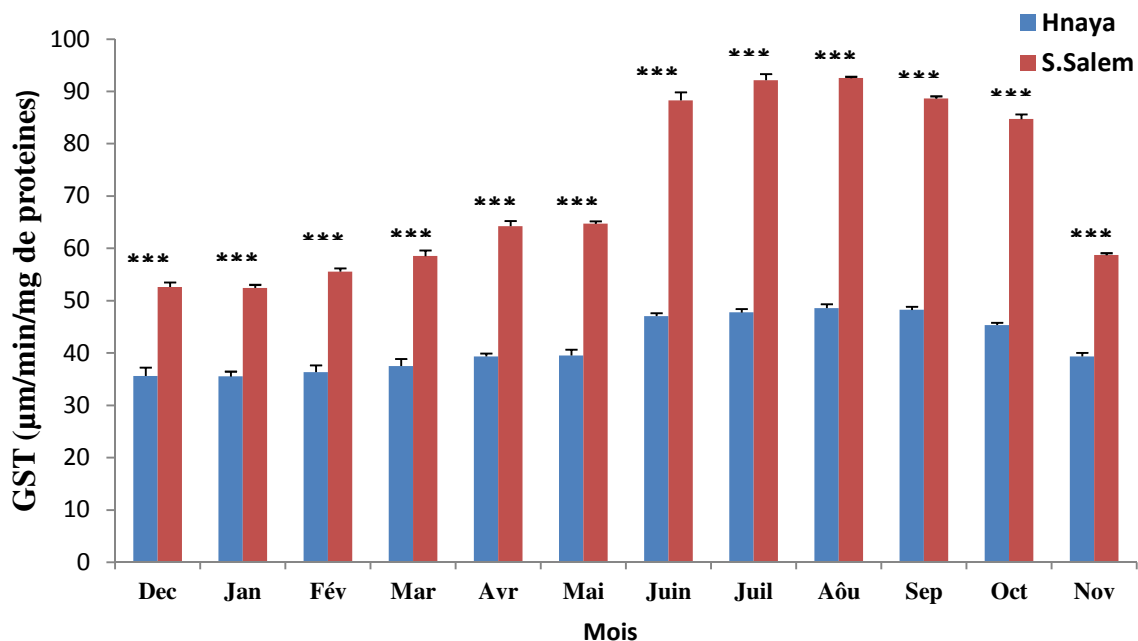
### 3.2.2. Variations mensuelles de l'activité de la Glutathion S-transférase

L'activité de la GST ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) est estimée par application de la formule de Habig *et al.* (1974) en utilisant les pentes des droites de régression exprimant l'absorbance en fonction du temps. La figure 12 représente les résultats obtenus après dosage mensuel de la GST au niveau du foie de *Liza aurata* pêché à El Hnaya et Sidi Salem durant la période d'étude (décembre 2011 à Novembre 2012).

Les individus provenant d'El Hnaya présentent une activité GST qui varie entre un maximum de  $48,606 \pm 0,73 \mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines au mois d'août (saison estivale), et un minimum de  $35,54 \pm 0,91 \mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines au mois de janvier (saison hivernale). Pareil pour le site de Sidi Salem où on observe les valeurs maximales en pleine période chaude, particulièrement au mois d'août avec  $92,545 \pm 0,26 \mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines, et les valeurs minimales au mois de janvier avec  $52,461 \pm 0,58 \mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines (Fig. 12).

La comparaison des moyennes mensuelles enregistrées au niveau des deux sites indique des différences hautement significatives ( $P \leq 0,001$ ) pour tous les mois de la période d'étude (Fig. 12).

Un effet site, un effet mois et une interaction site/mois hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ) sont enregistrés après application d'une analyse de la variance à deux critères de classification (site/mois) (Tableau 12).



**Figure 12:** Variations mensuelles de l'activité de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba: El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 ( $m \pm s$  ;  $n = 06$ ) (\*\*\*) : différence hautement significative).

**Tableau 12 :** Variations mensuelles de l'activité de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	31119.28	31119.28	207.97	0,000***
Mois	11	15712.21	1428.28	1740.60	0,000***
Interaction Site/Mois	11	4258.37	387.12	471.74	0,000***
Erreur	120	98.48	0.82	-	-
Total	143	51188.33	-	-	-



L'analyse de la variance à deux critères de classification (site, saison) révèle des effets site, saison et une interaction site/saison hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ) (Tableau 13). De plus, le test de Tukey a permis l'identification de quatre groupes identiques au niveau des deux sites Sidi Salem et l'Hnaya), le premier englobe l'été, le second l'automne, le troisième le printemps et enfin le dernier l'hiver (Tableau 14)

**Tableau 13 :** variations saisonnières de l'activité de la GST ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$  ;  $n=18$ ).

Source of variation	DF	SS	MS	Fobs	P
Site	1	31119.3	31119.3	1117,21	0,000***
Saison	3	12926,6	4308,9	154,69	0,000***
Interaction Site/Mois	3	3354,2	1118,1	40,14	0,000***
Résiduel error	136	3788,2	27,9	-	-
Total	143	51188.33	-	-	-

**Tableau 14:** Classement par ordre décroissant selon les saisons l'activité de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.

Site	Saison	Valeur moyenne	Groupe
El Hnaya	Été	47,811	A
	Automne	44,331	B
	Printemps	38,813	C
	Hiver	35,834	D
Sidi Salem	Été	90,996	A
	Automne	77,36	B
	Printemps	62,503	C
	Hiver	53,535	D

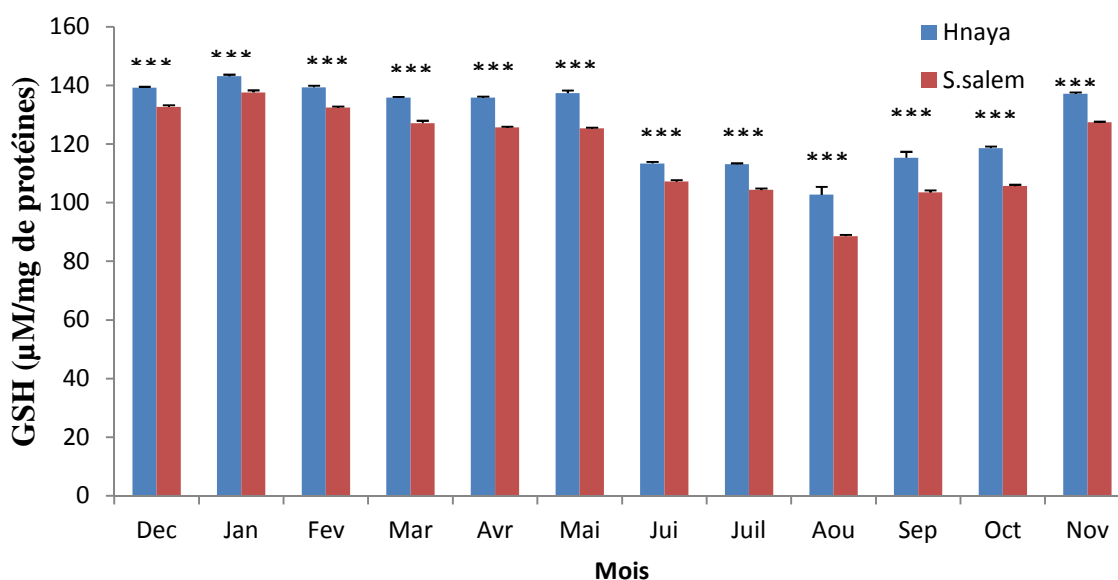
### 3.2.3. Variations mensuelles du taux du Glutathion

La détermination du taux de GSH ( $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines) selon Weckberker & Cory (1988) réalisée au niveau du foie de *Liza aurata* provenant d'El Hnaya et Sidi Salem durant la période de Novembre 2011 à décembre 2012 est représentée par la figure 13.

Le suivi des variations des taux de GSH montre des valeurs qui varient selon le temps et les sites. D'après les résultats obtenus le site d'El Hnaya présente des taux qui varient entre  $102,704 \pm 2,68 \mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines comme valeur minimale au mois d'août et  $143,123 \pm 0,55 \mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines comme valeur maximale au mois de janvier; alors que le site de Sidi Salem présente des taux qui varient entre  $88,575 \pm 0,47 \mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines au mois d'août et  $137,577 \pm 0,74 \mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines au mois de janvier comme valeur minimale et maximale respectivement (Fig. 13).

L'analyse statistique des données par comparaison des moyennes deux à deux par le test t de student révèle une réduction hautement significative ( $P \leq 0,001$ ) du taux du GSH au niveau du site de Sidi Salem comparativement à El Hnaya pendant tout les mois (Fig. 13).

A partir des résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification (site, mois), on distingue des effets hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ) du site, mois et de l'interaction site/mois (Tableau 15).



**Figure 13 :** Variations mensuelles du taux du glutathion ( $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période d'étude ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ) (\*\*\*) : différence hautement significative).

**Tableau 15 :** Variations mensuelles du taux de GSH ( $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba :(El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	3223,24	3223,24	4368,53	0,000***
Mois	11	28061,98	2551,09	3457,55	0,000***
Interaction Site/Mois	11	269,81	24,53	33,24	0,000***
Erreur	120	88,54	0,74	-	-
Total	143	31643,57	-	-	-

L'analyse de la variance à deux critères de classification (site, saison) des taux du GSH représentés par les quatre saisons de l'année (hiver, printemps, été, automne) démontre des effets site, saison hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ), alors qu'aucune différence significative ( $P > 0,05$ ) n'est observée concernant l'interaction site/saison (Tableau 16).

Le test de Tukey a permis de classer les différentes saisons au sein de chaque site selon l'ordre décroissant du taux de GSH obtenus par saison. Ce classement est résumé dans le Tableau 17. A El Hnaya, trois groupes sont mis en évidence, le premier représente l'hiver et le printemps, le deuxième représente l'automne, alors que le troisième représente l'été. A Sidi Salem quatre groupes sont mis en évidence le premier renferme l'hiver, le second le printemps, le troisième l'automne et le quatrième l'été.

**Tableau 16 :** variations saisonnières du taux de GSH ( $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$  ;  $n=18$ ).

Source	DF	SS	MS	Fobs	P
Site	1	3223,2	3223,2	76,95	0,000***
Saison	3	22589,6	7529,9	179,76	0,000***
Interaction Site/Mois	3	134,0	44,7	1,07	0,366 <sup>NS</sup>
Erreur	136	5696,8	41,9	-	-
Total	143	31643,6	-	-	-

**Tableau 17 :** Classement par ordre décroissant selon les saisons les taux du GSH ( $\mu\text{M}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.

Site	Saison	Valeur moyenne	Groupe
El Hnaya	Hiver	140,552	A
	Printemps	136,360	A
	Automne	123,71	B
	Été	109,74	C
Sidi Salem	Hiver	134,236	A
	Printemps	126,024	B
	Automne	112,20	C
	Été	100,05	D

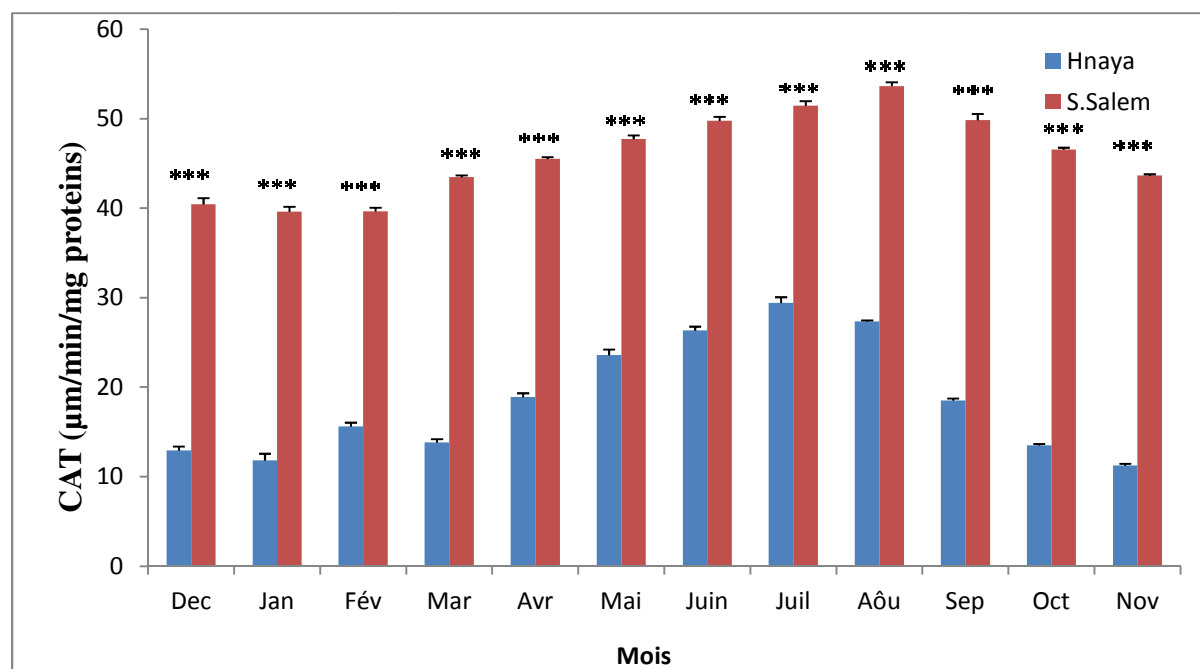
#### 3.2.4. Variations mensuelles de l'activité de la catalase

Un suivi mensuel de l'activité de la catalase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) selon la méthode de Claiborne (1985) est effectué au niveau du foie de *Liza aurata* prélevé des deux sites du golfe d'Annaba, El Hnaya et Sidi Salem de décembre 2011 à Novembre 2012 (Fig. 14).

Les résultats obtenus indiquent des valeurs maximales de l'activité CAT au mois de juillet avec  $29,428 \pm 0,64$   $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines à El Hnaya et  $53,646 \pm 0,45$   $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines au mois d'août à Sidi Salem. Par contre les valeurs minimales sont enregistrées au mois de novembre à El Hnaya ( $11,249 \pm 0,21$ ) et au mois de janvier à Sidi Salem ( $39,625 \pm 0,54$   $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) (Fig. 14).

L'activité CAT présentent après comparaison des moyennes deux à deux chez les individus de Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya une augmentation hautement significative ( $P \leq 0,001$ ) pour tout les mois de la période d'étude (Fig. 14).

L'analyse de la variance à deux critères de classification (site, mois) montre des effets site, mois hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ), mais également une interaction site/mois hautement significative ( $P \leq 0,001$ ) (Tableau 18).



**Figure 14 :** Variations mensuelles de l’activité Catalase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période d’étude (décembre 2011 à novembre 2012) ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ) (\*\*\*) : différence hautement significative).

**Tableau 18:** Variations mensuelles de l’activité CAT ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba :(El Hnaya, Sidi Salem) durant la période d’étude (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, mois) ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	27142,89	27142,89	262,73	0,000***
Mois	11	3876,01	352,36	620,13	0,000***
Interaction Site/Mois	11	483,59	43,96	77,37	0,000***
Erreur	120	68,18	0,57	-	-
Total	143	31570,68	-	-	-

Les activités de la catalase regroupées en saisons ont subi une ANOVA à deux critères de classification (site, saison) où on observe un effet site, un effet saison et une interaction site/saison hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ) (Tableau 19).

Le classement décroissant des saisons selon les valeurs de l'activité CAT au sein de chaque site est représenté dans le Tableau 20. Le test HSD de Tukey révèle que le site d'El Hnaya renferme trois groupes, un groupe où se trouve l'été, un groupe où se trouve le printemps, alors que le troisième groupe renferme l'automne et l'hiver. Le site de Sidi Salem renferme également trois groupes, un groupe représentant l'été, un groupe représentant l'automne et le printemps, et le troisième groupe représente l'hiver (Tableau 20).

**Tableau 19 :** variations saisonnières de l'activité CAT ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de (décembre 2011 à novembre 2012) : ANOVA à deux critères de classification (site, saison) ( $m \pm s$  ;  $n=18$ ).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	27142,89	27142,89	4438,43	0,000***
Saison	3	3225,26	1075,21	175,82	0,000***
Interaction Site/Mois	3	370,47	123,49	20,19	0,000***
Erreur	136	831,70	6,12	-	-
Total	143	31570,68	-	-	-

**Tableau 20 :** Classement par ordre décroissant selon les saisons de l'activité CAT ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au niveau du foie de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.

Site	Saison	Valeur moyenne	Groupe
El Hnaya	Été	27,708	A
	Printemps	18,774	B
	Automne	14,421	C
	Hiver	13,454	C
Sidi Salem	Été	51,621	A
	Automne	46,684	B
	Printemps	45,573	B
	Hiver	39,908	C

### 3.3. Variations mensuelles de la Composition biochimique de la chair de *Liza aurata*

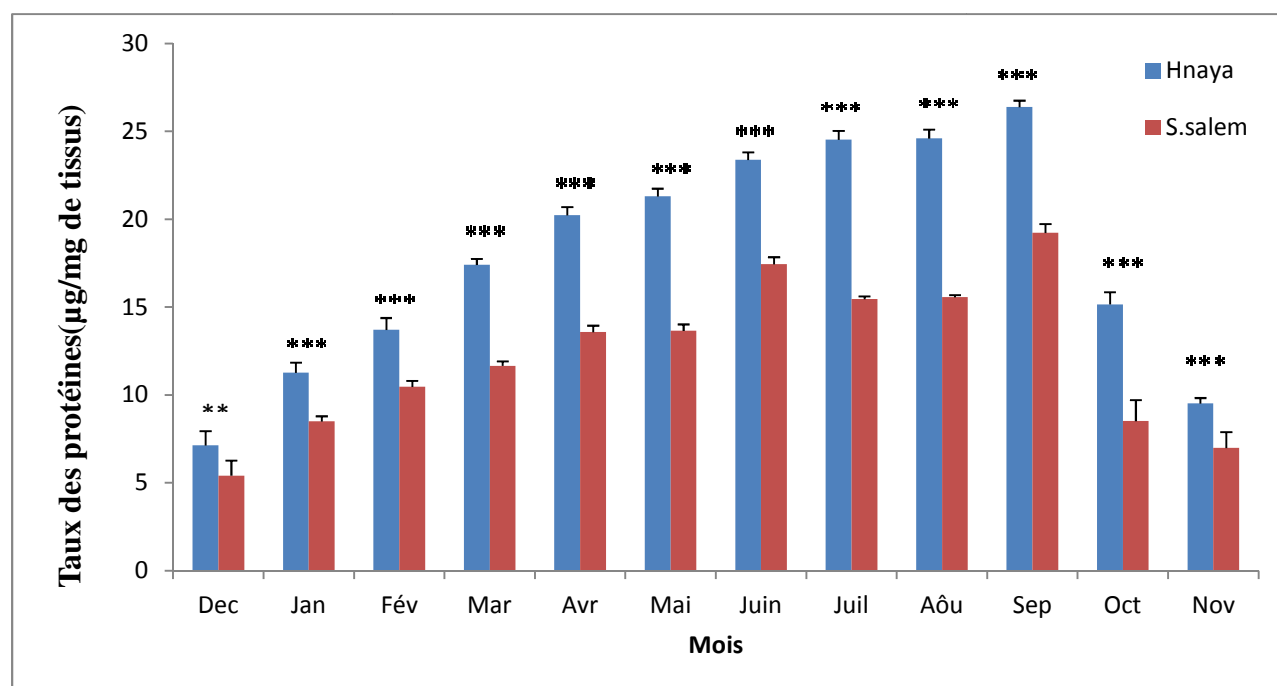
#### 3.3.1. Taux de protéines

La teneur des protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) quantifiée selon la méthode de Bradford (1976) au niveau de la chair du mullet doré (*Liza aurata*) pêché dans deux sites du golfe d'Annaba, El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant du décembre 2011 jusqu'à novembre 2012 donne les résultats mentionnés dans la figure 15

Le suivi mensuel des taux des protéines montre des variations au cours des différents mois au sein des deux sites avec des valeurs maximales de  $26,382 \pm 0,37 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissus pour El Hnaya et  $19,223 \pm 0,50 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissus pour Sidi Salem enregistrées au mois de septembre. Les valeurs minimales sont enregistrées au mois de décembre avec  $7,12 \pm 0,82 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissus pour El Hnaya et  $5,40 \pm 0,86 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissus pour Sidi Salem (Fig. 15).

La comparaison des taux des protéines entre les deux sites par le test t de student révèle une différence hautement significative ( $P \leq 0,001$ ) entre les deux sites avec des taux significativement inférieurs chez les individus pêché à Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya au cours des différents mois de la période d'étude (Fig. 15). L'analyse de la variance à deux critères de classification (site, mois) démontre des effets site, mois et une interaction site/mois hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ) (Tableau 21).

Les taux de protéines regroupés en quatre saisons (hiver, printemps, été, automne) ont subit une analyse de la variance à deux critères de classification (site, saison) suivie du test HSD de Tukey afin de classer les saisons au sein de chaque site selon leur réponse concernant les taux de protéines. Les résultats obtenus révèlent des effets site, saison hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ), et une interaction site/saison significative ( $P \leq 0,05$ ) (Tableau 22). le classement des saisons par le test HSD de Tukey selon les taux décroissant de protéines révèle l'existence de trois groupes identiques à El Hnaya et Sidi Salem. Le premier groupe renferme l'été, le second groupe le printemps, l'automne et enfin le troisième renferme l'Hiver (Tableau 23).



**Figure 15 :** Variations mensuelles des taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba : El Hnaya et Sidi Salem au cours de la période s’étalant de décembre 2011 à novembre 2012. ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ) (\*\*\*) hautement significative).

**Tableau 21 :** Variations mensuelles des taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, mois).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	1162,492	1162,492	3727,06	0,000***
Mois	11	3808,734	346,249	1110,11	0,000***
Interaction Site / Mois	11	212,121	19,284	61,83	0,000***
Erreur	120	37,429	0,312	-	-
Total	143	5220,775	-	-	-



**Tableau 22 :** Variations saisonnières du taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	1162,5	1162,5	90,28	0,000***
Saison	3	2161,8	720,6	55,96	0,000***
Interaction Site/saison	3	145,2	48,4	3,76	0,012*
Erreur	136	1751,2	12,9	-	-
Total	143	5220,8	-	-	-

**Tableau 23 :** Classement par ordre décroissant selon les saison du taux de protéines ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba (El Hnaya et Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.

Site	Saison	Valeur moyenne	Groupe
El Hnaya	Été	24,167	A
	Printemps	19,646	B
	Automne	17,02	B
	Hiver	10,700	C
Sidi Salem	Été	16,151	A
	Printemps	12,958	B
	Automne	11,57	B
	Hiver	8,120	C

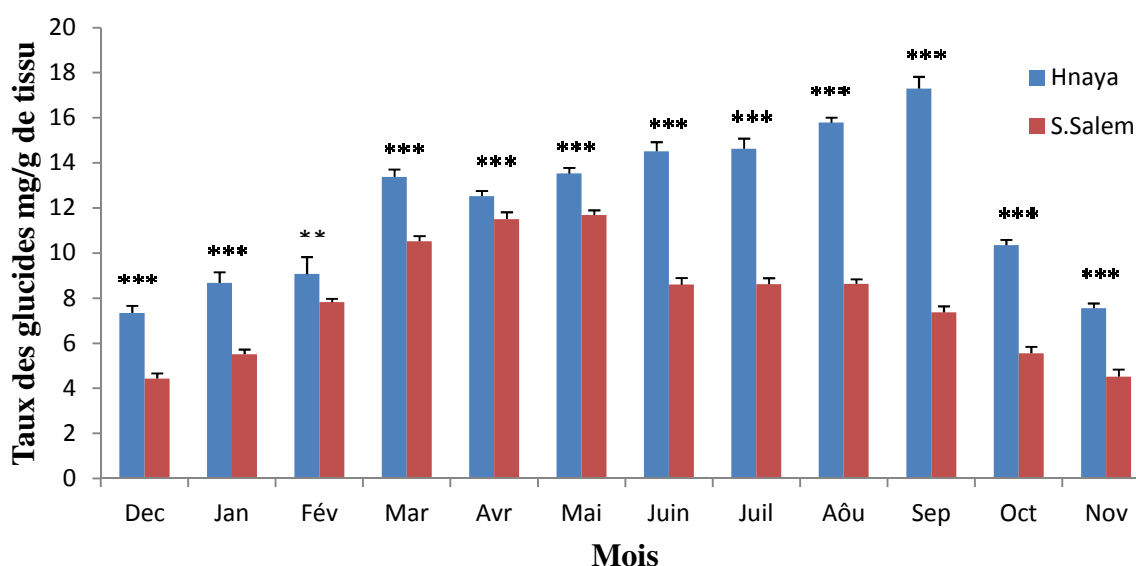
### 3.3.2. Taux de glucides

La teneur en glucides exprimé en  $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu est déterminé mensuellement au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché au niveau des sites d’El Hnaya et Sidi Salem dans le golfe d’Annaba durant la période s’étalant de décembre 2011 à novembre 2012 (Fig. 16).

Les résultats obtenus montrent au niveau des deux sites des variations importantes au cours du temps. Concernant le site d'El Hnaya, la valeur moyenne maximale est enregistrée au mois de septembre avec  $17,296 \pm 0,52 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu contre une valeur minimale observée au mois de décembre avec  $7,340 \pm 0,31 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu. Pour le site de Sidi Salem, le taux de glucides varie entre  $11,684 \pm 0,21 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu comme valeur maximale au mois de mai et  $4,42 \pm 0,23 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu comme valeur minimale au mois de décembre (Fig. 16).

La comparaison des moyennes deux à deux entre les deux sites montre des réductions hautement significatives ( $P \leq 0,001$ ) des teneurs en glucides chez les individus de Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya au cours des différents mois de la période d'étude, sauf pour le mois de février où on observe une différence très significative ( $P \leq 0,01$ ) (Fig. 16).

L'ANOVA à deux critères de classification (site, mois) appliquée sur les taux de glucides obtenus révèle une différence hautement significative ( $P \leq 0,001$ ) pour les critères site, mois mais également pour l'interaction site/mois (Tableau 24).



**Figure 16 :** Variations mensuelles du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 ( $m \pm s$  ;  $n=6$ ) (\*\*\*) : différence hautement significative).

**Tableau 24 :** variations mensuelles du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, mois).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	622,328	622,328	5603,67	0,000***
Mois	11	932,261	84,751	763,13	0,000***
Interaction Site / Mois	11	234,894	21,354	192,28	0,000***
Erreur	120	13,327	0,111	-	-
Total	143	1802,810	-	-	-

Les teneurs en glucides exprimées par saison ont subi une analyse de la variance à deux critères de classification (site, saison) qui révèle des effets site, saison et une interaction site/saison hautement significatifs (Tableau 25).

Le classement décroissant des taux de glucides au sein des deux sites est représenté dans le tableau 26. Le test HSD de Tukey révèle au niveau d'El Hnaya l'existence de trois groupes, un groupe renfermant l'été et le printemps, un groupe renfermant le printemps et l'automne, alors que le troisième groupe ne renferme que l'hiver. Trois groupes sont également mis en évidence à Sidi Salem, le premier renferme le printemps, le second renferme l'été, alors que le troisième groupe renferme l'hiver et l'automne.

**Tableau 25 :** Variations saisonnières du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	622,33	622,33	211,48	0,000***
Saison	3	636,61	212,20	72,11	0,000***
Interaction Site/Mois	3	143,65	47,88	16,27	0,000***
Erreur	136	400,22	2,94	-	-
Total	143	1802,81	-	-	-

**Tableau 26** : Classement par ordre décroissant selon les saison du taux de glucides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.

Site	Saison	Valeur moyenne	Groupe
El Hnaya	Été	14,975	A
	Printemps	13,142	A B
	Automne	11,735	B
	Hiver	8,366	C
Sidi Salem	Printemps	11,237	A
	Été	8,616	B
	Hiver	5,920	C
	Automne	5,812	C

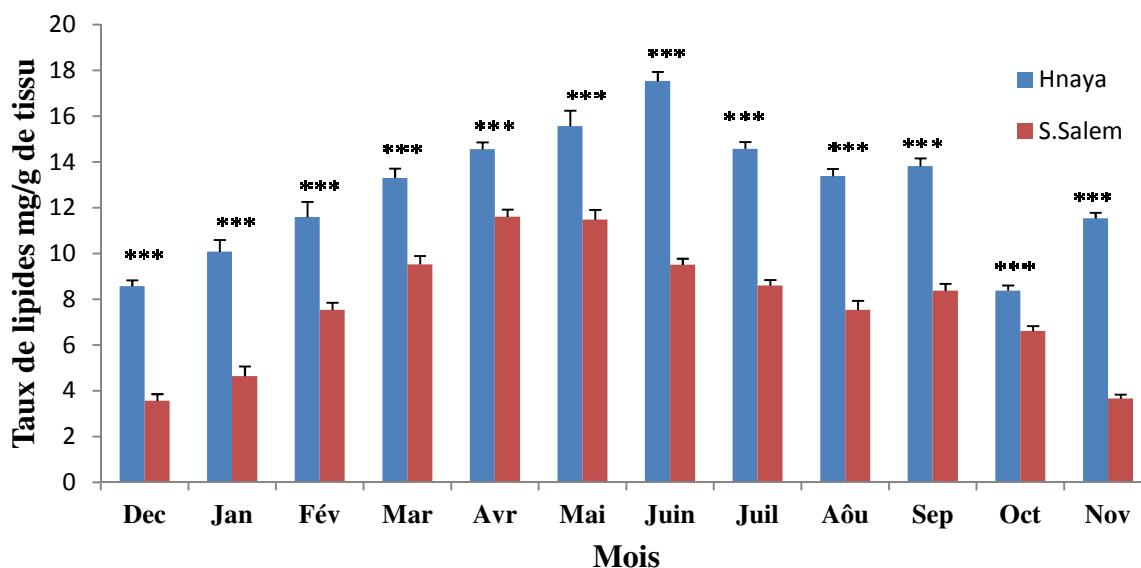
### 3.3.3. Taux de lipides

L'évaluation mensuelle du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) est suivie durant les mois de la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) et ceci au niveau de la chair de *Liza aurata* provenant de deux sites El Hnaya et Sidi Salem. La figure 17 représente les résultats par mois et par site.

Le site d'El Hnaya présente des taux de lipides qui varient d'un mois à l'autre avec un taux maximum au mois de juin  $17,53 \pm 0,40 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu et un taux minimum au mois d'octobre  $8,38 \pm 0,22 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu. Le taux maximum au niveau du site de Sidi Salem est observé au mois d'avril  $11,59 \pm 0,32 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu et le minimum au mois de décembre  $3,56 \pm 0,30 \mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu (Fig. 17).

Les taux mensuels de lipides à Sidi Salem montrent des taux significativement inférieurs ( $P \leq 0,001$ ) aux taux de lipides enregistrés à El Hnaya à l'issus d'une comparaison des moyennes par le test t de student entre les deux sites. Ces taux inférieurs à Sidi Salem sont observés au cours des différents mois de la période d'étude (Fig. 17).

L'analyse statistique ANOVA réalisée selon les critères site et mois révèle des différences hautement significatives ( $P \leq 0,001$ ) pour les effets site, mois et l'interaction site/mois (Tableau 27).



**Figure 17 :** Variations mensuelles du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba : El Hnaya et Sidi Salem durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 ( $m \pm s$ ;  $n=6$ ) (\*\*\*) : différence hautement significative).

**Tableau 27 :** variations mensuelles du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d’Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période s’étalant de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, mois).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	906,191	906,191	6387,70	0,000***
Mois	11	890,348	80,941	570,55	0,000***
Interaction Site / Mois	11	111,818	10,165	71,65	0,000***
Erreur	120	17,024	0,142	-	-
Total	143	1925,380	-	-	-

L’analyse de la variance à deux critères de classification (site, saison) démontre des effets site, saison hautement significatifs ( $P \leq 0,001$ ) et une interaction site/saison très significative ( $P \leq 0,01$ ) (Tableau 28). Le classement des saisons selon la teneur décroissante en lipides au niveau d’El Hnaya et Sidi Salem est représenté dans le tableau 29.

Le test de Tukey réalisé afin de classer les saisons au sein de chaque site selon leur réponse en taux de lipides révèle au niveau d'El Hnaya deux groupes, le premier est représenté par l'été et le printemps, le second par l'automne et l'hiver. Le site de Sidi Salem présente trois groupes, un groupe qui renferme le printemps, un groupe qui renferme l'été et enfin un groupe qui renferme l'automne et l'hiver (Tableau 29).

**Tableau 28** : Variations saisonnières du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : ANOVA à deux critères de classification (site, saison).

Source	DL	SC	CM	Fobs	P
Site	1	906,19	906,19	351,62	0,000***
Saison	3	627,40	209,13	81,15	0,000***
Interaction Site/Mois	3	41,29	13,76	5,34	0,002**
Erreur	136	350,50	2,58	-	-
Total	143	1925,38	-	-	-

**Tableau 29** : Classement par ordre décroissant selon les saison du taux de lipides ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au niveau de la chair de *Liza aurata* pêché dans deux sites du golfe d'Annaba (El Hnaya, Sidi Salem) durant la période de décembre 2011 à novembre 2012 : test HSD de Tukey.

Site	Saison	Valeur moyenne	Groupe
El Hnaya	Été	15,161	A
	Printemps	14,470	A
	Automne	11,242	B
	Hiver	10,078	B
Sidi Salem	Printemps	10,869	A
	Été	8,548	B
	Automne	6,220	C
	Hiver	5,247	C

### 3.4. Effets des paramètres physico-chimiques du milieu sur l'activité des biomarqueurs et les taux des métabolites.

Afin de mettre en évidence l'influence des paramètres physico-chimiques du milieu marin sur la réponse des biomarqueurs et des métabolites chez *Liza aurata*, une étude de corrélation a été réalisée par le test de coefficient de corrélation linéaire de Bravais-pearson (Dagnelie, 2000) sur l'ensemble des données des deux sites (Sidi Salem et El Hnaya) (Tab 30).

#### 3.4.1. Corrélation entre les paramètres physico-chimiques du milieu et les biomarqueurs :

➤ Site 01 (El Hnaya) :

- {AChE / T°, S} ;{GST/ O<sub>2</sub>} ; {GSH/ T°} ; corrélation négative hautement significative.
- {GSH/S} ;{CAT/ O<sub>2</sub>} ; corrélation négative très significative.

Autrement dit l'activité des biomarqueurs évoluent inversement à la concentration des paramètres physico-chimiques.

- {AChE/ O<sub>2</sub>} ;{GST/ T°} ; {GSH/ O<sub>2</sub>} ; corrélation positive hautement significative.
- {GST / S} ;{CAT / T°} ; corrélation positive très significative.

L'activité des biomarqueurs évoluent avec l'évolution des paramètres physico-chimiques.

- {AChE / PH} ;{GST/ PH} ; {GSH/PH} ; {CAT/ S ; PH} aucune corrélation significative.

➤ Site 02 (Sidi Salem) :

- {AChE / T°, S, PH} ;{GST/ O<sub>2</sub>} ; {GSH/ T°} ; {CAT/ O<sub>2</sub>} ; corrélation négative hautement significative.
- {GSH/S} ; corrélation négative très significative.
- {AChE / O<sub>2</sub>} ;{GST/ T, S} ; {GSH/ O<sub>2</sub>} ;{CAT/ T°, PH} ; corrélation positive hautement significative.
- {GST/ PH} ; {GSH/ PH} ; {CAT/ S} ; corrélation positive très significative.

### 3.4.2. Corrélation entre les paramètres physico-chimiques et les métabolites.

➤ Site 01 (El Hnaya) :

- {protéines / O<sub>2</sub>} ; corrélation négative hautement significative.
- {Glucides / O<sub>2</sub>} ; corrélation négative très significative.
- {Protéines / T°} ; {Glucides / T°} : corrélation positive très significative.
- {Protéines / S ; PH} ; {Glucides / S ; PH} ; {Lipides / T° ; O<sub>2</sub> ; S ; PH} : aucune corrélation significative.

➤ Site 02 (Sidi Salem) :

- {Protéines / O<sub>2</sub>} ; corrélation négative très significative.
- {Protéines / T°} ; corrélation Positive très significative.
- {Protéines / PH} ; corrélation positive significative.
- {Protéines/ S} ; {Glucides/ T° ; O<sub>2</sub> ; S ; PH} ; {Lipides/T° ; O<sub>2</sub> ; S ; PH} : aucune corrélation significative.



**Tableau 30:** Test de corrélation entre les paramètres physico-chimique du milieu et l'activité des biomarqueurs ainsi que les taux des métabolites mesurés chez *Liza aurata* provenant des deux sites (El Hnaya et Sidi Salem) entre décembre 2011 et novembre 2012 (r : coefficient de corrélation, \* :  $P \leq 0,05$  ; \*\* :  $P \leq 0,001$  ; \*\*\* :  $P \leq 0,001$ ).

Site	Paramètres variables	T°	O <sub>2</sub>	S	PH
El Hnaya	AChE	- 0,946	0,897	- 0,833	- 0,107
		0,000	0,000	0,001	0,740
	GST	0,969	- 0,963	0,793	0,402
		0,000	0,000	0,002	0,196
	GSH	- 0,931	0,914	- 0,737	- 0,447
		0,000	0,000	0,006	0,145
	CAT	0,725	- 0,740	0,363	0,078
		0,008	0,006	0,246	0,810
	Protéines	0,762	- 0,810	0,333	0,290
		0,004	0,001	0,290	0,360
	Glucides	0,726	- 0,763	0,311	0,292
		0,008	0,004	0,325	0,357
	Lipides	0,416	- 0,424	0,054	0,017
		0,179	0,169	0,866	0,959
Sidi Salem	AChE	- 0,874	0,759	- 0,847	- 0,743
		0,000	0,004	0,001	0,000
	GST	0,940	- 0,934	0,807	0,794
		0,000	0,000	0,001	0,002
	GSH	- 0,929	0,923	- 0,792	- 0,757
		0,000	0,000	0,002	0,003
	CAT	0,974	- 0,902	0,729	0,854
		0,000	0,000	0,007	0,000
	Protéines	0,707	- 0,732	0,391	0,580
		0,010	0,007	0,209	0,048
	Glucides	0,217	- 0,234	- 0,253	0,239
		0,498	0,464	0,427	0,455
	Lipides	0,336	- 0,375	- 0,090	0,388
		0,258	0,230	0,780	0,213



# **DISCUSSION**

## 4. Discussion

### 4.1. Paramètres physico-chimiques de l'eau

La température est un facteur écologique fondamental qui joue un rôle important dans le contrôle de divers processus biologiques et physiologiques tels que le métabolisme, la reproduction, la croissance et la répartition biogéographique des espèces aquatiques, soit directement ou en collaboration avec d'autres facteurs écologiques (Rodier, 1984 ; Parsons, 1989 ; Imasheva *et al.*, 1997). Elle agit également sur le pH, la densité (Bremond et Perrodon, 1979), la disponibilité en oxygène et surtout sur l'accumulation des contaminants dans la biote (Minier *et al.*, 2006 ; Pellet *et al.*, 2009).

Les relevés de températures effectués au niveau d'El Hnaya et Sidi Salem au cours de la période d'étude (novembre 2011 à décembre 2012) révèlent une certaine similitude entre les deux sites avec des fluctuations saisonnières. Nos résultats font apparaître l'existence de deux grandes périodes thermiques dans les deux sites, une période froide englobant l'hiver et le printemps avec un minimum de 12,1 °C enregistré le mois de février à El Hnaya, et une période chaude représentant l'été et l'automne avec un maximum de 28,8 °C relevé à Sidi Salem le mois d'août. Nos résultats ne sont pas concordants avec ceux rapportés par Nouacer (2002), Beldi (2007) et Sifi (2009), où ils distinguent dans la baie d'Annaba une période chaude englobant le printemps et l'été et une période froide renfermant l'automne et l'hiver, ce qui peut être dû au changement climatique dont souffre notre planète. De même Frehi (1998), signalent des fluctuations thermiques dans l'ensemble du golfe qui oscillent entre 16,0°C en hiver et 28,8°C en été. Au niveau du littoral oranais on a enregistré des oscillations entre 16,33°C en hiver et 30,67°C en été (Rouane-Hacene, 2013). A Mostaganem la température varie entre 12 et 30°C (Remili & Kerfouf, 2013). Les fluctuations de ce paramètre abiotique sont en relation avec les conditions climatiques locales et plus particulièrement avec la température de l'air. En effet, le soleil provoque l'augmentation continue de la température des couches superficielles de l'eau depuis le printemps jusqu'à la fin de l'été sous l'influence des radiations solaires, la température de l'air et les vents qui induisent des courants et des vagues assurant le mélange de l'eau. A partir de l'automne, le refroidissement nocturne de l'air abaisse la température des eaux superficielles et plus on avance vers l'hiver, plus la température baisse (Neveu *et al.*, 2001).

Il est admis que la température a une influence sur la production d'espèces oxygénées réactives (EOR) dans les mitochondries (Heise *et al.*, 2003). Elle peut modifier l'action des

contaminants qui seront capables d'agir à différents niveaux de régulation pour perturber la voie de la glycolyse : sur les substrats, sur l'expression des gènes codants pour les enzymes de la glycolyse et/ou sur les activités enzymatiques (Maes, 2014).

Les relations entre la croissance et la température durant les périodes chaudes et froides du cycle annuel sont mises en évidence chez plusieurs espèces marine. Ansell & Lagardère (1980) ont observé que la croissance de *D. trunculus* débute le mois de mars avec l'augmentation de la température et un arrêt de la croissance avec la diminution de la température en automne spécialement en octobre. Des résultats similaires sont rapportés par Gaspar *et al.* (1999) et Beldi (2007) sur cette même espèce. Les mêmes observations sont enregistrées chez d'autres Bivalves comme *Metrix metrix* (Hamai, 1935), *Venus striatula* (Ansell, 1961).

Les températures élevées atteintes dans le cas des saisons chaudes ou dans le changement climatique global peuvent menacer la survie des organismes aquatiques dans les zones polluées. Il existe une relation étroite entre la pollution métallique et les températures élevées chez ces organismes (Dunca *et al.*, 2005 ; Hallare *et al.*, 2005 ; Cherkasov *et al.*, 2006). En effet, l'exposition des huîtres *Crassostrea virginica* au cadmium à des températures élevées limite la respiration de cette espèce (Lannig *et al.*, 2006) et augmente les dommages mitochondriaux (Cherkasov *et al.*, 2006). L'impact de la température en relation avec un stress dû à une pollution métallique est important sur la reproduction, la gamétogenèse et la fécondité (Shipgel *et al.*, 1992 ; Perceval *et al.*, 2002).

L'oxygène dissous est un élément essentiel à la plupart des organismes aquatiques (Dimon *et al.*, 2014). Les fluctuations de la teneur en O<sub>2</sub> dissous dans l'eau sont liées aux variations saisonnières de la température, des niveaux de la mer et de la salinité. L' O<sub>2</sub> se dissout plus facilement dans les eaux froides que dans les eaux chaudes. En effet, une bonne oxygénation de l'eau est observée en période hivernale avec la baisse de la température et de la salinité, alors qu'un appauvrissement survient souvent en période estivale lié non seulement aux fortes températures mais également à la baisse de l'hydrodynamisme qui diminue le renouvellement de l'eau oxygénée (Wilson, 1999).

Les teneurs en O<sub>2</sub> dissous observées durant notre période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) montrent des différences significatives entre les deux sites, avec une faible oxygénation en période estivale liée à la forte élévation de la température et la salinité (Louiz *et al.*, 2017) qui limite la solubilité de l'oxygène (Zarrad *et al.*, 2002). Ceci est illustré par le

coefficient de corrélation (Tableau 06) qui confirme la forte relation qui existe entre ces deux paramètres et la température. A cela s'ajoute l'activité des bactéries en décomposant la matière organique (Draredja, 1992 ; Khallaf *et al.*, 2009) issue des rejets domestiques et industriels qui peuvent être à l'origine des faibles teneurs en O<sub>2</sub> dans le site de Sidi Salem par rapport à El Hnaya.

Selon Rodier (1996), la cause de toute variation des teneurs en O<sub>2</sub> dissous dans les milieux aquatiques est en fonction de la présence des végétaux, des matières oxydables, des organismes et des germes aérobies. Une réduction de l'O<sub>2</sub> perturbe le métabolisme énergétique nécessaire à la croissance, la reproduction et la locomotion (Sibly & Calow, 1986 ; Pörtner *et al.*, 2001).

Chez les animaux, l'oxygène est fourni aux organes grâce aux systèmes respiratoires et cardiovasculaires. Chez les poissons, après diffusion dans le sang à travers les branchies, l'oxygène est lié à l'hémoglobine, puis distribué dans l'organisme au même titre que les substrats énergétiques (acides gras, glucides) ou encore les hormones. L'oxygène est ensuite utilisé comme récepteur d'électrons dans la chaîne respiratoire (phosphorylation oxydative des substrats) pour la création d'ATP dans le but de répondre aux besoins métaboliques de l'organisme.

la puissance énergétique d'un organisme est souvent estimée à travers son taux métabolique aérobie ou consommation d'oxygène (Fry, 1971 ; Wieser, 1985 ; Priede, 1985 ; Lefrançois et Claireaux, 2003 ; Mckenzie *et al.*, 2007 ; Milinkovitch *et al.*, 2012). L'oxygène est un facteur primordial chez les poissons. Il déclenche des réactions comportementales participant à l'exploitation spatio-temporelle de l'environnement et donc à la distribution des espèces selon certains gradients (Magnuson *et al.*, 1979).

Lorsque la teneur en oxygène est critique, le métabolisme anaérobie est activé. Ayant un plus faible rendement énergétique en ATP, les activités de l'animal sont réduites, mettant ainsi en jeu sa survie à plus ou moins long terme. La diminution en oxygène peut induire des allocations énergétiques différentes et entraîner une diminution de la croissance (Claireaux *et al.*, 2000 ; Taylor & Miller, 2001) ou de la reproduction (Wu *et al.*, 2003). Une forte influence sur les performances cardiaques et de nage des poissons a été également observée (Randall, 1968 ; Bushnell *et al.*, 1984 ; Satchell, 1991 ; Farrell & Jones, 1992 ; Farrell *et al.* 1996 ; Farrell, 1997 ; Lefrançois *et al.* ; 1998). Wilson (1999) a observé une augmentation de la consommation d' O<sub>2</sub> en hiver par rapport à l'été où de faibles taux de consommation d' O<sub>2</sub>

sont enregistrés chez *Donax variabilis*. Les invertébrés aquatiques incluant les bivalves (Pörtner *et al.*, 2006) et les crustacés (Frederich & Pörtner, 2000) montrent une réduction de la consommation d' O<sub>2</sub> à des températures élevées.

Un changement de la consommation en oxygène dissous peut entraîner une modification de la réponse métabolique des organismes aquatiques. Cette consommation peut être notamment perturbée par la présence de contaminants (De Boeck *et al.*, 1995, 2006 ; St-Amand *et al.*, 1999). De Boeck *et al.* (1995) ont exposé des juvéniles de carpe commune (*Cyprinus carpio*) à trois concentrations de cuivre (0.22, 0.34, 0.84 µmol/L) durant une semaine. Les auteurs ont observé une diminution immédiate de la consommation en oxygène chez les carpes exposées aux deux plus fortes concentrations, ce qui peut être lié à l'endommagement des branchies par le cuivre.

Chez les bivalves marins La pollution métallique provoque une augmentation importante dans la demande cellulaire en O<sub>2</sub> (Cherkasov *et al.*, 2006). Le mécanisme qui limite la respiration à de fortes températures en présence d'une pollution métallique peut être dû à une détérioration des fonctions mitochondriales (Sokolova *et al.*, 2005).

La salinité est un facteur écologique aussi primordial que la température et l'oxygène dissous qui explique le pourcentage de chlorure dans l'eau (El Morhit 2009). Elle conditionne la répartition et la dynamique des espèces (Teske et wooldridge, 2003 ; Giménez *et al.*, 2005 ; Pasquaud, 2006 ; Ignatiades *et al.*, 2007 ; Balzano *et al.*, 2011). Les organismes marins peuvent être exposés dans leur milieu à de grandes variations de salinité en rapport avec les fluctuations saisonnières. Les valeurs élevées sont observées en saison estivale du fait de l'action conjuguée des fortes températures (Louiz *et al.*, 2017) qui cause de fortes évaporations et la baisse des précipitations. Alors que, les faibles taux d'évaporation de l'eau et les fortes précipitations qui caractérisent l'hiver montre de faibles salinités (Soucek, 2007).

La salinité enregistrée au cours de la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012) montre au niveau d'El Hnaya des fluctuations saisonnières avec des fortes salinités en été et en automne, et de faibles salinités en hiver et en printemps avec une moyenne annuelle de 32,59 g/l. Cependant, le site de Sidi Salem présente une perturbation importante de la salinité durant la période d'étude avec une moyenne annuelle de 35,13 g/l. Ounissi *et al.* (1998) et Beldi (2007) ont rapporté une salinité de la baie d'Annaba comprise entre 32 et 37 g/l.

Des études ont indiqué que les espèces exposées à de faibles salinité, augmentent leur consommation d'oxygène et altèrent l'utilisation du métabolisme énergétique (Aarset & Aunaas, 1990 ; Guerin & stickle, 1992 ; Einarson, 1993 ; Herrera *et al.*, 2012 ; Kheriji *et al.*, 2017). Les faibles salinités provoquent un fort taux d'assimilation de la nourriture, elles peuvent affectées la survie, la croissance et les paramètres biochimiques des poissons (Lawal-Are, 2010 ; Lisoba *et al.*, 2015), alors que, de fortes salinités diminuent de 59 % le taux d'assimilation chez *Mytilus trossulus* (Widmeyer & Bendell-young, 2007).

Le pH ou potentiel hydrogène qui consiste à mesurer la concentration des protons H<sup>+</sup> contenus dans l'eau, compte parmi les paramètres physicochimiques qui conditionnent le milieu aquatique. Influencé par la température, la salinité et le CO<sub>2</sub> (Nisbet et Verneau, 1970), le pH peut agir sur un grand nombre de processus physiologiques et biochimiques. Il affecte aussi certains composés chimiques qui peuvent devenir toxiques avec un changement de pH (Pezo *et al.*, 1985). Outre cette toxicité indirecte, le pH peut avoir des effets néfastes directs pour les poissons et d'autre espèces de la faune et de la flore (Boniforti *et al.*, 1988 ; Zongo, 1993 ; Grogga, 2012).

Le pH enregistré dans les deux sites d'études (El Hnaya, Sidi Salem) au cours de la période d'étude novembre 2011 à décembre 2012 révèle un milieu neutre à légèrement alcalin avec une moyenne annuelle de 7,71 à El Hnaya et 7,87 à Sidi Salem.

Un pH de 7 à 8 semble être idéal pour une augmentation de la capacité de filtration chez la moule *A. trapesialis*, alors qu'un pH acide de 4 à 5 diminue de 17 % le taux de filtration chez cette espèce (Loayza-Muro & Elias-Letts, 2007). Un pH acide provoque la fermeture des valves et l'influx des ions H<sup>+</sup> peut produire ainsi une irritation des tissus et une stimulation de la concentration des muscles adducteurs et ainsi la fermeture des valves.

#### **4.2. Biomarqueurs du stress environnemental**

La pollution du milieu marin génère un stress environnemental important chez les organismes aquatiques. Toute variation induite lors d'un stress environnemental par la présence d'une pollution est traduite par des réponses biochimiques immédiates. Ces réponses biochimiques sont considérées comme des biomarqueurs écotoxicologiques traduisant une réponse spécifique et/ou non spécifique au stress (Eertman *et al.*, 1996 ; Gagnon & Holdway, 1999 ; Cohen *et al.*, 2001 ; Long *et al.*, 2003).

Les biomarqueurs mesurent l'interaction entre un système biologique et un agent environnemental. Ils peuvent être chimiques, physiques ou biologiques (Who, 1993). L'inhibition ou l'induction des biomarqueurs sont de bons outils écotoxicologiques pour évaluer l'exposition et les effets potentiels des xénobiotiques sur l'organisme (Ozmen *et al.*, 1999 ; Sturm *et al.*, 2000 ; Varo *et al.*, 2001). La capacité d'un organisme à s'adapter à un environnement altéré par la contamination anthropogénique, dépend principalement des mécanismes efficaces de la détoxification de divers composés endogènes et exogènes (Jakanovic, 2001). Chez les organismes aquatiques, ces mécanismes sont les premiers sollicités par la présence des xénobiotiques (Roche *et al.*, 2003).

Les biomarqueurs sont mesurés chez des organismes exposés à des conditions de stress liées à la présence de substances polluantes dans l'environnement (Hugget *et al.*, 1992). Ils représentent la réponse biologique initiale des organismes face à des perturbations ou des contaminations du milieu dans lequel ils vivent ; en conséquence, ils sont en général plus sensibles que les paramètres mesurés à un niveau supérieur d'organisation biologique tel que l'organe, l'individu ou la population (Stegeman *et al.*, 1992). Les biomarqueurs présentent des avantages certains pour la biosurveillance de la pollution, il existe néanmoins un certain nombre de critères auxquels ils doivent répondre pour pouvoir être applicable sur le terrain (Aït-Aïssa *et al.*, 2003) :

- Leur sensibilité et leur spécificité vis-à-vis d'un type de pollution ou de stress doivent être connues.
- Leur mesure doit être reproductible dans le temps, sur le court et/ou le long terme.
- Ils doivent être communs aux individus d'une même population, et la variabilité au sein d'un groupe témoin ou exposé doit être connue.
- Les méthodes de leur dosage doivent tenir compte de divers facteurs d'applicabilité en laboratoire et sur terrain tels que la facilité d'échantillonnage et de conservation et le coût des analyses.
- Ils doivent avoir un pouvoir prédictif des effets à des niveaux biologiques supérieurs (croissance, reproduction, population,...etc) et éventuellement prédire les risques pour l'homme.

Le choix d'un biomarqueur est surtout déterminé par sa pertinence et par son efficacité à apporter une réponse claire et mesurable. Les différents travaux scientifiques réalisés ont permis de classer les biomarqueurs suivant la spécificité de leur réponse à certaines molécules



polluantes ou à un type d'effet. Ainsi, classiquement, les auteurs distinguent les biomarqueurs d'exposition, les biomarqueurs d'effets et les biomarqueurs de sensibilité (Lagadic *et al.*, 1997 ; Kammenga *et al.*, 2000).

Les biomarqueurs d'exposition sont induits par un type spécifique de polluants et, de ce fait, leurs variations sont indicatrices d'exposition de l'organisme à cette classe de polluants. Ces biomarqueurs sont dits spécifiques, tels que les enzymes biomarqueurs de la neurotoxicité comme l'acétylcholinestérase (AChE) et les enzymes de détoxification qui prennent en charge après leurs pénétrations dans les organismes, les polluants organiques qui vont subir grâce à ces enzymes des transformations métaboliques. Ces enzymes de détoxification augmentent l'hydrosolubilité des molécules qu'ils prennent en charge afin d'en faciliter l'élimination de l'organisme. Les réactions de biotransformation sont divisées en trois réactions ; phase I, phase II et phase III. La phase I est assurée par des enzymes qui catalysent l'oxydation et la fonctionnalisation d'un xénobiotique par une réaction de monooxygénation (introduction d'un atome d'oxygène) de manière à la rendre plus réactif, ce qui facilite la suite du métabolisme. Cette phase fait intervenir essentiellement les monooxygénases à cytochrome P450 (CYP). La phase II est réalisée par des enzymes qui catalysent la conjugaison des molécules fonctionnalisées à des substrats endogènes rendant le xénobiotique plus soluble en formant un composé hydroxyle ayant une propriété hydrosoluble par ajout de composés endogènes hydrophiles (glutathion, acétate, sulfate...). Ces enzymes interviennent à la fois sur des xénobiotiques entrant dans la cellule et sur des molécules préalablement modifiées par les enzymes de phase I. Parmi ces enzymes la plus sollicitée est la glutathion S-transférases (GST). Les enzymes de phase III sont des enzymes d'excrétion regroupant les protéines membranaires capables d'expulser hors de la cellule un xénobiotique modifié par les enzymes de phase I et/ou de phase II (Parant, 1998 ; Aït-Aïssa *et al.*, 2003).

Les biomarqueurs d'effet correspondent à une altération biologique qui, en fonction de l'intensité de la réponse, peut être associée à une altération de l'état physiologique et cellulaire de l'individu. Ces biomarqueurs sont dits non spécifiques et ils reflètent généralement des lésions au niveau physiologique tels que la croissance et la reproduction ou au niveau cellulaire comme les réserves métaboliques, la production énergétique et la respiration cellulaire (Halliwell & Gutteridge, 1999).

Les biomarqueurs de sensibilité, indiquent que l'organisme a déjà été soumis aux mêmes polluants et qu'il s'y est adapté. On peut citer la résistance, il s'agit surtout de modifications génétiques.

L'exposition des organismes aquatiques à une pollution par divers xénobiotiques et métaux lourds induit chez ces organismes un stress oxydatif important qui se définit comme un déséquilibre de la balance entre le système prooxydant et le système antioxydant en faveur du système prooxydant (Halliwell & Gutteridge, 1999). Ce déséquilibre résulte d'une réaction oxydative qui conduit à la formation d'espèces oxygénées réactives (EOR), qui sont des composés toxiques pour l'organisme, provoquant des dommages cellulaires et tissulaires lorsque leur taux de synthèse dépasse leur taux de dégradation par les enzymes du système antioxydant (Tatrai *et al.*, 2002 ; Abele & Puntarulo, 2004). Ces espèces oxygénées réactives sont essentiellement le radical anion superoxyde ( $O_2^-$ ), le peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) et les radicaux hydroxyles ( $OH^-$ ). La production de ces composés est initiée par l'attachement de corps étranger à la surface de la membrane cellulaire, ce qui active la NADPH-oxydase catalysant la réduction univalente de l'oxygène moléculaire en  $O_2^-$ . Les ions  $O_2^-$  peuvent alors se transformer spontanément ou sous l'action catalytique d'une superoxyde dismutase (SOD) en  $H_2O_2$ , l'excès de  $H_2O_2$  étant ensuite réduit en  $H_2O$  et  $O_2$  par une catalase (Torreilles *et al.*, 1996 ; Valavandis *et al.*, 2006).

De nombreux systèmes anti-oxydants protègent les cellules contre les EOR toxiques produits par les tissus. Ce sont des enzymes tels que la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (GPx) ; et des composés non enzymatiques de faible poids moléculaires piègeurs de radicaux tels que le glutathion réduit (GSH) et les vitamines A, C, E (Torreilles *et al.*, 1996). Lorsque la production d'EOR est amplifiée à la suite d'un stress dû à l'exposition à un xénobiotique, ces systèmes de défense peuvent être dépassés, ce qui peut causer chez les organismes marins des dommages oxydatifs aux protéines, acides nucléiques, glucides et essentiellement aux lipides en provoquant une peroxydation lipidique accrue des membranes cellulaires (Valvanidis *et al.*, 2006).

#### 4.2.1. Activité de l'acétylcholinestérase

Les activités neurologiques et comportementales des animaux peuvent être extrêmement sensibles à la contamination environnementale (Doving, 1991 ; Schere, 1992 ; Silbergeled, 1993 ; Costa, 1996). Les mesures de l'activité de l'acétylcholinestérase renseignent sur l'exposition à certains groupes de contaminants (Bertrand *et al.*, 1998 ; Archana *et al.*, 2011 ; Fergani et Arab, 2017). En effet, l'inhibition de l'AChE a été fréquemment employée en toxicologie pour diagnostiquer l'exposition aux produits chimiques anticholinestérase, tels que les pesticides organophosphoré (OP), les carbamates (Fossi *et al.*, 2001 ; Fulton et Key, 2001 ; Sanchez, 2001 ; Rodrigues *et al.*, 2011), les PCBs, les HAPs ainsi que certains métaux lourds (Benali, 2015). Par conséquent, ces troubles peuvent affecter la locomotion et l'équilibre des organismes exposés ainsi que leur réduction des performances de nages (Richmonds & Dutta, 1992 ; Little *et al.*, 1990 ; Saglio *et al.*, 1996 ; Vieira *et al.*, 2009 ; Hernandez-Moreno *et al.*, 2011 ; Oliveira *et al.*, 2011 ; Almeida *et al.*, 2012), qui conduisent généralement à la tétanie musculaire et à la mort de l'organisme ( Padilla, 1995 ; Bocquené, 1996 ; Bairy, 2000 ; Nunes *et al.*, 2003).

L'acétylcholinestérase (EC : 3.1.1.7) est une enzyme clé du système nerveux central, prédominante dans le cerveau et les muscle chez les poissons (Leticia et Gerardo, 2008), elle est responsable de l'hydrolyse du neurotransmetteur acétylcholine en choline et acétate au niveau des synapses (Eldafrawi, 1985). En effet, l'influx nerveux arrivant dans la terminaison pré-synaptique entraîne une libération d'acétylcholine qui se fixe sur des récepteurs membranaires post-synaptiques. Cette fixation permet l'ouverture des canaux de sodium et de potassium qui entraîne la dépolarisation de l'élément post-synaptique. L'hydrolyse de l'acétylcholine par l'AChE permet la fermeture des canaux associés aux récepteurs du neurotransmetteur. Si l'action de cette enzyme est bloquée, la membrane post-synaptique reste continuellement excitée ce qui conduit à l'accumulation de l'acétylcholine dans la région synaptique provoquant une hyperexcitation pouvant causer la mort de l'organisme (Haubrug & Amichot, 1998). L'AChE est un site cible d'inhibition par les organophosphorés et les carbamates qui agissent en inhibant son activité catalytique en se fixant sur le site actif de l'enzyme à la place de l'acétylcholine (Eldafrawi, 1985 ; Haubrug & Amichot, 1998).

Le suivi mensuel de l'activité de l'acétylcholinestérase chez les individus de *Liza aurata* échantillonnés au niveau des deux sites durant la période d'étude (novembre 2011 à décembre 2012), montre une diminution de l'activité de l'AChE chez les individus de Sidi Salem par

rapport à El Hnaya au cours des douze mois étudiées. Des fluctuations saisonnières plus ou moins importantes ont été également observées pour les deux sites, avec des valeurs maximales en période hivernale ce qui indique que cette période est très favorable à l'activité de cette enzyme ; alors que les valeurs minimales ont été relevées en pleine période chaude notamment en mois d'août.

D'après nos résultats, il existe une corrélation significative entre l'activité de l'AChE et les paramètres abiotiques du milieu, négative pour la température et la salinité, positive pour l'oxygène dissous, ce qui peut être à l'origine de l'inhibition de l'AChE pendant la période estivale. Bocquené *et al.* (1997) ont déjà signalé que les températures élevées ont un effet négatif sur l'AChE. Ceci a été confirmé par plusieurs auteurs pour différentes espèces (Greco *et al.*, 2011 ; Dimitriadis *et al.*, 2012 ; Kamel *et al.*, 2012). Dellali *et al.* (2001) ont enregistré des valeurs élevées en hiver et de faibles valeurs en été. Aussi, des variations similaires ont été relevées chez le bivalve *perna viridis* (Iau *et al.*, 2004). Napierska & Podolska (2005) et Kopecka *et al.* (2006) ont également étudié la variation saisonnière de l'acétylcholinestérase attribuant cette différenciation de l'activité de l'enzyme à travers les saisons, aux changements de températures annuelles. Ces changements de la température de l'eau vont entraîner des changements de la température intracellulaire, ce qui va avoir des conséquences sur les propriétés des enzymes (Somero, 2004), comme par exemple en agissant sur l'affinité des enzymes pour les substrats, la concentration des métabolites qui régulent ces activités ou sur le pH intracellulaire (Freed, 1971). Nos résultats nous permettent de noter également une corrélation significative positive entre la température et la salinité et une corrélation significative négative entre la température et l'oxygène dissous. En effet une élévation de la température de l'eau provoque une augmentation des concentrations de la salinité (Arrignon, 1976; Marcano *et al.*, 1996) et une diminution de l'oxygène dissous (Bliefert & Perraud, 2001). Ils ont été également mis en cause pour une diminution de l'AChE chez pas mal d'organisme marin (Damiens *et al.*, 2004 ; Pfeifer *et al.*, 2005 ; Fossi Tankoua *et al.*, 2011).

De nombreux auteurs rapportent que l'activité enzymatique des organismes marins peut être extrêmement sensible aux variations saisonnières du milieu, ainsi que la contamination probable de l'environnement (Lagdic *et al.*, 1997 ; Fergani & Arab, 2017). Ceci est d'autant plus vrai que le site de Sidi Salem reçoit des déchets domestiques et essentiellement industriels provenant du complexe FERTIAL, spécialisé dans la production des fertilisants et des produits phytosanitaires qui sont probablement à l'origine de l'inhibition de l'AChE enregistrée dans notre étude. Cette inhibition de l'AChE au niveau du site de Sidi Salem est

en accord avec les résultats de Soltani *et al.*, (2012) et Bensouda & Soltani-Mazouni (2014). De plus, une variation de l'activité de l'ACHé a été observée en fonction des sites dans le cerveau de *Mugil Cephalus* et le gobie (*Zosteriessor ophiocephalus*) provenant des différents sites en Italy (Corsi *et al.*, 2003), dans les muscles de *Oreochromis mosambicus* et *Labeo umbratus* présentent dans un écosystème pollué (Barnhoorn et Van Vuran, 2004).

En ce qui concerne l'éventuel effet sexe dans l'expression de l'activité de l'acétylcholinestérase, actuellement peu de réponses précises sont avancées par les scientifiques (Raingwood *et al.*, 1999). Selon Bocquené *et al.* (1997), l'activité de l'ACHé n'est pas directement liée à l'âge, au sexe et à la période de reproduction chez la plupart des organismes marins adultes.

### 4.2.2. Activité de la glutathion S-transférase

La glutathion S-transférase est employée dans le laboratoire et dans les études sur terrain comme biomarqueurs pour plusieurs contaminants (Almar *et al.*, 1998 ; Fenet, 1998 ; Yu & Abo-Elghar, 2000 ; Yu, 2002, Belhaouari, 2014). Elle est impliquée dans diverses opérations de transport et de biosynthèse intracellulaire (George, 1990). Elle est largement distribuée chez les organismes vivants, comme les Mammifères, notamment l'homme et le rat (Baars & Beimer, 1980 ; Warholm *et al.*, 1981) et chez les espèces marines (Jakoby & Habig, 1980). Le rôle physiologique de la GST dans la protection de l'organisme contre de nombreux toxiques a été démontré chez plusieurs organismes marins y compris les Poissons (Gallageher *et al.*, 2001 ; Aït Aïssa *et al.*, 2003 ; Quiniou *et al.*, 2007 ; Martins *et al.*, 2014).

La glutathion S-transférase (EC : 2.5.1.18) a un rôle important dans la détoxification des substances xénobiotiques exogènes ou endogènes en catalysant la conjugaison de ces substances avec le groupement thiol du glutathion endogène (Jakoby & Habig, 1980). L'effet principal de la GST est de convertir des composés lipophiles en molécules hydrophiles faciles à éliminer (Habig *et al.*, 1974). La GST appartient à une famille des enzymes substrats spécifiques qui catalysent la conjugaison du GSH avec les xénobiotiques dans la phase II de métabolisation favorisant leur élimination de l'organisme (Leaver *et al.*, 1992 ; Malmezat *et al.*, 2000). Cette capacité à métaboliser les xénobiotiques, a fait des GSTs des biomarqueurs potentiels. En effet, la réponse biochimique de cette enzyme a été couramment utilisée en écotoxicologie dans l'évaluation de la pollution des milieux aquatiques (Bensouda & Soltani-Mazouni, 2014; Belhaouari *et al.*, 2014).

L'augmentation de la GST hépatique des poissons est induite lors d'une exposition aux polluants (Ritola *et al.*, 2000 ; Iqbal *et al.*, 2000), cette augmentation peut être observée dans d'autres organes que le foie, Dautremepuits *et al.* (2002) ont remarqué une induction de l'activité de la GST dans le foie et également dans les reins chez les crabes. Plusieurs études ont relevé l'augmentation de l'activité de la GST par divers contaminant chez diverses espèces de poisson, tels que chez *Mugil cephalus* exposée aux différentes concentrations de cadmium, cuivre, plomb et zinc (Rajkumar et Jhon-Milton, 2011), chez *Anguila anguila* exposée aux naphthalène pendant 48 h (Teles *et al.*, 2003) ; chez les femelles adultes de *G.affinis* traitées par le diflubenzoun (Zaïdi, 2005) ou par le cadmium (Chouahda, 2006). Chez plusieurs espèces de téléostéens l'altération des performances de nage a été mise en lien avec l'activité GST (Solé *et al.*, 2009) car le comportement peut être affecté par les contaminants (Weis & Candelmo, 2012). La réduction des performances de nage observée chez le poisson *Jenynsia multidentata* semble être liée à une redistribution de l'énergie allouée en faveur de la détoxification du microcystine (Cazenave *et al.*, 2008). Etant donné qu'il existe un lien entre la réponse de l'activité GST et les perturbations comportementales, la mesure de l'activité de cette enzyme permet d'évaluer l'effet des contaminants et de prédire leur impact au niveau des individus. Elle peut être considérée comme un marqueur écologique pertinent (Ndiaye, 2012).

Dans notre travail, le suivi mensuel de l'évolution de l'activité de la GST au niveau du foie de *Liza aurata* prélevée des deux sites El Hnaya et Sidi Salem durant la période de décembre 2011 à novembre 2012, fait apparaître l'existence de fluctuations saisonnières dans les deux sites. Les valeurs en GST semblent subir l'influence des paramètres abiotiques. Cette observation est appuyée par l'analyse statistique des données qui montre l'existence de corrélations significatives entre l'activité de la GST et les paramètres physico-chimiques du milieu, corrélation négative pour la température et la salinité, positive pour l'oxygène dissous, ceci est expliqué par les activités maximales de cette enzyme en période estivale, pour ensuite diminuer progressivement jusqu'à atteindre en janvier ces valeurs minimales. Ces résultats sont en partie illustrés à travers certains travaux qui montrent que les facteurs abiotiques sont susceptibles d'influencer la réponse des biomarqueurs (Ndiaye, 2012 ; Louiz *et al.*, 2017). Par exemple les variations de température provoquent la formation excessive des EOR dans les organismes marins (Malek *et al.*, 2004; Lushchak, 2011; Cui *et al.*, 2014), induisant l'augmentation du taux de GST favorisant ainsi la détoxification de ces EOR. Nos résultats sont en accord avec ceux de Gorbi *et al.* 2005 et Madeira *et al.* 2013 qui ont observé une

augmentation saisonnière de la GST suite à des élévations de température, justifiée par l'effet combiné de la pollution chimique et de la température (Stará *et al.*, 2012; Xing *et al.*, 2012, Gandar, 2015). De plus, La salinité peut être un facteur d'aggravation des effets des xénobiotiques (Viarengo *et al.*, 1995). Plusieurs auteurs ont signalé que l'augmentation de la salinité de l'eau diminue le taux d'absorption des organismes benthiques et peut entraîner chez les mollusques une réduction de leur capacité d'adaptation à l'anoxie (Lubet et Chappuis, 1996 ; Stein *et al.*, 1997). Fossi Tanouka *et al.*, 2011 ont constaté une augmentation de l'activité de la GST suite à des augmentations de la salinité chez les bivalve marin *Scrobicularia pana*. D'autre facteurs peuvent aussi agir sur la réponse des organismes en GST tels que l'âge, la croissance, le sexe et la biodisponibilité de la nourriture. ( Ruus *et al.*, 2002 ; Lau *et al.*, 2004 ; Leinio & Lahtonen., 2005).

L'élévation de l'activité de la GST chez les espèces pêchées dans le site de Sidi Salem par rapport à celle d'El Hnaya pendant douze mois, est confortée par l'inhibition de l'activité de l'ACHé, ce qui confirme la forte contamination de ce site par des activités anthropogéniques, induisant ainsi l'activité de détoxification de cette enzyme. Ceci a été déjà confirmé par plusieurs auteurs (Sifi *et al.*, 2009 ; amira *et al.*, 2011 ; Bensouda & Soltani-Mazouni, 2014 ) chez les mollusques *Donax trunculus* échantillonnés dans le site de Sidi Salem par rapport à un site moins pollué.

Des résultats similaires à nos résultats ont montré que les activités GST les plus élevées sont enregistrées chez la moule transplantée au niveau du vieux port dans la baie de Cannes (France) comparativement aux autres sites pollués (Roméo *et al.*, 2004), chez la même espèce *Liza aurata* prélevé d'un site contaminé par les métaux lourds au portugal (Pereira *et al.*, 2009), et chez *Patella caerulea* prélevée de plusieurs sites dans le golfe d'Annaba (Boumaza, 2014).

D'autres études effectuées dans le cadre de la biosurveillance de la qualité des eaux de la lagune de Bizerte ont montré une induction de la GST chez les crustacés *Carcinus maenas* (Ben-Kheder *et al.*, 2012) et les mollusques *Mytilus galloprovincialis* (Barhoumi *et al.*, 2014). Des résultats similaires ont été obtenus avec la palourde *Ruditapes decussatus* récoltées dans une zone industrielle de la lagune de Tunis (Chalghmi *et al.*, 2015), chez le bivalve *Scrobicularia plana* utilisé dans l'évaluation de la qualité des sédiments dans un écosystème estuarien soumis à une pollution anthropogénique (Boldina-Cosqueric *et al.*, 2010). Des travaux récents ont pu mettre en évidence le lien entre l'augmentation de la GST chez la

crevette *Litopenaeus vannamei* et le pH du milieu en présence des métaux lourds (Furtado *et al.*, 2015 ; Yu *et al.*, 2016), et chez la crevette *Marsupenaeus japonicus* exposée à la dessiccation (Duan *et al.*, 2016).

### 4.2.3. Taux du glutathion

Le système de défense antioxydant est présent chez toutes les cellules aérobiques, neutralisant les réactions chimiques intermédiaires produites par voie endogène et/ou le métabolisme des xénobiotiques (Kappus, 1987 ; Winston & Di Giulio, 1991). L'activité du système antioxydant peut subir une augmentation ou une inhibition sous l'effet d'un stress oxydatif, ces deux types de réponse dépendent de la durée du stress d'une part et de la sensibilité de l'espèce exposée d'autre part ; l'induction du système de défense antioxydant peut être considéré comme une adaptation de l'organisme à un environnement pollué (Dröge, 2002).

La défense antioxydante est proposée comme biomarqueur de la pollution marine (Camus *et al.*, 2004 ; Livingstone, 2001). L'une des réactions majeure de la détoxification assurant la protection de l'organisme vivant dans un milieu pollué est la conjugaison avec le groupement thiol (-SH) du glutathion. Le glutathion (GSH) (EC 1.6.4.2), un tripeptide soluble dans l'eau composé de trois acides aminés (L- $\gamma$ -glutamyl-L cysteinyl glycine) (Meister & Anderson, 1983), appartient à la classe des petites molécules intracellulaires les plus abondantes (Meister & Anderson, 1983 ; Meister, 1988 ; Zehnálek *et al.*, 2004). Le glutathion joue un rôle central dans le processus de défense intracellulaire (Arrigo, 1999 ; Sies, 1999 ; Jin *et al.*, 2010), il neutralise le peroxyde organique, élimine les hydrocarbures par conjugaison au groupement thiol, et se lie aux ions des métaux lourds (Adam *et al.*, 2005). Le glutathion existe sous deux formes, oxydée GSSG et réduite GSH, et ces enzymes comprennent la glutathion peroxydase (GPx) et la glutathion S-transférase (GST) qui sont impliqués dans la détoxification (Yu, 1994 ; Kizek *et al.*, 2004 ; ; Zehnálek *et al.*, 2004). Une déficience en GSH expose les cellules à un risque de dommage oxydatif (Dröge, 2002 ; Elia *et al.*, 2003).

Une réduction des teneurs en GSH est enregistrée dans notre étude chez les individus de *Liza aurata* provenant de Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya durant toute la période d'étude (décembre 2011 à novembre 2012). De plus un profil saisonnier montre des taux élevés de GSH en hiver et faibles en été au niveau des deux sites. Il existe des corrélations significatives entre le GSH et les paramètres physico-chimiques du milieu, mais



contrairement à la GST ces corrélations sont négatives pour la température et la salinité, positive pour l'oxygène dissous. Ce qui peut être expliqué par l'influence directe ou indirecte des paramètres physico-chimiques du milieu sur les taux du GSH.

Nos résultats sont en accord avec ceux de Sifi *et al.* (2013) où une réduction significative du taux du GSH chez *Donax trunculus* prélevés du site de Sidi Salem par rapport à ceux prélevés d'El Battah a été enregistrée. Les métaux lourds peuvent aussi altérer la structure de la membrane cellulaire en stimulant par exemple la peroxydation lipidique et en épuisant le contenu cellulaire en glutathion (GSH) nécessaire pour la protection contre le stress oxydatif (Dianzani & Ugazio, 1978). Selon steadman *et al.* (1991), les différents effets des métaux sur les poissons et les mollusques peuvent être expliqués par la réponse du glutathion aux différentes doses. Farombi *et al.* (2007) ont révélé une diminution du taux de GSH dans les branchies du poisson chat *Clarias gariepinus* pêché dans la rivière d'Orgun au Nigeria, après détermination des niveaux de divers traces métaux tels que le Cd, Zn, Cu, As et le Pb. Almar *et al.* (1998), ont observé que le taux du glutathion mesuré dans le foie chez deux espèces de poissons (*Gobio gobio* et *Arcasii rutilus*) exposée à des agents chimiques de plusieurs industries (sites contaminés) est corrélé négativement avec le taux de la contamination. La relation entre la diminution du taux de GSH et le niveau de contamination est également rapportée par Ringwood *et al.* (1999).

#### 4.2.4. Activité de la Catalase

Les enzymes permettent de protéger les cellules contre les radicaux libres produits de manière physiologique au cours du métabolisme cellulaire normal. Parmi les principaux systèmes enzymatiques, la catalase (CAT), est une enzyme antioxydante intracellulaire impliquée dans le système de défense contre les radicaux générés par les polluants oxydants environnementaux, c'est une hydroperoxydase péroxysomale qui dégrade l' $H_2O_2$  en  $H_2O$  et  $O_2$  (Baumard *et al.*, 1999). La catalase peut éliminer les formes réactives de l'oxygène tel que le peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) dans un système biologique, et ceci va réduire le stress oxydatif dans les organismes (Manduzio *et al.*, 2005; Pereira *et al.*, 2009 ; Chakraborty *et al.*, 2010). Cette enzyme antioxydante est largement utilisée comme un biomarqueur impliqué dans la défense primaire contre les dommages oxydatifs (Bergayou *et al.*, 2009). L'activité de la CAT n'est pas spécifique à un groupe de contaminants, mais au stress oxydatif et peut être induite par une large gamme de contaminants organiques dont les xénobiotiques et les métaux lourds (Livingstone, 2001; Akcha *et al.*, 2000; Roméo *et al.*, 2003 ; Rajkumar & Tennyson, 2013).

L'activité de la CAT chez *Liza aurata* dans le golfe d'Annaba montre relativement le même profil que celui de la GST avec une augmentation chez les individus collectés à Sidi Salem, suite à une exposition aux différents contaminants dans l'environnement. Sachant que ce site est contaminé par des rejets urbains, agricoles et industriels, l'augmentation de l'activité de la CAT constitue une réponse à la présence de ces contaminants. L'activité de la CAT présente des avantages évidents en tant que biomarqueur. Cependant, la présence de grandes quantités de polluants peut surpasser le système oxydant, ce qui va provoquer une peroxydation lipidique des membranes cellulaires par un taux élevé en malondialdéhyde (MDA) chez les individus de Sidi Salem comparativement à ceux d'El Battah (Sifi *et al.*, 2013), témoignant que ces individus sont confrontés à un stress oxydatif. La catalase est souvent l'une des premières enzymes anti-oxydantes à être induites. En effet, une induction de l'activité de la CAT est enregistrée chez *Liza aurata* due aux métaux lourds (Pereira *et al.*, 2009) ainsi que chez *P. viridis* due au HAP et aux pesticides organochlorés (Richardson *et al.*, 2008). Nos résultats sont comparables à ceux observés par Amira *et al.* (2011) et Bensouda & Soltani-Mazouni (2014) sur *D. trunculus* collectés dans le site de Sidi Salem où une augmentation de l'activité du catalase a été observée par rapport à ceux prélevés du site d'El battah pris comme site de référence.

### 4.3. Composition biochimiques (métabolites).

Il est généralement admis que les situations de stress induisent une augmentation des dépenses énergétiques des individus mobilisant les réserves énergétiques (Van, 2002 ; Sepulveda *et al.*, 2003 ; Wintermyer & Cooper, 2003). L'augmentation des dépenses énergétiques associées, si elle n'est pas compensée par une production d'énergie, va induire une diminution de l'énergie disponible pour les autres fonctions physiologiques. En effet, l'énergie va être allouée essentiellement aux processus de maintenance et ne sera donc pas disponible pour la croissance ou la reproduction, ce qui influencera la capacité de ces organismes à survivre et à transmettre leurs gènes (Durou *et al.*, 2008).

Les réserves métaboliques énergétiques donnent des informations sur la capacité de l'organisme à faire face à un stress naturel ou anthropogénique (Connell *et al.*, 1999 ; smolders *et al.*, 2005). En effet, le statut énergétique et son impact sur d'importants processus physiologiques tels que la croissance et la reproduction qui peuvent être perturbés par une pollution de l'environnement, est largement utilisé dans les recherches écotoxicologiques (Smolders *et al.*, 2005 ; Raeisi *et al.*, 2015). Ces réserves énergétiques peuvent donc être de

bons biomarqueurs de l'état de santé de l'organisme et de son environnement (Molven & Goksoyr, 1993), puisqu'elles peuvent être affectée après quelques heures voire quelques jours d'exposition et leurs variations peuvent se maintenir pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines (Gimeno *et al.*, 1995). En revanche, l'inconvénient est qu'elles varient en fonction des saisons, l'âge ainsi que l'état nutritionnelle des individus (Le Gaal *et al.*, 1997).

Il existe trois types de réserves énergétiques : les glucides, les lipides et les protéines. La première source d'énergie immédiate, utilisée lors d'un stress correspond généralement aux glucides, et plus particulièrement au glycogène (Umminger, 1977), puisqu'ils sont beaucoup plus simples à métaboliser que les lipides ou les protéines. Lorsqu'un jeûne survient, une diminution du glycogène hépatique et musculaire est généralement observée dans l'organisme et ceci permet aux cellules d'avoir un apport en glucose, via le processus de la glycolyse (Black et love, 1986).

Les lipides sont la seconde source d'énergie utilisée lors d'un stress (Sujatha *et al.*, 1996 ; Bhavan et Geraldine, 1997). Les lipides peuvent aussi être mobilisés en premier lorsque la nourriture devient rare (Sargent *et al.*, 1989 ; Hashemi *et al.*, 2008). Une diminution des concentrations en lipides est généralement observée quand la concentration en glucides devient faible ou quand la demande énergétique est trop forte. Ils peuvent être stockés dans le foie, le tissu adipeux autour des intestins et les muscles. Les lipides ont plusieurs fonctions, notamment de fournir un haut niveau d'énergie. Ils sont donc essentiels pour maintenir un bon état de santé. Ils facilitent aussi l'absorption des vitamines liposolubles, sont utilisés pour la croissance vitelline des ovocytes et participent à l'architecture membranaire en maintenant une fluidité appropriée des membranes biologiques (Blem, 1992). La reproduction joue un rôle primordial dans la concentration lipidique musculaire chez les poissons, puisque les lipides diminuent généralement durant cette période (Johnson, 2009).

Les protéines sont la dernière source d'énergie utilisée lors d'un stress. Face à un stress, les organismes ont besoin de beaucoup d'énergie pour lutter et se maintenir, et cette énergie peut être stimulée par le catabolisme des protéines (Ribeiro *et al.*, 2001). Une diminution de la concentration en protéines peut être due à la formation de lipoprotéines utilisées pour réparer les dommages causés aux organites des cellules et des tissus (Rambabu et Rao, 1994 ; Sancho *et al.*, 1998) ou peut être attribuée à une diminution de l'activité métabolique générale (Baudrimont *et al.*, 1997 ; Geret *et al.*, 2003). Cette diminution indique donc une protéolyse qui permet la production d'acides aminés libres. Ces acides aminés vont pouvoir être utilisés

par le cycle de Krebs pour fournir de l'énergie ou par gluconéogenèse pour fournir du glucose.

Les poissons manifestent des variations saisonnières marquées du contenu biochimique, ayant un rapport direct avec le développement gonadique et la gamétogenèse (Donald *et al.*, 1984 ; Roy & Lall, 2006 ; Noël *et al.*, 2011; Norouzi & Bagheri, 2015). La connaissance de certains aspects de la reproduction chez les poissons et particulièrement son rapport avec la composition dans divers compartiments, permet de préciser la nature de l'utilisation des réserves en relation avec le déroulement du cycle sexuel (Fehri-Bedoui *et al.*, 2002 ; Bellasoued *et al.*, 2013 ; Norouzi & Bagheri, 2015). La reproduction des poissons et des organismes marins en général comprend une période d'activité sexuelle avec l'initiation de la gamétogénèse et une période de repos sexuel avec l'accumulation des réserves métaboliques qui sont nécessaires pour un nouveau cycle de gamétogenèse (Karaton & Inanli, 2011 ; Khitouni *et al.*, 2014 ; Karsli., 2014).

### 4.3.1. Taux de protéines

Il est admis que les protéines musculaires sont une importante réserve énergétique chez les poissons (Van Dijk *et al.*, 2005 ; Pawar & Sonawane, 2013). Ces réserves sont généralement les dernières utilisées en cas de stress. En effet, le catabolisme des protéines peut fournir de l'énergie lors d'une forte demande énergétique (Ribeiro *et al.*, 2001). Plusieurs études ont montré qu'une diminution de la concentration en protéines pouvait être considérée comme une adaptation physiologique pour venir compenser le stress induit par les contaminants chimiques (Sancho *et al.*, 1998 ; Begum, 2004). La mesure de la concentration en protéines a déjà été utilisée comme indice général de l'état de santé des organismes (Giacomin *et al.*, 2014).

Le suivi des variations mensuelles des taux de protéines au niveau de la chair de *Liza aurata* prélevé dans les deux sites (El Hnaya et Sidi Salem) au cours de la période d'étude révèle des effets site, mois hautement significatifs. En effet, les individus de Sidi Salem présentent des taux de protéines significativement inférieurs à ceux d'El Hnaya au cours des différents mois d'étude. Un effet saison est également enregistré au niveau des deux sites avec des taux plus élevés en été ce qui correspond à la période de repos sexuel et le début de la gamétogenèse qui nécessite une quantité élevée de réserves métaboliques, alors que les taux les plus faibles sont observés en hiver dus à la chute des réserves métaboliques et l'énergie nécessaire pendant l'émission des gamètes. Nos résultats sont confirmés par Norouzi &

Bagheri (2015) qui ont également observé que le taux des protéines augmente chez *liza aurata* pendant la période de repos sexuel. D'autres auteurs ont constaté que le poids des individus chez la même espèce est plus élevé pendant l'automne par rapport aux autres saisons ce qui peut être expliqué par l'augmentation du poids des gonades dans cette période (Abdoli & Nadri, 2009).

Nos résultats sont en accord avec ceux d'Aoudene (2003) et Sifi (2013) sur *D. trunculus* collecté dans le site de Sidi Salem par rapport au site de référence (El Battah). Une réduction des protéines dans un site pollué est également observée chez *M. galloprovincialis* et *P. perna* (Najimi *et al.*, 1997). Des résultats similaires sont rapportés au niveau de la chair du gardon *Rutilus rutilus* suite à une exposition à l'éthofumésate (Maes, 2014). La diminution de la concentration des protéines observée dans un site pollué indique que le muscle réalise une protéolyse, ce qui permet une production d'acides aminés libres dans le muscle. Les acides aminés libres peuvent produire du glucose, via la gluconéogenèse pour fournir de l'énergie requise pour la défense de l'organisme durant une exposition aux polluants (Vijayavel *et al.*, 2006). Elle est aussi probablement due à une utilisation rapide des protéines par les cellules sous des conditions de stress (Vajayavel & Balasubramanian, 2008), ou un blocage de la synthèse protéique et la dénaturation des protéines (Auffret *et al.*, 2006).

Les protéines sont plutôt mobilisées durant la reproduction pour la vitellogenèse dont les taux vitellogénine et de vitelline sont utilisés comme biomarqueurs pour évaluer l'impact des polluants sur la reproduction chez les organismes aquatiques (Johnson *et al.*, 1989). Plusieurs auteurs ont démontré l'impact d'une pollution sur la vitellogenèse (Lee, 1993 ; Elumalai & Balasubramanian, 1999 ; Tintos *et al.*, 2006 ; Vijayavel *et al.*, 2006).

### 4.3.2. Taux de glucides

Les réserves glucidiques varient avec les étapes du développement, elles augmentent pendant le repos sexuel et diminuent pendant la période d'activité sexuelle et de croissance (Benomar *et al.*, 2006). Elles varient également selon le niveau de pollution et de dégradation du milieu (Smolders *et al.*, 2004). Les glucides sont considérés comme les premiers nutriments organiques dégradés en réponse au stress (Clarke, 1975), particulièrement le glycogène qui joue un rôle important dans le métabolisme énergétique des organismes marins (Zandee *et al.*, 1980) et constitue la majeure partie du matériel de réserve destiné à l'élaboration des produits génitaux (Chalabi, 2001).

Les taux de glucides enregistrés mensuellement au niveau de la chair des individus de *Liza aurata* des deux sites El Hnaya et Sidi Salem au cours de la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 montrent des taux inférieurs chez les individus de Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya avec des fluctuations selon les mois et l'état physiologique des individus. Les taux les plus élevés sont observés durant la période s'étalant du mois de Mars jusqu'au mois de septembre où la valeur maximale a été enregistrée, correspondant à la période du repos sexuel et l'accumulation des réserves et au début de la période d'activité sexuelle et la formation des gamètes. Une réduction des taux des glucides est observée pendant la période d'émission des gamètes à partir du mois d'octobre jusqu'au mois de décembre, cette période est marquée par la migration de notre espèce au large pour se reproduire confrontant ainsi le manque de nourriture, ce qui explique la forte diminution des glucides par rapport aux autres mois de l'année. Une augmentation progressive a été notée à partir du mois de janvier justifiée par le début de l'accumulation des réserves et la préparation d'un nouveau cycle sexuel.

Nos résultats sont en accord avec ceux d'Aoudene (2003), Beldi (2007) et Sifi (2009) où une réduction des taux de glucides est observée chez les individus de *D.trunculus* de Sidi Salem comparativement à ceux prélevés d'un site moins pollué (El Battah) dans le golfe d'Annaba. Maes, (2014) a attribué la diminution de la concentration en glucides totaux chez le gardon *Rutilus rutilus* contaminé par des produits phytosanitaires aux processus de détoxification. Ces processus induisent une forte demande énergétique aux niveaux des cellules à laquelle l'utilisation des glucides pourrait répondre en premier lieu. Une forte exposition au cadmium provoque une réduction des réserves glucidiques, des niveaux d'ATP intracellulaires et perturbe les fonctions mitochondriales des organismes marins (Hemelraad *et al.*, 1990).

Sifi *et al.* (2013) ont observés chez *D. trunculus* une diminution des taux de glucides en période de reproduction et une augmentation en phase de repos sexuel. Une diminution des taux de glucides pendant l'émission des gamètes due à une consommation d'énergie est également observée chez *C. gigas* (Rharbi, 2000) et *R. decussatus* (Kamara *et al.*, 2005). Les mêmes observations sont rapportées chez *L. littorea* transplantée dans un site exposé au cadmium où le glycogène est la source primaire d'énergie qui diminue durant la ponte et augmente après (Gil *et al.*, 1982 ; De Wolf *et al.*, 2007). L'utilisation de ces réserves glucidiques par les organismes marins indique une activation de la glycolyse afin de fournir

l'énergie nécessaire pour maintenir leur intégrité physiologique (Smolders *et al.*, 2004 ; De Wolf *et al.*, 2007).

### 4.3.3. Taux de lipides

Les lipides jouent un rôle important comme réserves énergétiques chez de nombreux groupes d'animaux (Gilbert & O'Connor, 1970 ; Begum & Minar, 2012). Ils peuvent être utilisés comme indicateur précoce d'un stress aux polluants chez les organismes marins (Pilla *et al.*, 2014 ; Raeisi *et al.*, 2015). La quantité de lipides disponible est en fait le résultat d'une balance entre la prise de nourriture et l'épuisement des réserves par des processus physiologiques tels que la reproduction et la croissance (Convey, 1992).

Les taux de lipides quantifiés au niveau de la chair de *Liza aurata* provenant d'El Hnaya et Sidi Salem durant la période s'étalant de décembre 2011 à novembre 2012 montrent le même profil que celui des protéines et glucides avec des taux inférieurs au site de Sidi Salem par rapport au site d'El Hnaya. Les variations des taux de lipides obtenus dans notre étude sont en accord avec ceux obtenus chez *D.trunculus* par Aoudène, 2003 ; Beldi, 2007 ; Sifi *et al.*, 2013, qui ont également observés des valeurs inférieurs chez les espèces provenant de Sidi Salem par rapport à ceux prélevés d'un site loin de toute pollution industrielle.

Un effet saison est également observé avec des taux élevés en été au cours du repos sexuel et des taux faibles en hiver après l'émission des gamètes, ceci a été déjà rapporté par Norouzi et Bagheri (2015) chez la même espèce, qui utilise les réserves lipidiques et protéiques pour la production des gamètes. En outre, les poissons utilisent moins de nourriture dans cette période dû à leurs états physiologiques. Les lipides forment une grande partie de la composition biochimique des muscles des poissons qui se différencie d'un individu à l'autre (Rehbein & Oehlenschlager, 2009). Les réserves en lipides et protéines dans les poissons dépendent de leurs alimentations (Convey, 1992.), ils sont stockés dans leurs muscles et d'autres organes quand les gonades sont inactive pour être utilisé plus tard durant la division des spermatozoïdes et le développement des ovocytes ( Norouzi & Bagheri, 2015). En plus, une quantité de cholestérol est utilisée comme précurseur des hormones de la maturation sexuelle (androgènes, estrogènes, progestérones) ce qui se reflète sur le taux des lipides totaux (Khalko & Khalko, 2002). Le cycle de reproduction et le manque de nutrition sont des causes importantes des changements dans la composition biochimique du corps des poissons qui utilise les réserves lipidiques pour fournir de l'énergie (Begum & Minar 2012). De plus, Merayo (1996) a expliqué que les variations saisonnières de la teneur en humidité, en lipides

et en protéines du muscle et du foie ont été reconnues chez plusieurs espèces de la famille des Gobiidae, et que la croissance des gonades et d'autres processus liés au fraie ont été introduites comme les causes de ces changements. Dans une étude similaire réalisée par Bhuyan (1978), les teneurs minimales des muscles en lipides ont été observées chez les poissons reproducteurs par rapport aux autres adultes justifié par le manque de nourriture (Pilla *et al.*, 2014). D'autres études antérieures ont signalé que les changements de la composition biochimiques des poissons sont influencés par plusieurs facteurs. Karsli *et al.* (2014), ont attribué les variations saisonnières de la composition biochimique des Barbus au cycle de reproduction et au sexe. Ceci a été également rapporté par Karton & Inanli (2011) et par Pawar & Sonawane (2013).





**CONCLUSION  
ET  
PERSPECTIVE**

### 5. Conclusion et perspectives

Notre travail a été réalisé dans le contexte général d'un programme national de biosurveillance des eaux du golfe d'Annaba, en utilisant le mugilidé *Liza aurata*, espèce bioindicatrice de la pollution. Les poissons sont collectés mensuellement de décembre 2011 à novembre 2012 dans deux sites du golfe ; El Hnaya, site éloigné des sources polluantes et Sidi Salem, site exposé aux différents rejets. En plus des mesures des paramètres physicochimiques de l'eau de mer, nous avons fait le choix de centrer notre travail sur l'évaluation d'une éventuelle pollution à la fois sur la réponse des biomarqueurs du stress environnemental et sur la composition biochimique chez les individus de *Liza aurata*.

La mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau montre des différences significatives entre les températures enregistrées dans les deux sites durant la période d'étude, avec des valeurs plus élevées à Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya. Le pH ne révèle aucune différence entre les deux sites avec un pH neutre à légèrement alcalin. Cependant, la salinité présente des différences significatives entre les deux sites, avec une salinité plus élevée à Sidi Salem par rapport à El Hnaya. De plus, l'oxygène dissous mesuré au cours de la période d'étude à Sidi Salem montre que ce site est pauvre en oxygène comparativement au site d'El Hnaya.

La mesure des biomarqueurs du stress environnemental chez les individus de Sidi Salem indique une inhibition de l'activité AChE qui témoigne de la présence de polluants neurotoxiques tels que les organophosphorés et les carbamates ; et une augmentation de l'activité GST qui révèle une induction du système de détoxification déclenché par la présence de divers xénobiotiques dans ce site. Une augmentation de l'activité de la CAT et une réduction des taux de GSH, montrent que les individus de *Liza aurata* de Sidi Salem sont exposés à un stress oxydatif important en rapport avec une pollution accrue dans ce site. En effet, le stress oxydatif provoque des lésions cellulaires et tissulaires importantes et conduit à l'activation du système antioxydant.

La composition biochimique de la chair de *Liza aurata* révèle des taux de protéines, glucides et lipides significativement inférieurs chez les individus de Sidi Salem comparativement à ceux d'El Hnaya. De plus un profil saisonnier montre une accumulation des constituants pendant la période de repos sexuel atteignant un maximum en été afin d'être mobilisés pour la gamétogenèse. Alors qu'une diminution des réserves

métaboliques est enregistrée en hiver lors de l'expulsion des gamètes qui nécessite une importante mobilisation énergétique.

L'ensemble des résultats obtenus concernant la réponse des biomarqueurs du stress environnemental et la composition biochimique chez *Liza aurata* révèle une pollution globale dans le golfe d'Annaba. Cependant, les populations de *Liza aurata* de Sidi Salem sont exposées à des niveaux de pollution supérieurs à ceux d'El Hnaya.

Un bon programme de biosurveillance de l'environnement marin doit, intégrer aussi bien une batterie de bioindicateurs que de biomarqueurs, mais également toutes les informations pouvant être apportées par les diverses disciplines associées à l'écotoxicologie telles que la chimie, la physiologie, la biochimie et autres, afin de pouvoir prédire à temps l'impact de la pollution naturel ou anthropogénique sur les organismes vivants et essentiellement prédire son impact sur la santé publique. Dans cette perspective, il serait intéressant de poursuivre ces investigations pour une meilleure protection de notre environnement marin par :

- Un suivi continu de la qualité de l'environnement marin dans la baie d'Annaba.
- La mesure d'autres paramètres physico-chimiques de l'eau (nitrite, nitrate, phosphate, sulfate, ammoniac...etc).
- Une utilisation de biomarqueurs plus spécifiques à la nature des polluants présents dans le golfe d'Annaba, comme le métallothéonéine pour les métaux.
- L'évaluation des phénomènes de bioaccumulation et bioconcentration de ces contaminants chimiques dans les différents réseaux trophiques.
- Une enquête épidémiologique de l'impact de la consommation de *L. aurata* sur la santé des consommateurs de la ville d'Annaba.
- Une enquête nutritionnelle sur la qualité de la chair de *L. aurata* pêché dans le golfe d'Annaba.



# **RESUMES**

## 6. Résumé

L'étude menée s'inscrit dans le cadre d'un programme national de biosurveillance de la qualité des eaux du golfe d'Annaba par l'utilisation d'une espèce bioindicatrice de la pollution, un mugilidés, *Liza aurata* (Risso, 1810). Cette étude vise à évaluer l'impact d'une éventuelle pollution sur la réponse de quelques biomarqueurs du stress environnemental et la composition biochimique chez *Liza aurata*. A cet effet, cette espèce est pêchée mensuellement sur une période d'une année (décembre 2011- novembre 2012) dans deux sites du golfe d'Annaba : El Hnaya éloigné de toute source polluante et Sidi Salem site exposé à la pollution.

Les biomarqueurs du stress environnemental, l'acétylcholinestérase (AChE), la glutathion S-transférase (GST), la catalase (CAT), et le glutathion (GSH) utilisés dans l'évaluation du stress environnemental auquel sont soumis les individus de *Liza aurata* montrent des fluctuations importantes liées aux niveaux de pollution. La réponse de ces biomarqueurs révèle une inhibition de l'activité de l'AChE, une induction de l'activité GST et CAT et une réduction des taux du GSH chez les individus de Sidi Salem par comparaison aux réponses enregistrées chez les individus d'El Hnaya.

La composition biochimique en protéines, glucides et lipides déterminée mensuellement au niveau de la chair de *L. aurata* montre des taux significativement inférieurs chez les individus de Sidi Salem par rapport à ceux d'El Hnaya. Le contenu biochimique montre un effet saison où les taux les plus élevés sont observés en été pour les deux sites ce qui correspond à l'accumulation des réserves au début de la période de reproduction, sauf pour le cas des glucides enregistrées chez les individus de Sidi Salem où les taux les plus élevés sont enregistrés au printemps.

L'ensemble des résultats obtenus indique une pollution globale dans le golfe d'Annaba plus marquée chez les populations de *L. aurata* de Sidi Salem en rapport avec le niveau de pollution de ce site. De plus la présente étude indique que *Liza aurata* est un bon indicateur de pollution dans la baie d'Annaba.

**Mots clés :** *Liza aurata*, Golfe d'Annaba, Composition biochimique, Biomarqueur, Bioindicateur, Ecotoxicologie, Biosurveillance, Stress environnemental, Pollution.

**Abstract**

The present study is a part of national biomonitoring program of waters quality of Annaba gulf by using a pollution bioindicator species, a Mugilidae, *Liza aurata* (Risso, 1810). It aims to assess the impact of pollution on some biomarkers of environmental stress and biochemical composition in *L. aurata*. For this purpose, this species is collected monthly over a period of one year (december 2011-november 2012) in two sites of Annaba gulf : El Hnaya far from any source of pollution and Sidi Salem site exposed to pollution.

Biomarkers of environmental stress ; acetylcholinesterase (AChE), glutathione S-transferase (GST), Catalase (CAT) and glutathione (GSH), used in assessing of environmental stress to which are subjected individuals of *L. aurata* show an important fluctuations related to pollution levels. The response of these biomarkers reveals an inhibition of AChE activity, an induction of GST and CAT activities and a decrease of GSH rates in Sidi Salem individuals as compared to the responses recorded in El Hnaya individuals.

Biochemical composition of proteins, carbohydrates and lipids determined monthly in the flesh of *L. aurata* show significant lower rates among Sidi Salem individuals compared to those of El Hnaya. The biochemical content showed a season effect, where the highest rates are observed in summer for both sites which corresponds to the accumulation of reserves at the beginning of reproduction period, except for the case of carbohydrates recorded in the individuals of Sidi Salem where the highest rates are recorded in the spring.

Obtained results indicates a global pollution in Annaba gulf more marked in populations of *L. aurata* from Sidi Salem related to the pollution level of this site. In addition the present study indicates that *L. aurata* is a good indicator of pollution in the bay of Annaba.

**Key words :** *Liza aurata*, Annaba gulf, Biochemical composition, Biomarker, Bioindicator, Ecotoxicology, Biomonitoring, Environmental stress, Pollution.

## ملخص

تدخل هذه الدراسة في إطار برنامج وطني للمراقبة البيولوجية لجودة مياه خليج عنابة بإستخدام كائن حيوي مؤشر للتلوث، سمك البوري *Liza aurata* (Rossi, 1810). تهدف هذه الدراسة إلى تقييم تأثير التلوث المحتمل على استجابة بعض المؤشرات الحيوية للتوتر البيئي والتكوين البيوكيميائي لدى سمك البوري *Liza aurata* لهذا الغرض، تم جمع هذه الكائنات شهريا لمدة سنة (ديسمبر 2011-نوفمبر 2012) من موقعين في خليج عنابة.

المؤشرات الحيوية للتوتر البيئي، الأستيل كولين استيراز (AhCE)، الغلوتثيون س ترنسفيراز (GST)، الكاتلاز (CAT) و كذا الغلوتثيون (GSH)، المستخدمة في تقييم التوتر البيئي الذي يواجهه أفراد *Liza aurata* تظهر تغيرات هامة متعلق بمستوى التلوث. إستجابة هذه المؤشرات الحيوية تظهر تثبيط لنشاط AEhC، حث لنشاط GST و CAT و انخفاض في كمية GHS عند الأفراد المقطعين من سيدي سالم مقارنة بالإستجابة المسجلة عند أفراد الحناية.

التركيب البيوكيميائي من بروتينات، غلوسيدات و دهون، المسجلة شهريا على مستوى جسد *Liza aurata* يظهر كميات منخفضة عند أفراد سيدي سالم مقارنة مع أفراد الحناية. المكونات البيوكيميائية تظهر تأثير فصلي أين تم تسجيل الكميات المرتفعة في فصل الصيف على مستوى الموقعين، الأمر الذي يعكس تراكم المدخرات في بداية فترة التكاثر، ماعدا في حالة السكريات المسجلة عند أفراد سيدي سالم أين كانت الكميات المرتفعة في فصل الربيع.


النتائج المتحصل عليها توضح تلوث شامل لخليج عنابة أكثر وضوحا عند مجتمعات *Liza aurata* المقطعة من سيدي سالم و الذي له علاقة مع مستوى تلوث هذا الموقع. علاوة على ذلك تشير هذه الدراسة إلى أن *Liza aurata* مؤشر جيد للتلوث في خليج عنابة.

## الكلمات المفتاحية :

*Liza aurata*، خليج عنابة، التركيب البيوكيميائي، مؤشر حيوي، كائن حيوي مؤشر، تسمم بيئي، مراقبة بيولوجية، توتر بيئي، تلوث.







# **REFERENCES**

# **BIBLIOGRAPHIQUES**

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Aarab N., 2004.** Les biomarqueurs chez les poissons et les bivalves : de l'exposition à l'effet et du laboratoire au terrain. Thèse de Doctorat. Université BORDEAUX 1. Spécialité Écotoxicologie des milieux aquatiques. 234 p.
- Aarset A.V. & Aunaas T., 1990.** Influence of environmental salinity on oxygen consumption and ammonia excretion of the arctic under-ice amphipod *Onisimus glacialis*. *Mar. Biol.*, **107** : 9-15.
- Abdel-Gawad F.K., Ibrahim H.S., Ammar N.S., Ibrahim M 2012.** Spectroscopic analyses of pollutants in water, sediment and fish. *Spectrochim. Acta Part A Mol. Biomol. Spectrosc.* **97** : 771-777.
- Abdoli A., Naderi M., 2009.** Biodiversity of fishes of the southern basin of the Caspian Sea. Abzian Scientific Publications, Tehran, **238** : 237 pp.
- ABED A., 2002.** Contribution à l'étude de la maturation et de la ponte en captivité du mullet lippu *Chelon labrosus* (Cuvier 1829). Résultats préliminaires de pontes par stimulation hormonale. *Bull. INSTM., N°spécial 7*, Actes des 5èmes journées des Sciences de la Mer. ATSMer, Ain Draham, 21-24 décembre 2002. p : 40-43.
- Achou M, Soltani N., 1997.** Impact of *Varroa jacobsoni* Oud. On the morphometry and biochemical composition of hemolymph in honeybees *Apis mellifera intermissa* L., *Parasitica* **53**: 127-134.
- Adam V., Petrlová J., Potesil D., Lubal P., Zehnálek J., Sures B. & Kizek R., 2005.** New electrochemical biosensor to determine platinum cytostatics to DNA structure. *Chem. Listy.*, **99** : 353-393.
- Aït-Aïssa S, Palluel O, Porcher J-M. 2003.** Biomarqueurs précoces d'écotoxicité. Rapport final BCRD, Ministère de l'Ecologie et du Développement Durable, INERIS, Paris.
- Akcha F., Izuel C., Venier P., Budzinski H., Burgeot T., Narbonne J-F., 2000.** Enzymatic biomarker measurement and study of DNA adduct formation in benzo [a]pyrene contaminated mussels, *Mytilus galloprovincialis*. *Aquat. Toxicol.*, **49** : 269-287.
- Akif M., Khan A. R., Souk K., Min K.S., Hussain Z., Maal-Abrar M., 2002.** Textile effluents and their contribution towards aquatic pollution in the Kabul River (Pakistan). *J. Chem. Soc. Pakistan.* **24(2)**: 106-111.
- Almar M., Otero L., Santos C. & Gonzalez Gallego J., 1998.** Liver Glutathione content and Glutathione-dependent enzymes of two species of freshwater fish as bioindicators of chemical pollution. *J. Environ. Sci. Health.*, **33(6)**: 769-783.

## Références bibliographiques

- Almeida J.R., Oliveira C., Gravato C., Guilhermino L., 2012.** Linking behavioural alterations with biomarkers responses in the European seabass *Dicentrarchus labrax L.* exposed to the organophosphate pesticide fenitrothion. *Ecotox.*, **19** : 1369-1381.
- Amira A., Sifi K & Soltani N., 2011.** Measure of environmental stress biomarkers in *Donax trunculus* (Mollusca, Bivalvia) from the gulf of Annaba (Algeria). *Euro. Journ. of Experim. Biol.*, **1 (2)**:7-16.
- Anonyme 1976.** Extension du port d'Annaba. Etude générale des conditions naturelles dans le golfe. Synthèse finale du LCHF : 50 p.
- Ansell A.D., 1961.** Reproduction, growth and mortality of *venus striatula* (da Costa) in Kames Bay, Millport. *J. Mar. Bio. Assoc. UK.*, **41** : 191-215.
- Ansell A.D. & Lagardère F., 1980.** Observations on the biology of *Donax trunculus* and *D. vittatus* at island of orleon (French Atlantic Coast). *Mar.Biol.*, **57(4)** : 287-300.
- Aoudene A., 2003.** Evaluation spatio-temporelle de quelques paramètres biométriques et biochimiques chez *Donax trunculus* (mollusca, Bivalvia) dans un environnement pollué (golfe d'Annaba). Thèse de Magister. Université d'Annaba. 88p.
- Archana A., Sharbidre V.M. & Priyanka P., 2011.** Effect of Diazinon on acetylcholinesterase activity and lipid peroxidation of *poecilia reticulata*. *Res. J. Envir. Toxicol.*, **5**: 152-161.
- Arrignon J., 1976.** Aménagement écologique et piscicole des eaux douces. 3ème édition. Gauthier-Villars, Paris.
- Arrigo A.P., 1999.** Gene expression and the thiol redox state. *Free. Rad. Biol. Med.*, **27**: 936-944.
- Auffret M., Rousseau S., Boulet I., Tanguy A., Baron J., Moraga D. & Duchemin M., 2006.** A multiparametric approach for monitoring immunotoxic responses in mussels from contaminated sites in Western Mediterranean. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **63** : 393-405.
- Aydın-Önen S. & Öztürk M., 2017.** Investigation of heavy metal pollution in eastern Aegean Sea coastal waters by using *Cystoseira barbata*, *Patella caerulea*, and *Liza aurata* as biological indicators. *Environ. Sci. Pollut. Res. Int.*, **24(8)**:7310-7334.
- Baars A.J. & Beimer D.D., 1980.** The glutathione S-transferase, their role in detoxification and toxification of xenobiotics. *Ann. Bio.*, **38** : 49-56.
- Bahrouni H., 2010.** Caractérisation de l'efficacité technique des systèmes de pulvérisation et des pertes de pesticides appliqués aux cultures basses dans les régions méditerranéennes : cas de la tunisie. Thèse de Doctorat. Spécialité Génie des procédés. Montpellier Sup Agro et INAT. 139 p.
- Bainy A.C., Almeida E.A., Muller I.C., Ventura E.C. & Medeiros I.D., 2000.** Biochemical responses in penaeids caused by contaminants. *Aqua.*, **191** : 163-168.

## Références bibliographiques

- Bakli D., Kirane-Amrani L., Soltani-Mazouni N. & Soltani N. 2016.** Methoxyfenozide, an ecdysteroid agonist insecticide, alters oocyte growth during metamorphosis of *Epehestia kuehniella* Zeller. *Afri. Entom.* **24 (2)** : 453-459.
- Barlas N., 1999.** A pilot study of heavy metal concentration in various environments and fishes in the upper Sakaraya River Basin, Turkey. *Environ. Toxicol.*, **14(3)** :367-373.
- Balzano S., Sarno D., Kooistra W., 2011.** Effects of salinity on the growth rate and morphology of ten *Skeletonema* strains. *J. plank. Res.* **33** : 937-945.
- Barhoumi B., LeMena K., Devier M. H., Ben Ameer W., Etcheber H., Budzinski H., Cachot J., Driss M.R., 2013.** Polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) in surface sediments from the Bizerte Lagoon, Tunisia : levels, sources and toxicological significance. *Environmental Monitoring and Assessment.* **186** : 2653-2669.
- Barhoumi B., 2014.** Biosurveillance de la pollution de la lagune de Bizerte (Tunisie) par l'analyse comparée des niveaux de contamination et de l'écotoxicité des sédiments et du biote. Thèse de Doctorat En Biologie. Spécialité : Géochimie et Écotoxicologie. Université de Bordeaux, 313 p.
- Barnhoorn I.E.J. and van Vuren J.H.J., 2004.** The use of different enzymes in feral freshwater fish as a tool for the assessment of water pollution in South Africa. *Ecotox. Environ. Saf.*, **59**: 180- 185.
- Barour C., Taher A., Radloff S.E. & Hapburn H.R., 2005.** Multivariate analysis of honeybees, *Apis mellifera* Linneaus (Hymenoptera : Apidae) of the northeastern and southern regions of Algeria. *Afric. Entomol.*, **13(1)** : 17-23.
- Baudrimont M., Metivaud J., Maury-Brachet R., Ribeyre F., Boudou A., 1997.** Bioaccumulation and metallothionein response in the asiatic clam (*Corbicula fluminea*) after experimental exposure to cadmium and inorganic mercury. *Environ. Toxicol. Chem.* **16** : 2096-2105.
- Baumard P., Budzinski H., Garrigues P., Burgeot T., Michel X., Bellocq J., 1999.** Polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) burden of mussels (*Mytilus sp*) in different marine environments in relation with sediment PAH contamination, and bioavailability. *Mar. Environ. Res.*, **47** : 415-439.
- Bedoui R. et Gharbi H., 2000.** Etudes biologiques, démographiques et dynamiques du mullet doré (*Liza aurata*) des côtes Est et Sud tunisiennes. Note interne INSTM. Salammbô 18p.
- Behrens A. & Segner H. 2005.** Cytochrome P450 1A induction in brown trout exposed to small streams of an urbanised area : results of a five-year-study. *Environ.Pollut.*, **136 (2)** : 231-242.
- Begum, G. (2004).** Carbofuran insecticide induced biochemical alterations in liver and muscle tissues of the fish *Clarias batrachus* (linn) and recovery response. *Aquat. Toxicol.*, **66**: 83- 92.

- Begum M., Minar M. H., 2012.** Comparative study about body composition of different SIS, shell fish and ilish; commonly available in Bangladesh. *Trends in Fisheries research* 1(1):38–42.
- Belabed S. and Soltani N., 2013.** Acute toxicity of cadmium on *Donax trunculus* acetylcholinesterase, glutathione S-Transferase activities and pattern of recovery. *Eur. J. Exp. Biol.*, **3(2)**: 54-61.
- Belhaouari B., Rouane-Hacene O., Bendaha M.E.A. & Boutiba Z., 2014.** Effects of Metal sulfates on Catalase and Glutathione S-transferase of Marine Gastropod : *Osilinus turbinatus*. *J. Appl. Envi. Bio. Sci.* **4(9)** : 191-196.
- Beldi H., Gimbert F., Maas S., Scheiffler R. & Soltani N., 2006.** Seasonal variations of Cd, Cu, Pb, and Zn in the edible mollusc *Donax trunculus* (Mollusca, Bivalvia) from gulf of Annaba, Algeria. *Afric. J. Agricul. Res.*, **1(4)**: 85-90.
- Beldi H., 2007.** Etude de *Gambusia affinis* (Poisson, Téléostéen) et *Donax trunculus* (Mollusque, Pélécy-pode) : écologie, physiologie et impacts de quelques altéragènes. Thèse de doctorat d'état en sciences de la Mer, option : Biologie et écologie marines, Université d'Annaba. 105 p.
- Bellasoued K., Hamza A., Van Pelt J., Elfeki A., 2013.** Seasonal variation of Sarpa Salpa fish toxicity, as related to phytoplankton consumption, accumulation of heavy metals, lipids peroxidation level in fish tissues and toxicity upon mice. *Environ. Monit. Assess.* **185** : 1137-1150.
- Benali I., 2015.** Utilisation de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819) collectée sur le littoral ouest algérien, pour l'évaluation de l'impact d'une pollution anthropogénique (Métaux lourds, PCBs et HAPs). Thèse de doctorat en biologie. Université ORAN 1 Ahmed Benbella. Option : Sciences de l'environnement. 213 p.
- Ben Ameer W., De Lapuente J., El Megdiche Y., Barhoumi B., Trabelsi S., Camps L., Serret J., Ramos-Lopez D., Gonzalez-Linares J., Driss M.R. & Borrás B., 2012.** Oxidative stress, genotoxicity and histopathology biomarker responses in mullet (*Mugil cephalus*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*) liver from Bizerte lagoon (Tunisia). *Mar. Pollut. Bull.* **64**: 241-251.
- Ben Ameer W., El Megdiche Y., De Lapuente J., Barhoumi B., Trabelsi S., Ennaceur S., Camps L., Serret J., Ramos-Lopez D., Gonzalez-Linares J., Touil S., Driss M.R. & Borrás B. 2015.** Oxidative stress, genotoxicity and histopathology biomarker responses in *Mugil cephalus* and *Dicentrarchus labrax* gill exposed to persistent pollutants. A field study in the Bizerte Lagoon: Tunisia. *Chemosphere.*, **135** : 67–74.
- Benomar S., Bouhaimi A., El-Hamidi F., Mathieu M., Ouichou A., Moukrim A., 2006.** Cycle de reproduction de la moule africaine *Perna perna* (Mollusca, Bivalvia) dans la baie d'Agadir : Impact des rejets d'eaux usées domestiques et industrielles. *Biol. Santé.*, **6(1)** :25-36.

- Benradia H., Berghiche H., Soltani N., 2016.** Measure of environmental stress biomarkers in the shrimp *palaemon adspersus* from the mellah lagoon (algeria): spatial and temporal variations. *Fres. Envi. Bull.*, **25** : 2563-2566.
- Ben Salem Z., 2014.** Etude de la bioaccumulation des éléments traces métalliques chez les macrophytes et les poissons dans la décharge d'étuefont (Belfort, France) : Intérêts de l'utilisation de l'approche moléculaire pour la détection de génotoxicité. Thèse de Doctorat. Université de franche-comté et Université de Sfax. 202 p.
- Bensouda L. & Soltani-Mazouni N., 2014.** Measure of Oxidative Stress and Neurotoxicity Biomarkers in *Donax trunculus* from the Gulf of Annaba (Algeria): Case of the Year 2012. *Annu. Res. & Rev. in Bio.*, **4 (12)**: 1902-1914.
- Ben-Kheder S., Jebali J., Kamel N., Banni M., Rameh M., Jrad A., Bousseta H., 2012.** Biochemical effects in crabs *Carcinus maenas* and contamination levels in the Bizerte lagoon : an integrated approach in biomonitoring of marine complex pollution *Environ. Sci. Pollut. Res.* **20** : 2616 – 2631.
- Bentata-keddar I., Bouderbala M, Mouffok S, Boutiba Z. 2016.** Metal Concentrations in tissues of *Mullus barbatus L.* Caught from the West Algerian coast. *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences (JBES)*, ISSN: 2220-6663 (Print) 2222-3045 (Online), **9 (2)** : 88-93.
- Bergayou H., Mouneyrac C., Pellerin j., Moukrim A., 2009.** Oxidative stress respnses in bivalves (*Scrobicularia plana*, *Cerastoderma edule*) from the Oued Souss estuary (Morocco). *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **72** : 765-769.
- Berghiche H., Benradia H. & Soltani N., 2016.** Impact of insect growth disruptor, novaluron, on biochemical composition of cuticle from the shrimp *Palaemon adspersus*. *Journal of Entomological and Zoological Studies*, **4(2)**: 147-151.
- Bertrand C., Cousin X., Haubruge E., Toutant J.P. & Chatonnet A., 1998.** L'acétylcholinest-érase des poissons, cible des organophosphorés et des carbamates. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, **350-351**: 535-456.
- Besbes R., Fauvel C., Guerbej H., Benseddik-Besbes A., El Ouaer A., Kraiem M.M. & EL Crosetti D. & Cataudella S., 1995.** Grey mullet culture. In: Nash, C. E. (Ed.), *World Animal Science*. 34B: production of aquatic animals (Elseivier), pp.271-288.
- Beyer J., 1996.** Fish biomarkers in marine pollution monitoring ; evaluation and validation in laboratory and field studies. Thèse de Doctorat, University of Bergen, Norvège.
- Bhavan P.S., Geraldine P., 1997.** Alterations in Concentrations of Protein, Carbohydrate, Glycogen, Free Sugar, and Lipid in the Prawn *Macrobrachium malcolmsonii* on Exposure to Sublethal Concentrations of Endosulfan. *Pestic. Biochem. Phys.*, **58**: 89–101.

## Références bibliographiques

- Bhuyan H.R., Chowdhury M.B., Nath K.K., Seal P., Hag M.A., 2003.** Studies on the biochemical parameters of *Cynoglossids* in the Kutuboha Channel, Bangladesh. *Bangladesh J. Sci. Ind. Res.*, **38**: 91-96.
- Binelli A. & Provini A., 2003.** POPs in edible clams from different Italian and European markets and possible human health risk. *Mar. Pollut. Bull.* **46(7)**:879–886.
- Binelli A., Ricciardi F., Riva C. & Provini A., 2006.** Integrated use of biomarkers and bioaccumulation data in zebra mussel (*Dreissenta polymorpha*) for site-specific quality assesment. *Biomarkers.*, **11(5)** : 428-448.
- Black D., Love R.M., 1986.** The sequential mobilisation and restoration of energy reserves in tissues of Atlantic cod during starvation and refeeding. *J. Comp. Physiol. B.*, **156**: 469–479.
- Blem C.R., 1992.** Lipid reserves and body composition in postreproductive anurans. *Comp. Biochem. Physiol. Part A*, **103**: 653–656.
- Bliefert C., Perraud R., 2001.** Chimie de l'environnement. Air, Eau, Sol, Déchets. De Boeck. Bruxelles. 477 p.
- Bocquené G., Galgani F. & Walker H., 1997.** Les cholinestérases, biomarqueurs de neurotoxicité. In : Lagdic L., Caquet T., Amirad J.C. & Ramade F., (Eds.), *Biomarqueurs en écotoxicologie. Aspects fondamentaux.* Masson (Eds.), Paris., 209-240 pp.
- Boldina-Cosqueric I., Amiard J.C., Amiard-Triquet C., Dedourge-Geffard O., Métais L., Mouneyrac C., Moutel B., Berthet B., 2010.** Biochemical physiological and behavioural markers in the endobenthic bivalve *Scrobicularia plana* as tools for the assessment of estuarine sediment quality. *Ecotox. Environ. Saf.* **73** : 1733-1741.
- Boniforti R., Bacciola D., Nicolai I., Ruggiero P., 1998.** Selective extraction as an estimate of bioavailability of As, Cd, Co, Cr, Cu, Fe, Mn, Ni, Pb, and Zn in marine sediment collected from the central Adriatic sea. *Environ. Technol. Lett.* **9** : 117 – 126.
- Bouabida H., Tine-Djebbar F., Tine S. & Soltani N. 2017.** Activity of spiromesifen on growth and development of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae): Toxicological, biometrical and biochemical aspects. *Journal of Entomologie & Zoology studies*, **5(1)**: 572-577.
- Bouderbala M., Boutiba Z. & Abdelghani F., 1996.** La pollution par les métaux lourds des cétacés des côtes ouest algérienne. Actes du colloque national Climat Environnement (ARCE) ; Oran, Algérie.
- Boudjelida H., Aïssaoui L., Bouaziz A., Smaghe G. & Soltani N., 2008.** Laboratory evaluation of *Bacillus thuringiensis* (Vectobac WDG) against mosquito larvae, *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *Comm. Agric. Appl. Biol. Sci.*, **73 (3)** : 603-609.

## Références bibliographiques

- Boumaza F. Z., 2014.** Evaluation de l'état de santé des eaux du golfe d'Annaba à travers un Mollusque Gastéropode *Patella caerulea* (Linneau, 1758) : paramètres écologiques et biochimiques. Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhtar. Annaba (Algérie). Facultés des sciences. Département de Biologie. 194 p.
- Bremond R. & Perrodon C., 1979.** Paramètres de la qualité des eaux. Ministère de l'environnement et cadre de vie. 2<sup>ème</sup> ed. 256.
- Breitholtz M., Ruden C., Hansson S.O. & Bengtsson B.E., 2006.** Ten challenges for improved ecotoxicological testing in environmental risk assessment. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **63** : 324-335.
- Bodin N., Burgeot T., Stanisiere J.Y., Bocquené G., Menard D., Minier C., Boulet I., Amat A., Cherel Y. & Budzinski H., 2004.** Seasonal variations of a battery of biomarkers and physiological indices for the mussel *Mytilus galloprovincialis* transplanted into the northwest Mediterranean Sea. *Comp. Biochem. Physiol. C. Toxicol. Pharmacol.*, **138** : 411-427.
- Broeg K., Westernhagen H.V., Zander S., Korting W., & Koehler A., 2005.** The bioeffect assessment index (BAI). A concept for the quantification of effects of marine pollution by an integrated biomarker approach. *Mar. Pollut. Bull.*, **50** : 495-503.
- Bradford M.M., 1976.** A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem.*, **72** : 278-284.
- Brusle J. & Cambrony M., 1992.** Les lagunes méditerranéennes. Des nurseries favorables aux juvéniles de poissons euryhalins et/ou des pièges redoutables pour eux ? Analyse critique des populations de muges de plusieurs étangs saumâtres du Languedoc-Roussillon, au cours de leur première année de vie. *Vie et Milieu*, **42 (2)** : 193-205.
- Bushnell P.G., Steffensen J.F. & Johansen K., 1984.** Oxygen consumption and swimming performance in hypoxia-acclimated rainbow trout *Salmo gairdneri*. *Journal of Experimental Biology* **113** : 225-235.
- Camus L., Pampanin D.M., Volpato E., Delaney E., Sanni S. & Nasci C., 2004.** Totaloxy- radical scavenging capacity responses in *Mytilus galloprovincialis* transplanted into the venice lagoon (Italy) to measure the biological impact of anthropogenic activities. *Mar. Pollut. Bull.*, **49** : 801-808.
- Calabrese L., Polticelli F., Capo C. & Musci G., 1991.** Involvement of the Copper in the inhibition of Cu, Zn superoxide dismutase activity at high pH. *Free. Radic. Res. Commun.*, **1**: 305-312.
- Canesi L., Ciacci C., Betti M., Scarpato A., Citterio B., Pruzzo C., Gallo G., 2003.** Effects of PCB congeners on the immune function of *Mytilus* hemocyte : alteration of tyrosine kinasemediated cell signaling *Aquat. Toxicol.* **63** : 293-306.



## Références bibliographiques

- Canesi L., Ciacci C., Fabbri R., Marcomini A., Pojana G., Gallo G., 2011.** Bivalve molluscs as a unique target group for nanoparticles toxicity. *Mar. Environ. Res.* **76**:16-21
- Caquet T. et Lagadic L., 1998.** Conséquences d'atteintes individuelles précoces sur la dynamique des populations et la structuration des communautés et des écosystèmes. In Lagadic L., Caquet T., Amiard J.C. et Ramade F., eds, Utilisation de biomarqueurs pour la surveillance de la qualité de l'environnement, *Tec. & Doc. Lavoisier*, Paris, pp 266-298.
- Caroline Vignet., 2014.** Altération de la physiologie des poissons exposés à des hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) : comportement et reproduction. Sciences agricoles. Université de La Rochelle, 2014. Français. NNT : 2014LAROS003.
- Cazenave J., Nores M.L., Miceli M., Diaz M.P., Wunderlin D.A., Bistoni M.A., 2008.** Changes in the swimming activity and the glutathione S-transferase activity of *Jenynsia multidentata* fed with microcystin-RR. *Water Res.* **42** : 1299-1307.
- Clarke D.H., 1975.** Exercise physiology. Prentice Hall Co, New Jersey.
- Cohen A. M., Nugegoda D. & Gagnon M.M., 2001.** Metabolic responses of fish following exposure to two different oil spill remediation techniques. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **48** : 306-310.
- Conell D., Lam P., Richardson B. & Wu R., 1999.** Introduction to Ecotoxicology. Blackwell Science Ltd. Oxford, United Kingdom.
- Convey P., 1992.** Seasonal lipid contents of Antarctic microarthropoda. *Exp. Appl. Acarol.*, **15** : 219-231.
- Corsi I., Mariottini M., Sensini C., Lancini L., Focardi S., 2003.** Fish as bioindicators of brackish ecosystem health : integrating biomarker responses and target pollutant concentrations. *Oceanol. Acta.* **26** : 129-138.
- Costa L., 1996.** Biomarker research in neurotoxicology : the role of mechanistic studies to bridge the gap between the laboratory and epidemiological investigation. *Environ. Health. Perspect.*, **104** : 55-67.
- Cui Y., Liu B., Xie J., Xu P., Habte-Tsion H.M. & Zhang Y., 2014.** Effect of heat stress and recovery on viability, oxidative damage, and heat shock protein expression in hepatic cells of grass carp (*Ctenopharyngodon idellus*), *Fish Physiol. Biochem.*, **40** (3) : 721-72.
- Chalabi I., 2001.** Cycle de reproduction et composition biochimique de la palourde *Ruditapes decussatus* dans la baie d'Alger. *Rapp. Com. Int. Mer. Médit.*, **36** : 370 p.
- Chalghmi H., Zrafi I., Saidane-Mosbahi D., 2015.** Metabolism and oxidative stress biomarkers in Clam *Ruditapes decussatus* to assess pollution in Industrial Area of Mediterranean Lagoon. *Int. J. Res. Chem. Environ.* **5** (3) : 42-49.

## Références bibliographiques

- Chalghmi H., Bourdineaud J.P., Haouas Z., Gourves P.Y., Zrafi I., Saidane-Mosbahi D., 2016.** Transcriptomic, Biochemical, and Histopathological Responses of the Clam *Ruditapes decussatus* from a Metal-Contaminated Tunis Lagoon. *Arch. Envi. Conta. Toxicol.* 70(2): 241-256. DOI : 10.1007/s00244-015-0185-0.
- Chambost-Manciet Y., 2002.** Ampleur et effets biologiques de la contamination métallique (Cd, Cu, Fe, Pb et Zn) des sédiments en Mer du Nord. Utilisation de l'étoile de mer *Asterias rubens* (L.) comme bioindicateur et biomarqueur (mémoire). Université Libre de Bruxelles, Belgique.
- Chakraborty S., Ray M., Ray S., 2010.** Toxicity of sodium arsenite in the gill of an economically important mollusc of India. *Fish. Shellfish Immunol.* 29 : 136-148.
- Chauvet C. Et M. Mkaouer, 1977.** Résultats d'une expérience de marquage sur les muges du lac de Tunis. *Bull. Off. Nat. Pêche Tunisie*, 1(2): 181-187.
- Chauvet C., 1979.** Estimations du peuplement de muges du lac et de la baie de Tunis. *Rapp. Comm. Int. Mer Méditer.* 25/26, 3 : 141-142.
- Cherkasov A.S., Biswas P.K., Ridings D.M., Ringwood A.H. & Sokolova I.M., 2006.** Effects of acclimation temperature and cadmium exposure on cellular energy budgets in the marine mollusc *Crassostrea virginica* : linking cellular and mitochondrial responses. *J. Exp. Biol.*, 209 : 1274-1284.
- Chouahda S., 2006.** Impact de deux xénobiotiques (Cadmium et Halofenoside) sur *Gambusia affinis* et évaluation du stress environnemental dans le golfe d'Annaba par l'utilisation de *Donax trunculus*. Thèse de Magistère en Biologie et Physiologie Animale, option: Ecotoxicologie Animale, Université d'Annaba, Algérie.
- Chouahda S. & Soltani N., 2013.** Toxicité aiguë et chronique du cadmium chez un poisson culiciphage : *gambusia affinis*. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 2013., 138(1-4) : 115-126.
- Claiborne A., 1985.** Catalase activity. In: Greenwald, R.A., Ed., CRC Handbook of Methods for Oxygen Radical Research, CRC Press, Boca Raton, 283-284.
- Claireaux G., Webber D.M., Lagardère J.P., Kerr S.R. 2000.** Influence of water temperature and oxygenation on the aerobic metabolic scope of Atlantic cod (*Gadus morhua*). *J. Sea Res.*, 44: 257-265.
- D'Adamo R., Di Stasio M., & Fabbrochini A., 2008.** Migratory crustaceans as biomonitors of metal pollution in their nursery areas. The Lesina lagoon (SE Italy) as a case study. *Environ. Monitor. Assess.* 143 : 15-24.
- Daas T., Bouzerna N. & Descamps M., 1996.** Développement post-embryonnaire et cycle biologique d'*Eupolybothrus elongatus* (Newport) dans l'Est Algérien. *Mem. Mus. Nat.*, 169 : 365-370.

## Références bibliographiques

- Daas O., Scaps P., Bouzerna N., & Descamps M., 2007.** Effects of two ecdysteroid analogs (RH-0345 and RH-2485) on the total growth of *Eupolybothrus nudicornis* (*Myriapoda : chilopoda*). *Life. Environ.*, 57 (1/2) : 1-5.
- Dagnelie P., 1998.** Statistique théorique et appliquée : Inférence statistique à une et à deux dimensions. De Boeck & Lancier. Paris, Bruxelles. 181-186 pp.
- Dagnelie P., 2000.** La planification des expériences : choix des traitements en dispositif expérimental (1) *Journal de la Société Française de Statistique*. **141 (1-2) : 5-29.**
- Dagnelie P., 2009.** Statistique théorique et appliquée. Statistique descriptive et bases de l'inférence statistique. 3 : 512 p.
- Damiens G., His E., Gnassia-Barelli M., Quiniou F., & Roméo M., 2004.** Evaluation of biomarkers in oyster larvae in natural and polluted conditions. *Comp. Biochem. Physiol.*, **138 C : 121-128.**
- Das H.P., 1978.** Maturity and spawning in *Mugil cephalus* Linnaeus in Goa waters. *Mahasagar-Bulletin of the National Institute of Oceanography* **11(1-2): 63-71.**
- Dautrempuits C., Betoulle S., Vernet G., 2002.** Antioxidant response modulated by copper in healthy or parasitized carp (*cyprinus carpio* L.) by *ptychobothrium* sp. (Cestoda). *Biochemical & Biophysica Acta (BBA)- General subjects*. 1573 :4-8.
- De Boeck G., De Smet H., Blust R., 1995.** The effect of sublethal levels of copper on oxygen consumption and ammonia excretion in the common carp, *Cyprinus carpio*. *Aquat. Toxicol.*, **32: 127-141.**
- De Boeck G., Van der Ven K., Hattink J., Blust R., 2006.** Swimming performance and energy metabolism of rainbow trout, common carp and gibel carp respond differently to sublethal copper exposure. *Aquat. Toxicol.*, **80: 92-100.**
- Dellali M., Gnaissia-Barelli M., Roméo M. & Aïssa P., 2001.** The use of acetylcholinesterase activity in *Ruditapes decussatus* and *Mytilus galloprovincialis* in the biomonitoring of Bizertalagoon. *Comp. Biochem. Physiol.*, **130 C : 227-235.**
- Dewes L.J., Sandrine J.Z., Monserrat J.M. & Yunes J.S., 2006.** Biochemical and Physiological responses after exposure to microcystins in the crab *Chasmagnathus granulatus* (Decapod, Brachyura). *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **65 : 201-208.**
- De Wolf H., Lukambuzi L., Van der Broeck H. & Smolders R., 2007.** Spatio-temporal variation in energy content of the periwinkle *Littorina littorea*, along a pollution gradient in the western Scheldt estuary, *The Netherlands. J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **344 :78-87.**
- Djehghader N.E.H., Boudjelida H., Bouaziz A., Soltani N. 2013.** Biological effects of a benzoylphenylurea derivative (Novaluron) on larvae of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *Adv App Sci Res*. **4 (4) : 449-456.**

- Dianzani M.U. & Ugazio G., 1978.** Lipid peroxydation. In Biochemical mechanisms of liver injury. Salter T.F Ed. Academic press. London., 669 p.
- Dimitriadis V.K., Gouboula C., Anestis A., Pörtner H.O., Michalidis B., 2012.** Monitoring the biochemical and cellular responses of marine bivalves during thermal stress by using biomarkers. *Mar. Environ. Res.* **73** : 70-77.
- Dimon F., Dovonou F., Adjahossou N., Chouti W., Mama D., Alassane A., Boukari M., 2014.** Caractérisation physico-chimique du lac Ahémme (Sud Bénin) et mise en relief de la pollution des sédiments par le plomb, Zinc et l'arsenic. *Journal de la Société Ouest-Africaine de Chimie.* **37** : 36-42.
- Doering J.A., Beitel S.C., Eisner B.K., Heide T., Hollert H., Giesy J.P., Hecker M., Wiseman S.B., 2015.** Identification and response to metals of metallothionein in two ancient fishes : White sturgeon (*Acipenser transmontanus*) and lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*). *Comparative Biochemistry and Physiology, Part C* **171** : 41–48.
- Donald E.T., Chen H.C. & Tsai C.F., 1984.** Total lipid and cholesterol content in the blue crab *Callinectes sapidus rathbum*. *Comp. Biochem. Physiol.*, **78 B** : 27-31.
- Doving K.B., 1991.** Assesment of animal behaviour environmental toxicity. *Comp. Biochem. Physiol.*, **100** : 247-252.
- Draredja B., 1992.** Conditions hydrosédimentaires et structure de la macrofaune benthique en période printanière d'un écosystème lagunaire méditerranéen : lac Mellah (Algérie). Thèse de Magistère en Océanographie biologique, ISMAL. (Alger). 147 p.
- Dröge W., 2002.** Free radicals in the physiological control of cell function. *Physio. Rev.*, **82** : 47-95.
- Duan Y., Zhang J., Dong H., Wang Y., Liu Q. & Li H., 2016.** Effect of desiccation and resubmersion on the oxidative stress response of the Kuruma shrimp *Marsupenaeus japonicus*. *Fish & shellfish immunology.* **49** : 91-99.
- Duchateau G. & Florkin M., 1959.** For trehalosemie of insects and its signification. *Arch. Insect. Physiol. Biochem.*, **67** : 306-314.
- Dunca E., Schone B.R. & Mutvei H., 2005.** Freshwater bivalves tell of past climates : but how clearly do shells from polluted rivers speak ? . *Palaeogeog. Palaeoclim. Palaeoecol.*, **228** : 43-57.
- Durou C., Mouneyrac C., Pellerin J., Pery A., 2008.** Conséquences des perturbations du métabolisme énergétique. In: Les biomarqueurs dans l'évaluation de l'état écologique des milieux aquatiques. Amiard J. C., Amiard-Triquet C., Lavoisier Tec et Doc., Paris, pp. 273-294.
- Eddaoudi R., Chafik A., Cheggour A., Moukrim A., 2014.** Contribution to reassess the health of Agadir Bay after the installation of the wastewater treatment plant : evaluation of metallic contamination. *J. Mater. Environ. Sci.* **5 (S1)** : 2278-2283.

## Références bibliographiques

- Eertman R.H.M., Zurburg W., Schipper C.A. Sandee B. & Smad A. C., 1996.** Effects of PCB 126 and cadmium on the anaerobic metabolism of the mussel *Mytilus edulis* L. *Comp. Biochem. Physiol.*, **113 C** : 267-272.
- Eldafrawi A.T., 1985.** Acetylcholinesterase and anticholinesterase. In : Kerkut G.A. & Gilbert L.I. (Eds). *Compressive Insect Physiology, Biochemistry and Pharmacology*. New York, pregamon press, **12** : 115-130.
- El Hassani F., Boushaba A., Raïs N., & Benaabidate L., 2016.** Etude de la contamination par les métaux lourds des eaux et des sédiments au Voisinage de la mine de Tighza (Maroc central oriental). *European Scientific Journal*. **12(6)** : 158-167.
- Einarson S., 1993.** Effects of temperature, seawater osmolarity and season on oxygen consumption and osmoregulation of the amphipod *Gammarus oceanicus*. *Mar. Biol.*, **117** : 599-606.
- Elia A.C., Galarini R., Taticchi M.I., Dörr A.J.M., Mantilacci L., 2003.** Antioxidant responses and bioaccumulation in *Ictalurus melas* under mercury exposure. *Ecotox. Environ. Safe.* **55**: 162–167.
- Ellman G.L., Courtney K.D., Abdres V. & Featherstone R.M., 1961.** A new and rapid colorimetric determination of acetylcholinesterase activity. *Biochemistry and pharmacology*. New York, Pregamon press, **12** : 115-130.
- El Morhit M., 2009.** Hydrochimie, éléments traces métalliques et incidences écotoxicologiques sur les différentes composantes d'un écosystème estuarien (BAS LOUKKOS). Thèse de Doctorat. Université Mohamed V- Agdal. Faculté des Sciences. Rabat, Maroc. 260 p.
- Elumalai M. & Balasubramanian M.P., 1999.** Influence of naphthalene on esterase activity during vitellogenesis of marine edible crab, *Scylla serrata*. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, **62(6)** : 743-748.
- Ennouri R., Chouba L., Kraiem M., 2008.** Evaluation de la contamination chimique par les métaux traces (Cd, Pb, Hg et zn) du zooplancton et de la sardinelle (*Sardinella aurita*) dans le golfe de tunis. *Bull.inst. Nat. Scien. Tech. Mer de Salammbo.* **35** : 87-94.
- Erman F., 1959.** Observations on the biology of the common grey mullet *Mugil cephalus* L. *Proc. Gen. Fish. Coun. Medit.*, **5**: 157-169.
- Errahmani M.B., Zouaoui F. & Bendjoudi D., 2014.** Metabolic Effects in the Bivalve *Perna perna* and *Mytilus galloprovincialis* : Impact on the Environment due to Contamination by Copper. *Journal of Marine Biology*. **9 p.** <http://dx.doi.org/10.1155/2014/913932>.
- Ezzat A., 1965.** Contribution à l'étude de la biologie de quelques Mugilidae de la région de l'étang de Berre et du Port du Bouc. Thèse Doct. Sci. Nat. Aix Marseille. **255p.**
- Fang H., Li W. & Myneni R.B. 2013.** The Impact of Potential Land Cover Misclassification on MODIS Leaf Area Index (LAI) Estimation: A Statistical Perspective. *Remote Sens.* **5**: 830-844.

## Références bibliographiques

- FAO., 1987.** Fiches d'identification pour les besoins de la pêche. Méditerranée et Mer Noire. Zone de pêche 37. vol. II. Vertébrés. 763-1529.
- Farombi E.O., Adelowo O.A. & Ajimoko Y.R., 2007.** Biomarkers of Oxidative stress and heavy metal levels as indicators of environmental pollution in African Cat fish (*Clarias gariepinus*) from Nigeria Ogun River. *Int. J. Environ. Res. Public. Health.*, **4(2)**: 158-165.
- Farrell A.P. & Jones D.R., 1992.** The heart. In: Fish physiology Vol.XIIB (W.S. HOAR, D.J. RANDALL & A.P. FARRELL eds), pp1-87. New York Academic Press, New York.
- Farrell A.P., Gamperl A.K., Hicks J.M., Shiels H.A. & Jain K.E. 1996.** Maximum cardiac performance of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) at temperatures approaching their upper lethal limit. *J. Exp. Bio.*, **199** : 663-672.
- Farrell A.P., 1997.** Effects of temperature on cardiovascular performance. In: Global warming implications for freshwater and marine fish. S.E.B. Seminar series 61 (C.M. WOOD & D.G. MCDONALD eds), pp135-153., Cambridge University press, Cambridge.
- Farrugio H., 1973.** Les Muges de Tunisie : systématique et taxonomie. Recherche sur la biologie de Mugil (*Liza*) ramada Risso, 1826 et Mugil (*Chelon*) *labrosus* Risso, 1826. Poissons téléostéens) DEA de Biologie marine. Université Tunis, 116 p.
- Farrugio H., 1975. Les Muges (Poissons Téléostéens) de Tunisie.** Répartition et pêche. Contribution à leur étude systématique et biologique. Thèse Doct. 3<sup>ème</sup> cycle, Univ. Sci. Tech. Montpellier (France), 201p.
- Fergani H., Arab A., 2017.** Effects of pollution on the activity of acetylcholinesterase in the brain and heart of *Barbus setivimensis* (fish, Cyprinidae) in El Harrach stream (North of Algeria). *Revue d'écologie (Terre et Vie)*, **72 (1)** : 73-82.
- Fehri-Bedoui R., Gharbi H. & EL Abed A., 2002.** Période de reproduction et maturité sexuelle de *Liza aurata* (poisson, mugilidae) des côtes Est et Sud tunisiennes. *Bull. Inst. Natn. Scien. Tech. Mer de Salammbô*, **Vol. 29**: 11-15.
- Fenet H., Casellas C. & Bontoux J., 1998.** Laboratory and field-caging studies on hepatic enzymatic activities in european eel and rainbow trout. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **40** : 137-143.
- Flammarion P., Devaux A., et Garric J. 2000.** Marqueurs biochimiques de pollution dans les écosystèmes aquatiques continentaux. Exemples d'utilisation et perspectives pour le gestionnaire. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, **357/358** : 209-226.
- Forbes V.E, Forbes T.L., 1997.** Ecotoxicologie Théorie et Applications, Paris.
- Fossi M.C., Minutoli R. & Guglielmo L., 2001.** Preliminary results of biomarker responses in zooplankton of brackish environments. *Mar. Pollut. Bull.*, **42** : 745-748.

## Références bibliographiques

- Fossi Tankoua O., Buffet P.F., Amiard J.C., Amiard-Triquet C., Mouneyrac C., Berthet B., 2011.** Potential influence of confounding factors (Size, salinity) on biomarker tools in the sentinel species *Scrobicularia plana* used in monitoring programs of estuarine quality. *Environ. Sci. Pollut. Res.* **18** : 1253-1263.
- Frederich M., & Pörtner H.O., 2000.** Oxygen limitation of thermal tolerance defined by cardiac and ventilatory performance in the spider crab, *Maja squinado* (Decapoda). *Am. J. Physiol.*, **279** : 1531-1538.
- Freed J.M., 1971.** Properties of muscle phosphofructokinase of cold- and warm-acclimated *Carassius auratus*. *Comp. Biochem. Physiol. Part B*, **39**: 747-764.
- Frehi H., 1998.** Etude de la structure et du fonctionnement du système phytoplanctonique dans un système marin côtier : Eutrophisation de la baie d'Annaba. Thèse de Magister. Université Badji Mokhtar, 99 p.
- Freitas R., Ramos Pinto L., Sampaio M.A., Silva M., Rodrigues A.M., Quintino V. & Figueira E., 2012.** Effects of depuration on the element concentration in bivalves : Comparison between sympatric *Ruditapes decussatus* and *Ruditapes philippinarum*. *Estuarine, Coastal and Shelf science.* **110**: 43-53.
- Froèse R. & Pauly D. Editors., 2008.** Fishbase. World Wide Web électronique publication. [www.Fishbase.org](http://www.Fishbase.org); version (10/2008).
- Fry F.E., 1971.** The effect of environmental factors on the physiology of fish. In: Hoar W. S., Randall D.J. (Eds.), *Fish Physiology*, vol. VI. Academic Press, N.Y., S. Francisco, London, pp. 1-98.
- Fulton M. & Key P.B., 2001.** Acetylcholinesterase inhibition in estuarine fish and invertebrates as an indicator of organophosphorus insecticide exposure and effects. *Environ. Toxicol. Chem.*, **20** : 37-45.
- Furtado P.S. Fugimura M.M., Monserrat J.M. Souza D.M., Garcia L.D.O. & Wasielesky W., 2015.** Acute effects of extreme pH and its influences on the survival and biochemical biomarkers of juvenile White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Marine and Freshwater Behaviour and Physiology.* **48 (6)** : 417-429.
- Gagnon M.M. & Holdway D.A., 1999.** Metabolic enzyme activities in fish gill as biomarkers of exposure to petroleum hydrocarbons. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **64(3)** : 348-361.
- Gallagher E.P., Gross T.S. & Sheehy K.M., 2001.** Decreased glutathione S-transferase expression and activity and altered sex steroids in lake Apoka brown bullheads (*Ameiurus nebulosus*). *Aqua. Toxicol.*, **55** : 223-237.
- Gandar A., 2015.** Réponse aux stress multiples chez les poissons : effets croisés de la température et des cocktails de pesticides. Thèse de Doctorat de l'université de toulouse. Spécialité : écologie fonctionnelle. 309 p.

## Références bibliographiques

- Gaspar M.B., Ferreira R. & Monteiro C.C., 1999.** Growth and reproductive cycle of *Donax trunculus* L., (Mollusca : Bivalvia) off Faro, southern Portugal. *Fish. Res.*, **41** : 309-316.
- George G.S., 1990.** Isolation, properties and induction of piace liver cytosolic glutathione S-transferase. *Fish. Physiol. Biochem.*, **8(6)** : 437-449.
- Geret F., Serafim A., Bebianno M.J. 2003.** Antioxidant enzyme activities, metallothioneins and lipid peroxidation as biomarkers in *Ruditapes decussatus* ? *Ecotoxicology*, **12**: 417–426.
- Ghedira J., Jebali J., Bouraoui Z., Banni M., Guerbej H., Boussetta H., 2010.** Metallothionein and metal levels in liver, gills and kidney of *Sparus aurata* exposed to sublethal doses of cadmium and copper. *Fish Physiol. Biochem.* **36** : 101-107.
- Giacomin M., Jorge M.B., Bianchini A., 2014.** Effects of copper on the energy metabolism in juveniles of the marine clam (*Mesodesma mactroides*). *Aquat. Toxicol.*, **152** : 30-37.
- Gil J.M., Marigomez J.A. & Angulo E., 1982.** Histophysiology of polysaccharide and lipid reserves in various tissues of Littorinea exposed to sublethal concentrations of cadmium. *J. Mollusc. Stud.*, **48** : 321-330.
- Gilbert L.I. & O’connor J.D., 1970.** Lipid metabolism and transport in arthropods. In : Florkin M., Scheer B.T. *Chemical Zoology*, Vol. V. New York and London, Academic Press. 229-253 pp.
- Giménez L., Borthagaray A., Rodriguez M., Brazeiro A., Dimitriadis K., 2005.** Scale- dependent patterns of macroinfaunal distribution in softsediment intertidal habitats along a large-scale estuarine gradient. *Helgoland Marine Research.* **59** : 224-236.
- Gimeno L., Ferrando M.D., Sanchez S., Gimeno L.O., Andreu E., 1995.** Pesticide effects on eel metabolism. *Ecotox. Environ. Safe.*, **31**: 153-157.
- Goldsworthy G.J., Mordue W. & Guthkelch J., 1972.** Studies on insect adipokinetic hormones. *Gen. Comp. Endocrinol.*, **18 (3)** : 545.
- Gomez-Ariza J.L, Giraldez I., Morales E., 2000.** Temporal fluctuations of tributyltin in the bivalve *Venerupis decussata* at five stations in southwest Spain. *Environ. Pollut.*, **108** : 279-290.
- Gorbi S., Baldini C. & Regoli F., 2005.** Seasonal variability of metallothioneins, cytochrome P450, bile metabolites and oxyradical metabolism in the European eel *Anguilla anguilla* L. (Anguillidae) and striped mullet *Mugil cephalus* L. (Mugilidae). *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, **49** : 62-70.
- Greco L., Pellerin J., Capri E., Garnerot F., Louis S., Fournier M., 2011.** Physiological effects of temperature and hericide mixture on the soft-shell clam *Mya arenaria* (Mollusca, Bivalvia). *Environ. Toxicol. Chem.* **30 (1)** : 132-141.
- Groga N., 2012.** Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d’Ivoire). Thèse de Doctorat. Université de toulouse. 224 p.
- Gruvel A., 1926.** La pêche maritime en Algérie. Chalamel (Eds.) : 162 p.



## Références bibliographiques

- Habes D., Morakchi S., Aribi N., Farine J.P. & Soltani N., 2006.** Boric acid toxicity to the German cockroach, *Blatella germanica* : Alteration in midgut structure, acetylcholinesterase and glutathione S-transferase activity. *Pest. Biochem. Physio.*, **84** : 17-24.
- Habig W.H., Pabst M.J. & Jacobi W.B., 1974.** The first enzymatic step in mercapturic acid formation. *J. Biol. Chem.*, **249** : 7130-7139.
- Hallare A.V., Shiriling M., Luckenbach T., Köhler H.R. & Triebkorn R., 2005.** Combined effects of temperature and cadmium on developmental parameters and biomarker responses in zebrafish (*Danio rerio*) embryos. *J. Therm. Biol.*, **30** : 7-17.
- Halliwell B. & Gutteridge J.M.C., 1999.** Free Radicals in Biology and Medicine, third Eds. Oxford University Press, Oxford.
- Hamai I., 1935.** On the growth of shell of Meretrix, especially with regard to periodicity of growth relative to seasonal variation in the environment. *Sci. Rep. Tohoku Imp. Univ.*, **4** : 339-371.
- Hashemi S., Blust R., De Boeck G., 2008.** The effect of starving and feeding on copper toxicity and uptake in Cu acclimated and non-acclimated carp. *Aquat. Toxicol.* **86** : 142-147.
- Haubruge E. & Amichot M., 1998.** Les mécanismes responsables de la résistance aux insecticides chez les insectes et les acariens. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, **2(3)** : 161-174.
- Heise K., Puntarulo S., Portner H.O., Abele D., 2003.** Production of reactive oxygen species by isolated mitochondria of the Antarctic bivalve *Laternula elliptica* under heat stress. *Comp. Biochem. Physiol. Part C*, **134**: 79-90.
- Heldt H. 1948.** Contribution à l'étude de la biologie des muges des lacs tunisiens. *Bull. Stat. Océanogr. Salammbô*, **41**: 1-35.
- Hemelraad J., Herig H.J., Van Donselaar E.G., Holwerda D.A. & Zandee D.I., 1990.** Effects of cadmium in freshwater clams. III. Interaction with energy metabolism in *Anodonta cygnea*. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, **19** : 699-703.
- Hernandez-Moreno D., Pérez-Lopez M., Soler F., Gravato C., Guilhermino L., 2011.** Effects of carbofuran on the sea bass (*Dicentrarchus labrax L.*) : Study of biomarkers and behaviour alterations. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **74**: 1905- 1912.
- Herrera M., Aragão C., Hachero I., Ruiz-Jarabo I., Vargas-Chacoff L., Mancera J.M., Conceição L.E.C., 2012.** Physiological short-term response to sudden salinity change in the Senegalese sole (*Solea senegalensis*). *Fish Physiology and Biochemistry*. **38**: 6, 1741-1751.
- Hervé P. & Bruslé J., 1979.** Les échanges migratoires entre les étangs littoraux et la mer sur la côte catalane française. *Rapp. P.-V. Réunion. CIESM*, **25/26(10)** : 31-33.
- Hoarau P., Garello G., Gnassia-Barelli M., Roméo M. & Girard J.P., 2004.** Effect of three xenobiotic compounds on glutathione S-transferase in the Clam *Ruditapes decussatus*. *Aqua. Toxicol.*, **68** : 87-94.

## Références bibliographiques

- Hsu J.C., 1996.** Multiple Comparisons: Theory and Methods, London : Chapman & Hall, 296 p.
- Huggett R.J., Kimerle R.A., Mehrle P.M. & Bergman H.L., 1992.** Biomarkers : Biochemical, physiological and histological markers of anthropogenic stress. Boca Raton, Lewis Publisher, 347p.
- Ignatiades L., Gotsis-Skretas O., Metaxatos A., 2007.** Field and culture studies on the Ecophysiology of the toxic dinoflagellate *Alexandrium minutum* (Halim) present in Greek *Coastal Waters*, *Harm. Algae.* **6** : 153-165.
- Iqbal A., Tariq H., Mastor F., Hitendra S.C., Swatantra K.J., Mohammad A. & Sheikh R., 2000.** Induction of hepatic antioxidants in freshwater catfish (*Channa punctatus bloch*), is a biomarker of paper mill effluent exposure. *Biochim. Biophys. Acta.*, **1523**: 37-48.
- Imasheva A.G., Loeschcke V., Zhivotovsky L.A. & Lazebny O.E., 1997.** Effects of extreme temperatures on phenotypic variation and developmental stability in *Drosophila melanogaster* and *Drosophila buzzatii*. *Biol. J. Linn. Soc.*, **61(1)** : 117-126.
- Jakanovic M., 2001.** Biotransformation of organophosphorus compounds. *Toxicol.*, **166** : 139-160.
- Jakoby B.W. & Habig H.W., 1980.** Glutathione transferases In : Enzymatic basis of detoxication (Eds.) By Jakoby B.W. New York : Academic Press., Vol II : 63-94.
- Jayed M., Benbrahim S., Bakkas S., Ramdani M., & Flower R., 2015.** Accumulation of Organochlorines in the European Clam (*Ruditapes decussatus*) and Sediment of the Oualidia Lagoon (Morocco). *Bul. Envi. Cont. toxi.* **94(5)** : 614-621.
- Jin Y., Zhang X., Shu L., Chen L., Sun L., Qian H., Liu W., Fu Z., 2010.** Oxidative stress response and gene expression with atrazine exposure in adult female zebrafish (*Danio rerio*). *Chemosphere*, **78**: 846–852.
- Johnson L., Casillas E., Mistitano D., Collier T., Stein J.E.B., Cain M.C. & Varanasi V., 1989.** Bioindicators of reproductive impairment in female English sole (*Parophyrus vetulus*) exposed to environmental contaminants. In : Oceans 89, vol. 2, Ocean Pollution Marine Technology Society, Oceanic Engineering Society of the IEEE Seattle, Washington, DC, 391-396 pp.
- Johnson R.B. 2009.** Lipid deposition in oocytes of teleost fish during secondary oocyte growth. *Rev. Fish. Sci.*, **17**: 78–89.
- Jorado C. P., Pereira M. G., Bellato C. R., Pereira J. L., Matos A. T., 2002.** Assesment of water systems for contaminants from domestic and industrial sewages. *Environ. Monit. Assess.*, **79(1)**: 75-100.
- Jorgensen C.B., Larsen P.S., & Riisgard H.U., 1990.** Effects of temperature on the mussel pump. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **64** : 89-97.

## Références bibliographiques

- Kamara A., Rharbi N., Berraho A. & Ramdani M., 2005.** Etude comparative du cycle sexuel de la palourde *Ruditapes ducussatus* issue de trois milieux paraliques des côtes marocaines. *Mar. Life.*, **15 (1-2)** : 43-50.
- Kammenga J.E., Dallinger R., Donker M. H., Kohler H.R., Simonsen V., Triebkorn R. & Weeks J.M., 2000.** Biomarkers in terrestrial invertebrates for ecotoxicological soil risk assessment. In : Ware, G.W. (Eds.). *Rev. Environ. Contam. Toxicol.*, Vol 164. 175 Fifth Ave/New York/ NY 10010/USA, Springer-Verlag. 93-147 pp.
- Kamel N., Attig H., Dagnino A., Boussetta H., Banni M., 2012.** Increased temperatures affect oxidative stress markers and detoxification response to Benzo [a]pyrene exposure in mussel *Mytilus galloprovincialis*. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, **63(4)** : 534-43.
- Kappus H. 1987.** Oxidative stress in chemical toxicity. *Arch. Toxicol.*, **60** : 144-149.
- Karaton N., Inanli A.G., 2011.** The effect of seasonal change on the meat yield and proximate composition of chub (*Squalius cephalus*). *Firat University Journal of Science* 23:63-69.
- Karsli B., Caglak E., Karsli V., Turan L., Akarsu H., 2014.** Seasonal distribution and biochemical composition of *Barbus sp.* in Çiftekavak Stream, Rize, Turkey. *Marine Science and Technology Bulletin* **3(2)**:11-14.
- Keddy C., Greene J.C. & Bonnell M.A., 1994.** Examen des biotests effectués sur des organismes entiers pour l'évaluation de la qualité des sols, des sédiments et des eaux douces au Canada. Ottawa (Ontario), Environnement Canada, direction générale de la conservation des écosystèmes.
- Kelly C.E., Kennedy C.R. & Brown J.A., 2000.** Physiological status of wild European eels (*Anguilla anguilla*) infected with the parasitic nematode, *Anguillicola crassus*. *Parasitology*, **120**: 195-202.
- Khalaf G., Slim K., Abi-Ghanem C., Nakhlé K. et Fakhri M., 2009.** Caractérisation et corrélation des paramètres biotiques et abiotiques des eaux du Nahr El Bared. *Lebanese Science Journal*. **10 (1)** : 3-21.
- Khalko V.V., Khalko N.A., 2002.** Comparative analysis of diurnal variations in lipid composition of juvenile roach *Rutilus rutilus* at unlimited food availability and starvation. *J. Ichthyol* **43(6)**:471-482.
- Khammar H., 2007.** Caractères chimiques des effluents urbains introduits au littoral d'Annaba Mémoire de Magister. Université d'Annaba. 49 p.
- Khandaker M.U, Asaduzzaman K., Nawi S.M., Usman A.R., Amin Y.M., Daar E., Bradley D.A., Ahmed H., Okhunov A.A., 2015.** Assessment of Radiation and heavy metals risk due to the dietary intake of marine fishes (*Rastrelliger Kanagurta*) from the straits of Malacca. *Plos one* **10(6)** : e 0128790.doi :10.1371/journal.pone30128790.

## Références bibliographiques

- Khati-Hadj Moussa W., 2009.** Etude de la qualité des eaux du golfe d'Annaba par l'utilisation d'un mollusque sentinelle, la moule *Perna perna*: essai in vivo et in situ. Application à la biosurveillance de l'environnement marin. Thèse de doctorat. Univ. Annaba. Laboratoire écosystème marins et littoraux. 87P.
- Khebbeb M.E.H., Gaouaoui R. & Bendjeddou F., 2008.** Tebufenozide effects on the reproductive potentials of the Mediterranean flour moth, *ephestia kuehnielle*. *Afric. J. Biotech.*, **7 (8)** : 1166-1170.
- Kheriji S., Rabeh I., El cfsi M., Bouriga1 N., Masmoudi W., Romdhane M.S., 2017.** Etude de la composition lipidique des juvéniles de *Liza aurata* acclimatés à l'eau douce et à l'eau de mer. *Journal of new sciences, Sustainable Livestock Management*, **3(1)** : 48- 55.
- Khitouni I.K., Mihoubi N.B., Bouain A., Rebah F.B., 2014.** Seasonal variations in proximate and fatty acid composition of golden grey mullet *Liza aurata* (Risso, 1810) from the Tunisian coast. *International Journal of Agricultural Policy and Research* **2(7)**: 273-280.
- Khelifi-Touhami M., Ounissi M., Saker I., Haridi A., Djorfi S. & Abdenour C., 2006.** the hydrology of the Mafrag estuary (Algeria) : Transport of inorganic nitrogen and phosphorus to the adjacent coast. *J. Food. Agric. Environ.*, **4(2)** : 340-346.
- Kilani-Morakchi S, Badi A, Aribi N, Farine JP, Soltani N., 2014.** Toxicity of Tebufenozide, an ecdysteroid agonist, to *Blattella germanica* (Blattodea: Blattellidae). *African Entomology*. **22(2)**: 337-342.
- Kirane-Amrani L., Yezli Touiker S. & Soltani-Mazouni N., 2015.** Effect of imidazole derivative KK-42 on in vivo development and ecdysteroid levels in pupal stage of meal-worms. *Fresenius Environmental Bulletin* **24(5a)**:1856 – 1861.
- Kizek R., Vacek J., Trnková L., & Jelen F., 2004.** Cyclic voltammetric study of the redox system of glutathione using the disulfide bond reductant tris (2-carboxyethyl) phosphine. *Bioelectrochemistry.*, **63** : 19-24.
- Kopecka J., Lehtonen K.K., Barsiene J., Broeg K., Vuorinen P.J., Gercken J., Pempkowiak J., 2006.** Measurements of biomarker levels in flounder (*Platichthys flesus*) and blue mussel (*Mytilus trossulus*) from the Gulf of Gdańsk (southern Baltic). *Mar. Pollut. Bull.*, **53(8-9)**: 406-21.
- Kouzayha A., 2011.** Développement des méthodes analytiques pour la détection et la quantification de traces des HAP et de pesticides dans l'eau. Application à l'évaluation de la qualité des eaux libanaises. Thèse de Doctorat. Université BORDEAUX 1. Spécialité : Chimie Analytique et Environnement. 231 p.
- Labrot J., Ribera D., Saint-Denis M. & Narbonne J.F., 1996.** In vitro and in vivo study of potential biomarkers of lead and Uranium contamination : lipid peroxidation, acetylcholinesterase and glutathione peroxidase activities in three non mammalian species. *Biomarkers.*, **1** : 21-28.

## Références bibliographiques

- Ladret J.P. 1974.** Contribution à l'étude de *Mugil cephalus* "sensu lato" et comparaison avec d'autres espèces de Mugilidés. Thèse Doct. 3ème cycle, Univ. Paris VI (France), 107 p.
- Lagdic L., Caquet T., Amiard J.C. & Ramade F., 1997.** Biomarqueurs en écotoxicologie. Aspects fondamentaux. Masson (Eds). Paris : 1-9.
- Lam Hoai T., 1971.** Note sur la croissance du Mulet *Mugil (Liza) auratus* Risso 1810 (Téléostéens Mugilidé) dans la partie orientale du golfe du Morbihan. Trav. Labo. Halieutique, Université Rennes, 5: 27p.
- Lannig G., Flores J.F. & Sokolova I.M., 2006.** Temperature-dependent stress response in oysters, *Crassostrea virginica* : Pollution reduces temperature tolerance in oysters. *Aqua. Toxicol.*, **79** : 278- 287.
- Lau P.S., Wong H.L., Carrigues P. H., 2004.** Seasonal variation in antioxidative responses and acetylcholinesterase activity in *Perna viridis* in eastern oceanic and western estuarine waters of Hong Kong. *Cont. Shelf. Res.* **24(16)** : 1969-1987.
- Lawal-Are A.O., Kusemiju K. 2010.** Effect of salinity on survival and growth of blue crab, *Callinectes amnicola* from Lagos Lagoon, Nigeria. *J. Environ. Biol.*, **31(4)**: 461-464.
- Leaver M.J., Clarke D.J. & George S.D., 1992.** Molecular studies of the phase II xenobiotic conjugative enzymes of marine pleuronectid flatfish. *Aqua. Toxicol.*, **22** : 265-278.
- Lee R.F., 1993.** Passage of xenobiotics and their metabolites from hepatopancreas in to ovary and oocytes of blue crabs, *Callinectes sapidus*. Possible implications for vitellogenesis. *Mar. Environ. Res.*, **35** : 181-187.
- Lefrançois C, Lagardère J.P., Claireaux G., 1998.** Heart rate telemetry to study environmental influences on fish metabolic expenditure. In: Developments in Hydrobiology-Advances in invertebrates and fish telemetry (J.P. LAGARDERE & M.L. and Claireaux G. BEGOUT ANRAS ed), pp. 215-224. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Boston, London.
- Lefrançois C., & Claireaux G., 2003.** Influence of ambient oxygenation and temperature on metabolic scope and scope for heart rate in the common sole *Solea solea*. *Mari. Eco. Pro. Ser.* **259** : 273–284.
- Le Gal Y., Lagadic L., Le Bras S., Ramade F., 1997.** Charge énergétique en adénylates (CEA) et autres biomarqueurs associés au métabolisme énergétique. In: Lagadic L., Caquet T., Amiard J. C., Ramade F. Biomarqueurs en écotoxicologie : aspects fondamentaux. Masson, Paris, pp. 241-285.
- Leinio S., Lehtonen K.K., 2005.** Seasonal variability in biomarkers in the bivalves *Mytilus edulis* and *Macoma Balthica* from the northern Baltic sea. *Comp. Bioch. Phy. Part C.* **140** : 408-412.
- Leticia A.G., Gerardo G.B., 2008.** Determination of esterase activity and characterization of cholinesterases in the reef fish *Haemulon plumier*. *Ecotox. Environ. Safe.*, **71**: 787–797.

## Références bibliographiques

- Lisboa V., Barcarolli I.F., Sampaio L.A., Bianchini A., 2015.** Effect of salinity on survival, growth and biochemical parameters in juvenile Lebranch mullet *Mugil liza* (Perciformes: Mugilidae). *Neotrop. ichthyol.* **13 (2)** : 447- 452.
- Little E.E., Archeski R.D., Flerov B.A. & Koslovskay V.I., 1990.** Bihavioural indicators of sublethal toxicity in rainbow trout. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, **19** : 380-385.
- Livingstone, D.R., 2001.** Contaminant-stimulated reactive oxygen species production and oxidative damage in aquatic organisms. *Mar. Pollut. Bull.*, **42**: 656–666.
- Livingstone D.R., 2001.** Contaminant-stimulated reactive oxygen species production and oxidative damage in aquatic organisms. *Mar. Pollut. Bull.*, **42** : 656-666.
- Loayza-Muro R. & Elias-Letts R., 2007.** Responses of the mussel *Anodonta imbecilis* (Unionidae) to environmental stressors : Effect of pH, temperature and metals on filtration rate. *Environ. Pollut.*, **149** : 209-215.
- Long S.M., Ryder K.J. & Holdway D.A., 2003.** The use of respiratory enzymes as biomarkers of petroleum hydrocarbons exposure in *Mytilus edulis plumuatus*. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **55** : 261-270.
- Loucif-Ayad W., Aribi N. & Soltani N., 2008.** Evaluation of secondary effects of some acaricides on *Apis mellifera intermissa* (Hymenoptera, Apidae) : acetylcholinesterase and glutathione S-transferase activities. *Europ. J. Sci. Res.*, **21 (4)** : 642-649.
- Louiz I.M. Ben-attia W., Gaddacha O., Palluel S., Aït-aïssa O.K., Ben hassine., 2017.** Seasonal variations of oxidative stress biomarkers in *Z. ophiocephalus* and *G. niger* in an unpolluted site on the northeastern coast of Tunisia. *Journal of new sciences, Sustainable Livestock Management*, **4(2)** : 69-78.
- Lubet P., Chappuis J.G., 1996.** Nutrition des lamellibranches. *Océanis* 4(1) : 23-24. Paris. **158 (II)** : 2125-2128.
- Lushchak V.I., 2011a.** Environmentally induced oxidative stress in aquatic animals. *Aquat. Toxicol.* **101** : 13–30. Doi:10.1016/j.aquatox.2010.10.006.
- Madeira D., Narciso L., Cabral H., 2013.** Influence of temperature in thermal and oxidative stress responses in estuarine fish. *Comp. Biochem. Physiol. A Mol. Integr. Physiol.* **166(2)** : 237–243. doi:http://dx.doi.org/10.1016/j.cbpa.2013.06.008.
- Maes V., 2014.** Le métabolisme énergétique chez un cyprinidé d’eau douce, le gardon *Rutilus rutilus* : vers le développement de nouveaux biomarqueurs en lien avec la contamination par des produits phytosanitaires. Thèse de Doctorat de l’Université de Reims Champagne-Ardenne. 337 pp.

## Références bibliographiques

- Magnuson J.J., Brandt S.B. & Stewart D.J. 1979.** Habitat preferences and fishery oceanography. In: Fish behavior and its use in the capture and culture of fishes (J.E. Bardach, J.J. Magnuson R.C. May & J.M. Reinhart eds.), pp. 371-381. ICLARM Conference Proceedings, Manila Philippines.
- Malek R.L., Sajadi H., Abraham J., Grundy M.A., Gerhard G.S., 2004.** The effects of temperature reduction on gene expression and oxidative stress in skeletal muscle from adult zebrafish. *Comp. Biochem. Physiol. C. Toxicol. Pharmacol.* **138** : 363-73.
- Malmezat T., Breuille D., Capitan P., Mirand P.P. & Obled C., 2000.** Glutathione turnover is increased during the acute phase of sepsis in rats. *J. Nutr.*, **130** :1239-1246.
- Marcano D., Cardillo E., Rodriguez C., Poleo G., Gago N. & Montegot C., 1996.** Chimie de l'eau de mer. Institut d'oceanographie, paris.
- Markert B.A., Breure A.M., Zechmeister H.G., 2003.** Bioindicators and Biomonitoring. Principles, Concepts and Applications. (Vienne : Elsevier).
- Martins J.C. Campos A., Osório H., Fonseca R.T. & Vasconcelos V., 2014.** Proteomic profiling of cytosolic glutathione S-transferase from three bivalves species : *Corbicula fluminea*, *Mytilus galloprovincialis* and *Andonta cygnea*. International journal of Molecular Sciences. **15** : 1887-1900. DOI : 10.3390/ijms 15021887.
- Manduzio H., Rocher B., Durand F., Galap C., Leboulenger F., 2005.** The point about oxidative stress in mollusks. *J. Invert. Surv.*, **2** : 91-104.
- McCarthy J.F. & Shugart L.R., 1990.** Biomarkers of environmental contamination. Boca Raton Floride, Lewis (Eds.).
- McKenzie D.J., Garofalo E., Winter M.J., Ceradini S., Verweij F., Day N., Hayes R., Van der Oost R., Butler P.J., Chipman J.K., Taylor E.W., 2007.** Complex physiological traits as biomarkers of sub-lethal toxicological effects of pollutant exposure in fishes. *Philos. Trans. R. Soc. Lond. B. Biol. Sci.* **362** : 2043-2059.
- Mebarki R., Khebbab M.E.H., Soltani N., 2015.** Biomonitoring of El Mellah Lagoon (Northeast, Algeria): Seasonal variation of biomarkers in *Cerastoderma glaucum* (Mollusc, Bivalvia). *Journal of Entomology and Zoology studies.*, **3(4)**: 408-413.
- Meister A. & Anderson M.E., 1983.** Glutathione. *Ann. Rev. Biochem.*, **52** : 711-760.
- Meister A., 1988.** Glutathione metabolism and its selective modification. *J. Biol. Chem.*, **263** : 17205-17208.
- Merad I. & Soltani N. 2017.** Sublethal effects of cadmium on energy reserves in the edible Mollusk *Donax trunculus*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, **5(1)**: 100-105.

## Références bibliographiques

- Merayo C.R., 1996.** Seasonal changes in the biochemical composition of the muscle and liver of bib (*Trisopterus luscus L.*) (Pisces, Gadidae) from the Cantabrian Sea (N Spain). *Scientia Marina* **60(4)**: 489-495.
- Meskache R. & Soltani-Mazouni N., 2013.** Activité comparée de quatre agonistes de l'hormone de mue chez *Ephestia kuehniella*: composition biochimique des testicules et potentiel reproducteur. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **138 (1-4)** : 177-187.
- Milinkovitch T., Lucas J., Le Floch S., Thomas-Guyon H., Lefrançois C., 2012.** Effect of dispersed crude oil exposure upon the aerobic metabolic scope in juvenile golden grey mullet (*Liza aurata*). *Mar. Pollut. Bull.*, **64**: 865–871.
- Minier C., Abarnou A., Jaouen –Madoulet A., Le Guellec A.M., Tutundjian R., Bocquené G., Leboulenger F., 2006.** A pollution-monitoring pilot study involving contaminant and biomarker measurements in the Seine Estuary, France, using Zebra mussels (*Dreissena polymorpha*). *Environmental Toxicology and Chemistry*. **25(1)** : 112-119.
- Mokbel H., ElMoll A., Liaud C., & Millet M., 2015.** Développement de méthodes d'analyses pour évaluer les niveaux de contamination atmosphérique d'OCP, PCB et HAP. *Lebanese Science Journal*. **16 (2)** : 47-64.
- Molven A. & Goksoyr A., 1993.** Biological effects and biomonitoring of organochlorines and polycyclic aromatic hydrocarbons in the marina environment. *Ecotoxicologie Monitoring*. Richardson M., Weinheim, Germany, VCH : 137-162 pp.
- Moore M.N., Depledge M.H., Readman J.W. & Paul Leonard D.R., 2004.** An integrated biomarker-based strategy for ecotoxicological evaluation of risk in environmental management. *Mutat. Res.*, **552** : 247-268.
- Morsli M.S., Merad I., Khebbeb M.E.H. & Soltani N., 2015.** Potential hazards of a chitin synthesis inhibitor diflubenzuron in the shrimp *Penaeus kerathurus*: biochemical composition of the hemolymph and muscle during the molt cycle. *Advances in Environmental Biology.*, **9(3)**: 518-525.
- Nabti D, Achou M, Soltani N., 2014.** Evaluating the Effects of Pesticides Used in East-Algerian Orchards on *Apis mellifera intermissa*: Enzymatic Activity of Acetylcholinesterase. *Academic Journal of Entomology.*, **7(4)**:128-133.
- Naji A., Ismail A., Kamrani E., Sohrabi T., 2014.** Correlation of MT Levels in Livers and gills with heavy metals in Wild Tilapia (*Oreochromis mossambicus*) from the Klang River, Malaysia. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, **92** : 674-679.
- Najimi S., Bouhaimaimi A., Daubeze M., Zekhnini A., Pellerin J., Narbonne J.F. & Moukrim A., 1997.** Use of acetylcholinesterase in *Perna perna* and *Mytilus galloprovincialis* as a biomarker of pollution of Agadir marine bay (South of Morocco). *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, **58** : 901-912.



## Références bibliographiques

- Napierska D., Podolska M., 2005.** Biomarkers of contaminant exposure: results of a field study with flounder (*Platichthys flesus*) from the southern Baltic Sea. *Mar. Pollut. Bull.*, **50** :758–767.
- Narbonne J.F., Daubeze M., Clerandeanu C., & Garrigues P., 1999.** Scale of classification based on biochemical markers in mussels : application to pollution monitoring in European coasts. *Biomarkers.*, **6** : 415-424.
- Ndiaye A., 2012.** Réponses du *tilapia Sarotherodon melanotheron* aux stress multiples (salinité et contaminants chimiques) : approche multi-paramétrique. Thèse de doctorat. Option :écosystèmes. Université de Montpellier II. 227p.
- Neveu A., Riou C., Bonhomme M., Chassin P., & Papy F., 2001.** L'eau dans l'espace rural, vie et milieux aquatiques. Paris. 3-62 pp.
- Nisbet M., Verneau J., 1970.** Composantes chimiques des eaux courantes. *Ann. Limnol. T 6 Fasc. 2* : 161-190.
- Noël L., Chafey C., Testu C., Pinte J., Velge P., Guerin T., 2011.** Contamination levels of lead, cadmium and mercury in imported and domestic lobsters and large crab species consumed in France: differences between white and brown meat. *J. Food. Compos. Anal.* **24**: 368–375.
- Norouzi M., & Bagheri M., 2015.** The chemical composition of golden grey mullet *Liza aurata* in southern Caspian Sea during sexual rest and sexual ripeness. A.A.C.L. International journal of bioflux société, **8 (4)** : 517-525.
- Norris D.O., Donahue S., Dores R.M., Lee J.K., Maldonado T.A., Ruth T. & Woodling J.D., 1999.** Impaired adrenocortical response to stress by brown trout, living in metal-contaminated waters of the Eagle River, Colorado. *General. Comp. Endocrinol.*, **113** : 1-9.
- Nouacer S., 2002.** Biologie et écologie du sparillon *Dioldus annularis* du golfe d'Annaba. Thèse de Magister. Université d'Annaba. 85p.
- Nunes B., Carvalho F., Guilhermino L., 2003.** Characterization of total head cholinesterases of *Gambusia holbrooki* (mosquitofish), and the assessment of effects induced by two environmental contaminants. *J. Enzyme Inhib. Med. Chem.*, **20**: 369–376.
- Oliveira M., Maria V.L., Ahmad I., Serafim A., Bebianno M.J., Pacheco M., Santos M.A., 2009.** Contamination assessment of a coastal lagoon (Ria de Aveiro, Portugal) using defence and damage biochemical indicators in gill of *Liza aurata* – An integrated biomarker approach. *Envi. Pollu.* **157(3)** : 959-967.
- Oliveira M., Gravato C., Guilhermino L., 2011.** Acute toxic effects of pyrene on *Pomatoschistus microps* (Teleostei, Gobiidae): Mortality, biomarkers and swimming performance. *Ecological Indicators*, **19** : 206-214.

## Références bibliographiques

- Onivogui G., Balde S., Bangoura K., & Barry M.K., 2015.** Evaluation des risques de pollution en métaux lourds (Hg, Cd, Pb, Co, Ni, Zn) des eaux et des sédiments de l'estuaire du fleuve Konkouré (Rep. de Guinée). *Afrique Science: Revue Internationale des Sciences et Technologie*, **9(3)** : 36-44.
- Oros D.R., Ross J.R.M., Spies R.B. & Mumley T., 2007.** Polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) contamination in San Francisco Bay : A 10-year retrospective of monitoring in an urbanized estuary. *Environ. Res.*, **105** : 1-118.
- Oruc E.O. & Usta D., 2007.** Evaluation of oxidative stress responses and neurotoxicity potential of diazinon in different tissues of *Cyprinus carpio*. *Environ. Toxicol. Pharmacol.*, **95** : 48-55.
- Ouakid M.L., Farine J.P. & Soltani N., 2005.** Effets des extraits de plantes associés au chêne – liège sur l'attraction en enceinte des chenilles de *lymantria dispar*. *IOBC/wprs Bull.*, 28(8): 171-178.
- Ould Mohamed Vall M., 2004.** Etude de la dynamique des systèmes d'exploitation et de l'écobiologie de la reproduction de trois Mugilidés : (*Mugil cephalus*, *Liza aurata* et *Mugil capurii*) et analyse de leurs stratégies d'occupations des secteurs littoraux mauritaniens et de leurs possibilités d'aménagement. Thèse de doctorat. Université de Nice. 146 p.
- Ounissi M., Frehi H., & Khelifi-Touhami M., 1998.** Composition et abondance du zooplancton en situation d'eutrophisation dans un secteur côtier du golfe d'Annaba (Algérie). *Annal. Inst. Océano*.
- Ounissi M., 2007.** Devenir et incidences des flux de matières continentales enrichissantes et polluantes dans le littoral d'Annaba. Bilan final du projet de recherche ONEDD/MATE/05/04 : 11 p.
- Ozmen N., Sener S., Mete A., & Kucubay H., 1999.** In vitro and In vivo acetylcholinesterase inhibition effect of new classes of organophosphorus compounds. *Environ. Toxicol. Chem.*, **18** : 241-246.
- Padilla S., 1995.** Regulation and research issues related to cholinesterase inhibition. *Toxicol.*, **1**; **102(1-2)**: 215-220.
- Panagiotopoulos P., 1916.** Piscifaculture marine et les poissons de la lagune de Missolonghi. *Bull. Stat. Biol. Minist. Econom. Nat. Athènes* : 331-332.
- Parant M., 1998.** Le métabolisme des xénobiotiques chez les Bivalves. *Sci. Life.*, **321** : 485-494.
- Parsons P.A., 1989.** Environmental stresses and conservation of natural populations. *Ann. Rev. Ecol. Syst.*, **20** : 29-49.
- Pasquaud S., 2006.** Les relations trophiques : éléments de structuration des peuplements ichtyologiques en milieu estuarien, application à l'estuaire de la Gironde. Thèse de Doctorat. Université Bordeaux I. 239 p.

- Pawar S.M., Sonawane S.R., 2013.** Fish muscle protein highest source of energy. *International Journal of Biodiversity Conservation*, **5 (7)**: 433-435.
- Peakall D., 1994.** Biomarkers : the way forward in environmental assessment. *Toxicol. Ecotoxicol. News.*, **1** : 55-60.
- Pellet B., Geffard O., Lacour C., Kermoal T., Gourlay-Francé C., Tusseau-Vuillemin M.H., 2009.** A model predicting waterborne cadmium bioaccumulation in *gammarus pulex* : the effects of dissolved organic ligands, calcium, and temperature. *Environmental Toxicology and Chemistry*. **28 (11)** : 2434-2442.
- Perceval O., Pinel-Alloul B., Methot G., Couillard Y., Giguere A., Campbell P.G. & Hare L., 2002.** Cadmium accumulation and metallothionein synthesis in freshwater bivalves (*Pyganodon grandis*) : relative influence of the metal exposure gradient versus limnological variability. *Environ. Pollut.*, **118** : 5-17.
- Pereira P., De Pablo H., Vale C., Pacheco M., 2009.** Combined use of environmental data and biomarkers in fish (*Liza aurata*) inhabiting an eutrophic and metal-contaminated coastal system-gills reflect environmental contamination, *Mar. Env. Res.*, doi :10.1016/j.marenvres.2009.08.003.
- Pezo R., Maco J. & Canepa J., 1985.** Contaminacion ambiental por actividades petroleras en los rios Pastaza, Tigre, Corrientes, Samiria y Amazonas. Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), Iquitos, Peru, 59 pp. In : Loayza-Muro R. & Elias-Letts R., 2007. Responses of the mussel *Anodontites trapesialis* (Unionidae) to environmental stressors : Effects of pH, temperature and metals on filtration rate. *Environ. Pollut.*, **149** : 209-215.
- Pfeifer S., Schiedek D., Dippner J.W., 2005.** Effect of temperature and salinity on acetylcholinesterase activity a common pollution biomarker in *Mytilus sp.* From the southwestern Baltic Sea. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* **10** : 41-47.
- Philips D.J.S. & Rainbow P.S., 1994.** Biomonitoring of trace aquatic contaminants. Chapman and Hall, London.
- Pilla S., Ratnakala M., Vijaya Lakshmi M., Sree Ramulu K., 2014.** Biochemical compositions in muscle and liver of normal and infected fish of *Lutjanus johni* off Visakhapatnam coast. *Research Inventy: International Journal of Engineering and Science* 4(9):38-42.
- Pörtner H.O., Berdal B., Brix O., Colosimo A., De Wachter B., Giuliani A., Johansen T., Fischer T., Knust R., Lannig G., Naevdal G., Nedenes A., Nyhammer G., Sartoris F.J., Serendero I., Sirabella P., Thorkildsen S. & Zakhartsev M., 2001.** Climate induced temperature effects on growth performance, fecundity and recruitment in marine fish : developing a hypothesis for cause and effect relationships in Atlantic cod (*Gadus morhua*) and common eelpout (*Zoarces viviparus*). *Cont. Shelf. Res.*, **21** : 1975-1997.
- Priede I.G., 1985.** Metabolic scope in fishes. In: Tytler P, Calow P (eds) *Fish energetics-new perspectives*. Croom Helm, London, p 33-64.

## Références bibliographiques

- Prudente M., Kim E.Y., Tanabe S., Tatsukawa R., 1997.** Metal levels in some commercial fish species from Manila Bay, the Philippines. *Mar. Pollut. Bull.*, **34(8)**: 671-674.
- Pryor W.A. & Godber S.S., 1991.** Noninvasive measures of oxidative stress status in humans. *Free Radicals. Biol. Med.*, **10** : 177-184.
- Quiniou F., Damiens G., Gnassia-Barelli M., Geffard A., Mounyrcac C., Budzinski H. & Roméo M., 2007.** Marine water quality assessment using transplanted oyster larvae. *Environ. Internat.*, **33** : 27-33.
- Raeisi S., Alishahi A.R., Shaban-Pour B., Ojagh S.M., Sharifi-Rad J., Iriti M., 2015.** Nutritional Composition and Antioxidant Activity of Vobla-roach (*Rutilus rutilus caspicus*) Muscle Tissue Exposed to Heavy Metals. *Bull. Env. Pharmacol. Life Sci.*, **4(2)** : 83-90.
- Rajkumar J.S.I. & John-Milton M.C., 2011.** Biochemical markers of oxidatives stress in Mugil cephalus exposed to cadmium, copper, lead and zinc. *International Journal of Pharma and Biosciences*. **2(3)**: 41-50.
- Rajkumar J.S.I & Tennyson S., 2013.** Acute effects of chromium on bioaccumulation and biochemical profile of *Mugil cephalus* (Linnaeus, 1758). *International Journal of Advanced Life Sciences (IJALS)*., *IJALS*, **6 (2)** : 107-115.
- Rambabu J.P., Rao M.B., 1994.** Effect of an organochlorine and three organophosphate pesticides on glucose, glycogen, lipid, and protein contents in tissues of the freshwater snail *Bellamya dissimilis* (Müller). *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, **53**: 142–148.
- Randall D.J., 1968.** Functional morphology of the heart in fishes. *American Zoologist* **8** : 179-189.
- Rao J.V., Kavitha P., Srikanth K., Usman P.K. et Rao T.G., 2007.** Environmental contamination using accumulation of metals in marine sponges, *Sigmadocia fibulata* inhabiting the coastal waters of Gulf of Mannar, India. *Toxicol. Environ. Chem.* **89**: 487–498.
- Rawn, D.F.K., Forsyth D.S., Ryan J.J., Breakell K., Verigin V., Nicolidakis H., Hayward S., Laffey P., Conacher H.B.S., 2006.** PCB, PCDD and PCDF residues in fin and non-fin fish products from the Canadian retail market 2002. *Science of the Total Environment*, **359** : 101-110.
- Rehbein H., Oehlenschlager J., 2009.** Fishery products : quality, safety and authenticity. John Wiley and Sons Publishing, 496 pp.
- Remili S. & Kerfouf A., 2013.** Évaluation de la qualité physico-chimique et du niveau de contamination métallique (Cd, Pb, Zn) des rejets d'eaux usées d'Oran et de Mostaganem (littoral Ouest algérien). *Physio-Géo.*, **(7)** : 165-182. DOI : 10.4000/physio-geo.3258.
- Rharbi N., 2000.** Importance des paramètres hydrologiques et phytoplanctoniques sur la croissance de l'huître *Crassostrea gigas* en élevage dans la lagune d'Oulida. Thèse de Doctorat d'état, Faculté des Sciences Ben Msik, Casablanca. 217 p.

## Références bibliographiques

- Ribeiro S., Sousa J.P., Nogueira A.J.A., Soares A.M.V.M., 2001.** Effect of endosulfan and parathion on energy reserves and physiological parameters of the terrestrial isopod *Porcellio dilatatus*. *Ecotox. Environ. Safe.* **49** : 131–138.
- Richardson B.J., Mak E., De luca-Abbott S.B., Martin M., McClellan K., Lam P.K.S., 2008.** Antioxidant responses to polycyclic aromatic hydrocarbons and organochlorine pesticides in greenlipped mussels (*Perne viridis*) : do mussels “integrate” biomarker responses ? *Mar. Pollut. Bull.*, **57** : 503-514.
- Richmonds C. & Dutta H.M., 1992.** Effect of malathion on optomotor behaviour of blue gill sunfish *Lepomis macrochirus*. *Comp. Biochem. Physiol.*, **102** : 523-526.
- Ringwood A.H., Conners D.E., Keppler C.J. & Dinovo A.A., 1999.** Biomarkers studies with juvenile oysters (*Crassostrea virginica*) deployed in situ. *Biomarkers.*, **4**: 400-414.
- Ritola O., Lytikainen T., Pylkko P. & Molsa H. & Lindström-Seppä P., 2000.** Glutathione-dependent defense system and monooxygenase enzyme activities in Arctic charr (*Salvelinus alpinus* L.) exposed to Ozone. *Aquaculture.*, **185**: 219-233.
- Roche H., Buet A. & Ramade F., 2003.** Mise en évidence et validation de biomarqueurs écotoxicologiques dans la population d’anguille d’un étang de la réserve naturelle nationale de Camargue, la vaccaire exposée à des polluants organiques persistants. *Rev. Ecol.*, **58** : 127-141.
- Rodier J. 1984.** L’analyse de l’eau : Eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. Edition Dunod Paris.
- Rodier J., Bazin C., Broutin J.C., Chambon P., Champsaur H., Rodi L., 1996.** L’analyse de l’eau 8<sup>ème</sup> édition, Dunod, Paris. 1383p.
- Rodrigues S.R., Caldeira C., Castro B.B., Gonçalves F., Nunes B., Antunes S.C., 2011.** Cholinesterase (ChE) inhibition in pumpkinseed (*Lepomis gibbosus*) as environmental biomarker: ChE characterization and potential neurotoxic effects of xenobiotics. *Pestic. Biochem. Physiol.*, **99**: 181–188.
- Roméo M., Hoarau P., Garello G., Gnassia-Barelli M., Girard J.P., 2003.** Mussel transplantation and biomarkers as useful tools for assessing water quality in the NW Mediterranean. *Environ. Pollut.*, **122** (3) : 369-378.
- Roméo M., Damiens G., Amiral S. & Gnassia-Barelli M., 2004.** Biosurveillance de l’environnement par la mesure de biomarqueurs chez la moule *Mytilus galloprovincialis* transplantée en baie de Cannes (Méditerranée Nord-occidentale, France). *Bull. Inst. Sci. Technol. Mer.*, 85-88.
- Rouane-Hacene O., 2013.** Biosurveillance de la qualité des eaux côtières du littoral occidental algérien, par le suivi des indices biologiques, de la biodisponibilité et la bioaccumulation des métaux lourds (Zn, Cu, Pb et Cd) chez la moule *Mytilus galloprovincialis*. Université d’Oran. 295 p.

## Références bibliographiques

- Rouibi A., Bouchema W-F., Loucif-Ayad W., Achou M., Soltani N., 2016.** Risks assessment of two acaricides (fluvalinate and oxalic Acid) in *Apis mellifera intermissa* (Hymenoptera, Apidae): Acetylcholinesterase and glutathione S-transferase activities. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. **4(2):** 503-508.
- Roule L. 1915.** La biologie migratrice des poissons du genre *Mugil* dans l'étang de Thau. *C.R. Acad. Sci. Paris.*, **79:** 634-637.
- Roy P.K., Lall S.P., 2006.** Mineral nutrition of haddock *Melanogrammus aeglefinus* (L.): a comparison of wild and cultured stock. *Journal of Fish Biology*. **68(5):** 1460-1472.
- Ruus A., Sandvik M., Ugland K.I. & Skaare J.U., 2002.** Factors influencing activities of biotransformation enzymes, concentrations and compositional patterns of organochlorine contaminants in members of a marine food web. *Aquatic toxicology*. **61 :** 73-87.
- Saglio P., Trijasse S. & Azam D., 1996.** Behavioural effects of water-born carbofuron in goldfish. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, **31 :** 232-238.
- Saker I.E., 2007.** Pollutions chimiques par les effluents industriels directs introduits au littoral d'Annaba. Mémoire de Magister. Université d'Annaba. 34 p.
- Sanchez J.C., 2001.** Wildlife exposure to organophosphorus insecticides. *Rev. Environ. Contam. Toxicol.*, **172 :** 21-63.
- Sancho E., Ferrando M.D., Fernández C., Andreu E., 1998.** Liver energy metabolism of *Anguilla anguilla* after exposure to fenitrothion. *Ecotox. Environ. Safe.*, **41:** 168–175.
- Sargent J., Henderson R.J., Tocher D.R., 1989.** The lipids. In: Halver JE (Ed) *Fish Nutrition*. Academic Press, London, pp 154–209.
- Sarker S., Ray D. & Sshrivastava A.N., 2006.** Molecular biomarkers : Their significance and application in marine pollution monitoring. *Ecotoxicol.*, **15 :** 333-340.
- Satchell G.H. 1991.** Physiology and form of fish circulation. p. 1–235. Cambridge Univ. Press, Cambridge, UK.
- Scherer E., 1992.** Behavioural responses as indicators of environmental alteration : approaches, results, developments. *J. Appl. Ichtyol.*, **8 :** 122-131.
- Sepulveda M., Quinn B., Denslow N., Holm S. & Gross T., 2003.** Effects of pulp and paper mill effluents on reproductive success of largemouth bass. *Environ. Toxicol. Chem.*, **1 :** 205-213.
- Shibko S., Koivistoinen P., Tratnyneck C., Newhall A. & Freidman L., 1966.** A method for the sequential quantitative separation and glycogen from a single rat liver homogenate or from a sub cellular fraction. *Anal. Biochem.*, **19 :** 415-428.
- Shpigel M., Barber B.J. & Mann R., 1992.** Effects of elevated temperature on growth, gametogenesis, physiology and biochemical and glycogen from a single rat liver homogenate or from a sub cellular fraction. *Anal. Biochem.*, **19 :** 415-428.

## Références bibliographiques

- Sifi K., 2009.** Biosurveillance de la qualité des eaux du golfe d'Annaba : Croissance, composition chimique et dosage de biomarqueurs du stress environnementale chez *Donax trunculus* (Mollusque ; Bivalve). Thèse de Doctorat en Biologie Animale. Université d'Annaba. 229p.
- Sifi K., Amira A. & Soltani N., 2013.** Oxidative stress and biochemical composition in *Donax trunculus* (Mollusca, Bivalvia) from the gulf of Annaba (Algeria). *Advances in Environmental Biology*, **7(4)** : 595-604.
- Stará A., Machova J., Velisek J., 2012.** Effect of chronic exposure to simazine on oxidative stress and antioxidant response in common carp (*Cyprinus carpio L.*). *Environ. Toxicol. Pharmacol.* **33** : 334–43. doi:10.1016/j.etap.2011.12.019.
- Stecke J.R.P. Bendell-Young L.I., 2000.** Uptake of <sup>109</sup>Cd from sediments by the bivalves *Macoma balthica* and *protothaca staminea*. *Aqua. Toxicol.*, **147** : 147-159.
- Stein Ross S., Aykut Barka A., James Dieterich H., 1997.** Progressive failure on the North Anatolian fault since 1939 by earthquake stress triggering. *Geophysical Journal International*. **128** : 594 - 604.
- Solé M., Rodríguez S., Papiol V., Maynou F., Cartes J.E., 2009.** Xenobiotic metabolism markers in marine fish with different trophic strategies and their relationship to ecological variables. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology* **149** : 83-89.
- Somero G.N., 2004.** Adaptation of enzymes to temperature: searching for basic “strategies”. *Comp. Biochem. Physiol. Part B*, **139**: 321–333.
- St-Amand L., Gagnon R., Packard T.T., Savenkoff C., 1999.** Effects of inorganic mercury on the respiration and the swimming activity of shrimp larvae, *Pandalus borealis*. *Comp. Biochem. Physiol. Part C*, **122**: 33–43.
- Steadman B.L., Farag A.M. & Bergman H.L., 1991.** Exposure-related patterns of biochemical indicators in rainbow trout exposed to n<sup>o</sup>2 fuel oil. *Environ. Toxicol. Chem.*, **10**: 365-374.
- Stegeman J.J., Bruwer M., Di Giulio R.T., Forlin L., Flower B.A., Sanders B.M. & Van Veld P.A., 1992.** Molecular responses to environmental contamination : enzyme and protein systems as indicators of chemical exposure and effect. In : Huggett R.J., Kimerle R.A., Merhle P.M. & Bergman H.L., (Eds.), *Biomarkers : Biochemical, Physiological and Histological Markers of Anthropogenic Stress*. A Special Publication of SETAC. Lewis Publisher, Chelsea, MI., 235-335.
- Sturn A., Worgam J., Segner H. & Liess M., 2000.** Different Sensitivity to organophosphate of acetylcholinesterase and butyrylcholinesterase from three-spined stickleback (*Gasterosteus vaculeatus*) : application on biomonitoring. *Environ. Toxicol. Chem.*, **19** : 1607-1617.
- Sibly R.M. & Calow P., 1986.** *Physiological ecology of animals. An evolutionary approach.* Blackwell Scientific, London.
- Sies H., 1999.** Glutathione and its role in cellular functions. *Free Radical. Biol. Med.*, **27** : 916-921.

## Références bibliographiques

- Silbergeled E.K., 1993.** Neurochemical approaches as indicators of environmental biochemical markers of neurotoxicity : Review of current status and evaluation of future projects. *Environ. Res.*, **63** : 274-286.
- Smolders R., Bervoets L., De Coen W. & Bulst R., 2004.** Cellular energy allocation in zebra mussels exposed along a pollution gradient : linking cellular effects to higher levels of biological organization. *Environ. Pollut.*, **129** : 99-112.
- Smolders R., Baillieul M. & Blust R., 2005.** Relationship between the energy status of *Daphnia magna* and its sensitivity to environmental stress. *Aqua. Toxicol.*, **73** : 155-170.
- Sokolova I.M. Sokolova E.P. & Ponnappa K.M., 2005.** Cadmium exposure affects mitochondrial bioenergetics and gene expression of key mitochondrial proteins in the eastern oyster *Crassostrea virginica Gmelin* ( Bivalvia : Ostreidae). *Aqua. Toxicol.*, **73** : 242-255.
- Soltani N., Aribi N., Berghiche H., Lakbar S. & Smagghe G., 2002.** Activity of RH-0345 on ecdysteroid production and cuticle secretion in tenebrio molitor pupae in vivo and vitro. *Pestic. Biochim. Physiol* **3 (72)** : 83-90.
- Soltani N., Chouahda S. & Smagghe G., 2008.** Evaluation of halofenozide against prey mosquito larvae *Culex pipiens* and the predator fish *Gambusia affinis* : impact on growth and enzymatic activities. *Comm. Appl. Biol. Sci. Ghent.*, **73(3)** : 659-666.
- Soltani N., Lechekhab H. & Smagghe G., 2009.** Impact of insect growth regulator diflubenzuron on biochemical composition of cuticle of shrimp *Penaeus kerathurus*. *Comm. Appl. Biol. Sci.*, Ghent University, **74/1**: 137-141.
- Soltani N., Amira A., Sifi K. & Beldi H., 2012.** Environmental monitoring of the Annaba gulf (Algeria): measurement of biomarkers in *Donax trunculus* and metallic pollution. *Bull. Soc. zool. Fr.*, **137(1-4)** : 47-56.
- Soucek D.J., 2007.** Sodium sulfate impacts feeding, specific dynamic action, and growth rate in the freshwater bivalve *Corbicula fluminea*. *Aqua. Toxicol.*, **83** : 315-322.
- Soucha Meriem, Daas-Maamcha Ouided, Daas Tarek, Scaps Patrick. 2015.** Effects of stress on brain acetylcholinesterase activity of a centipede *Eupolybothrus nudicornis*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*; **3(3)**: 391-395.
- Souyei B., 2015.** Calculation of coefficient of sharing Octanol-Water of organic compounds using molecular description. *Journal of Fundamental and Applied Sciences*. **2(2)** : 217-224.
- Sureda A., Box A., Ensénat M., Alou E., Tauler P., Deudero S. & Pons A., 2006.** Enzymatic antioxidant response of a labrid fish (*Coris julis*) liver to environmental caulerpennyne. *Comp. Biochem. Physiol.*, **144** : 191-196.
- Taleb M.Z. & Boutiba Z., 2007.** La moule *Mytilus galloprovincialis* : bioindicateur de pollution marine- cas du port d'Oran. *Science & Technologie.*, **25** : 59-64.



- Tatrai E., Kovacikova Z., Hudak A., Admis Z. & Ungvary G., 2002.** Comparative in vitro toxicity of cadmium and lead on redox cycling in type II pneumocytes. *J. Appl. Toxicol.*, **21** : 479-483.
- Taweel A., Shuhaimi-Othman M., Ahmad A.K., 2013.** Assessment of heavy metals in tilapia fish (*Oreochromis niloticus*) from the Langat River and Engineering Lake in Bangi, Malaysia, and evaluation of the health risk from tilapia consumption. *Ecotoxicology and Environmental Safety* **93** : 45–51.
- Tazir A., Kirane-Amrani L. & Soltani N., 2016.** Impact of two bisacylhydrazines on development of *Ephestia kuehniella* Zeller, 1879 (Lepidoptera: Pyralidae) with respect to cuticular thickness and protein. *Journal of Entomology and Zoology Studies.*, **4(6)**: 626-631.
- Taylor J.C. & Miller J.M. 2001.** Physiological performance of juvenile southern flounder, *Paralichthys lethostigma* (Jordan and Gilbert, 1884), in chronic and episodic hypoxia. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. **258** : 195–214.
- Teles M., Pacheco M. & Santos M.A., 2003.** *Anguilla anguilla* L., Liver ethoxyresoruffin-O-deethylase, Glutathione S-transférase, enthrocytic nuclear abonormalities, and endocrinen-responses to naphthalène and  $\beta$ -naphthoflavone. *Ecotoxicol. Environ. Safety.*, **55 (1)** : 98-107.
- Teske P., Wooldridge T., 2003.** What limits the distribution of subtidal macrobenthos in permanently open and temporarily open/closed South African estuaries ? Salinity vs. Sediment particle size. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*. **57** : 225 – 238.
- Tintos A., Gesto M., Alvarez R., Mirguez J.M. & Soengas J.L., 2006.** Interactive effects of naphtalene treatment and the onset of vitellogenesis on energy metabolism in liver and gonad, and plasma steroid hormones of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Comp. Biochem. Physiol. Toxicol. Pharmacol.*, **144(2) C** : 55-165.
- Torreilles J., Guerin M.C. & Roch P., 1996.** Reactive oxygen species and defense mechanism in marine bivalves. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences Série III- Sciences de la Vie-Life*. **319** : 209-218.
- Torres M.A., Testa C.P., Gaspari C., Masutti M.B., Panitz C.M.N., Curi-Pedrosa R., Almeida E.A., Di Mascio P. & Filho D.W., 2002.** Oxidative stress in the mussel *Mytella guyanensis* from polluted mangroves on Santa Catarina Island, Brazil. *Mar. Pollut. Bull.*, **44** : 923-932.
- Truhaut R., 1977.** Ecotoxicology: objectives, principles and perspectives. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* **1**: 151-173.
- Umminger B.L., 1977.** Relation of whole blood sugar concentration in vertebrates to standard metabolic rate. *Comp. Biochem. Physiol.*, **55**: 457–460.
- Vaissière R. & Fredj G., 1963.** Contribution à l'étude de la faune benthique du plateau continental de l'Algérie. In Mouëza M., 1971. Contribution à l'étude de l'écologie et de la biologie de *Donax trunculus* L. (Mollusque lamellibranche). Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques. Mention Océanographie. 130 p.

## Références bibliographiques

- Valavanidis A., Vlahogianni T., Dassenakis M. & Scoullos M., 2006.** Molecular biomarkers of oxidative stress in aquatic organisms in relation to toxic environmental pollutants. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **64** : 178-189.
- Van der Oost R., Beyer J. & Vermeulen N.P.E., 2003.** Fish bioaccumulation and biomarkers in environmental risk assessment : a review. *Environ. Toxicol. Pharmacol.*, **13** : 57-149.
- Van Dijk P.L.M., Hardewig I., Hölker F. 2005.** Energy reserves during food deprivation and compensatory growth in juvenile roach: the importance of season and temperature. *J. Fish Biol.*, **66**: 167-181.
- Van E., 2002.** Timing of exposure to pulp and paper effluent influences the manifestation of reproductive effects risk in rainbow trout. *Environ. Toxicol. Chem.*, **21** : 2338-2347.
- Varo I., Navarro J.C., Amat F. & Guilhermino L., 2001.** Characterization of cholinesterases and evaluation of the inhibitory potential of chlorpyrifos and dicchlorvos to *Artemia salina* and *Artemia parthenogenetica*. *Chemospher.*, **48** : 563-569.
- Viarengo A., Canesi L., Pertica M., Mancinelli G., Accomando R., Smaal A.C., Orunesu M., 1995.** Stress on stress response: A simple monitoring tool in the assessment of a general stress syndrome in mussels. *Marine Environmental Research* **39** : 245-248.
- Viarengo A., Lowe D., Bolognesi C., Fabbri E. & Koehler A., 2007.** The use of biomarkers in biomonitoring : a 2-tier approach assessing the level of pollutant-induced stress syndrome in sentinel organisms. *Comp. Biochem. Physiol.*, **146 C** : 281-300.
- Vieira L.R., Gravato C., Soares A.M.V.M., Morgado F., Guilhermino L., 2009.** Acute effects of copper and mercury on the estuarine fish *Pomatoschistus microps*: linking biomarkers to behaviour. *Chemosphere*, **76**: 1416–1427.
- Vigano L., Patrolecco L., Polesello S., & Pagnotta R., 2008.** Interactions between trophic and toxic factors in a polluted urban river. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **69** : 49-57.
- Vijayavel K. & Balasubramanian M.P., 2008.** Reproductive dysfunction induced by naphthalene in an estuarine crab *Scylla serrata* with reference to vitellogenesis. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **69** : 89-94.
- Walsh A.R. & O'Halloran J., 1998.** Accumulation of chromium by a population of mussels (*Mytilus edulis* L.) exposed to leather tannery effluent. *Environ. Toxicol. Chem.*, **17** : 1429-1438.
- Warholm M., Gutemberg C., Mannervik B. & Von Bahr C., 1981.** Human liver having higher activity with ben(a)pyrene 4,5 Oxide. *Bioch. Res. Comm.*, **98(2)** : 512-519.
- Weckberker G. & Cory G., 1988.** Ribonucléotide reductase activity and growth of glutathione depleted mouse leukemia 1210 cells in vitro. *Cancer letters*, **40** : 257-264.

## Références bibliographiques

- Weis J.S., Candemo A., 2012.** Pollutants and fish predator/prey behavior: A review of laboratory and field approaches. *Current Zoology* **58** : 9-20.
- Who I.P.C.S., 1993.** Environmental Health Criteria 155. Biomarkers and risk assesement : concepts and principales. IPCS, World Health Organisation, Geneva.
- Widmeyer J.R. & Bendell-Young L.I., 2007.** Influence of food quality and salinity on dietary cadmium availability in *Mytilus trossulus*. *Aqua. Toxicol.*, **81** : 144-151.
- Wieser W., Platzer U., Hinterleitner S., 1985.** Anaerobic and aerobic energy production of young rainbow trout (*Salmo gairdneri*) during and after bursts of activity. *J. Comp. Physiol. B.*, **155**: 485–492.
- Wilfried S. & Porcher J.M., 2009.** Utilisation des biomarqueurs pour la caractérisation de l'état écotoxicologique des masses d'eau. *Techniques Sciences Méthodes, ASTEE/EDP Sciences*, 29-38.
- Wilfried S., Bado-Nilles A., Porcher J.M., 2012.** Biomarqueurs chez le poisson : un outil d'intérêt pour le contrôle d'enquête. *La Houille Blanche – Revue internationale de l'eau, EDP Sciences*, 49-54.
- Wilson J.G., 1999.** Population dynamics and energy budget for a population of *Donax variabilis* (Say) on an exposed South Carolina beach. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **239** : 61-83.
- Winston G.W. & Di Giulio R.T., 1991.** Prooxidant and antioxidant mechanisms in aquatic organisms. *Aqua. Toxicol.*, **19** : 137-161.
- Wintermyer M. & Cooper K., 2003.** Dioxin/furan and PCB concentrations in eastern oyster (*Crassostrea virginica*) tissues and the effects on egg fertilization and development *J.Shellfish Res.*, **22** : 737-746.
- Wu R.S.S., Zhou B.S., Randall D.J., Woo N.Y.S. & Lam P.K.S., 2003.** Aquatic hypoxia is an endocrine disruptor and impairs fish reproduction. *Environmental Science and Technology* **37** : 1137-1141.
- Xing H., Li S., Wang Z., Gao X., Xu S., Wang X., 2012.** Oxidative stress response and histopathological changes due to atrazine and chlorpyrifos exposure in common carp. *Pestic. Biochem. Physiol.* **103** : 74–80. Doi:10.1016/j.pestbp.2012.03.007.
- Xuyang Z., Xingmei L., Yuzhou L., & Minghua Z., 2008.** Evaluation of water quality in an agricultural watershed as affected by almond pest management practices. *Water Research.* **42** : 3685-3696.
- Yepli M. & Yarsan E., 2014.** A risk assessment of heavy metal concentrations in fish and an invertebrate from the Gulf of Antalya. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, **93** : 542-548.

## Références bibliographiques

- Yu B.P., 1994.** Cellular defenses against damage from reactive oxygen species. *Physiol. Rev.*, **74** : 139-162.
- Yu S.J. & Abo-Elghar G.E., 2000.** Allelochemicals as inhibitors of glutathione S-transferases in the fall armyworm. *Pest. Biochem. Physiol.*, **68** : 173-183.
- Yu S.J., 2002.** Substrate specificity of glutathione S-transferase from the fall armyworm. *Pest. Biochem. Physiol.*, **74** : 41-51.
- Zaïdi N., 2005.** Effets secondaires d'un insecticides sélectif (Dimilin) sur un organisme non ciblé, *Gambusia affinis*: croissance, activité enzymatiques et analyse par CLHP des résidus. Mémoire de Magistère. University Badji Mokhtar. Annaba.Algérie. 63 p.
- Zaïdi N. & Soltani N. 2013.** Laboratory evaluation of environmental risk assessment of pesticides for mosquito control: toxicity of dimilin on a larvivorous fish, *Gambusia affinis*. *Advances in Environmental Biology*, **7(4)**: 605-613, 2013.
- Zandee D.I., Klutymans J.H. Zuburg W. & Pieters H., 1980.** Seasonal variation in biochemical composition of *Mytilus edulis* with reference to energy metabolism and gametogenesis. *Neth. J. Exp. Mar. Biol.*, **14** :1-29.
- Zehnálek J., Adam V. & Kizek R. 2004.** Influence of heavy metals on production of protecting compounds in agriculture plants. *Lis. Cukrov. Resparske.*, **120** : 222-224.
- Zerrad R., El Abed A., Romdhane M. S. & Missaoui H. 2002.** Les œufs et les larves de l'anchois et des sardinelles dans le golfe de Tunis : Abondance et cartographique. Actes des 13 ème Journées Biologiques de l'ATSB. 20 au 23 Mars 2002.
- Zhou Q.X., 2006.** Advence in the effects of climate change on environment and health. *Chin. J. Meteorol. Environ.*, **22** : 38-44.
- Zongo F., 1993.** Contribution à l'étude du Phytoplancton d'eau douce du Burkina Faso-Cas du bar – rage n°3 d'Ouagadougou. Thèse de Doctorat 3 ème cycle. Université d'Ouagadougou. 170p.



**Annexe**

**Productions scientifiques**

**Publications (01) :**

1. BOUZENDA R., SOLTANI N., KHEBBEB M.E.H., 2017. Assessment of pollution in the Gulf of Annaba (Algeria) by monthly measurements of two biomarkers in a fish species *Liza aurata*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 5(1): 366-372.

**Communcation internationales (02) :**

1. Evaluation de la pollution environnementale dans le golfe d'Annaba (Nord-Est Algérien) par le dosage de deux biomarqueurs chez le mullet doré (*Liza aurata*). 8<sup>ème</sup> Journées Biotechnologiques (ATB) 20-23 Décembre 2009 à Sousse (Tunisie) (Communication affichée).

2. Etudes des effets de la pollution marine du golfe d'Annaba sur une espèce de poisson, le mullet doré (*Liza aurata*). 12<sup>ème</sup> Journées Tunisiennes des Sciences de la Mer (ATS Mer) 18-21 Décembre 2010 à Hammamet (Tunisie) (Communication affichée).



E-ISSN: 2320-7078  
P-ISSN: 2349-6800  
JEZS 2017; 5(1): 366-372  
© 2017 JEZS  
Received: 23-11-2016  
Accepted: 24-12-2016

**Rami Bouzenda**  
Laboratory of Applied Animal  
Biology, Faculty of Sciences,  
Department of Biology  
University Badji Mokhtar of  
Annaba, Annaba, Algeria

**Noureddine Soltani**  
Laboratory of Applied Animal  
Biology, Faculty of Sciences,  
Department of Biology  
University Badji Mokhtar of  
Annaba, Annaba, Algeria

**Mohamed El Hadi Khebbeb**  
Laboratory of Cellular  
Toxicology, Faculty of Sciences,  
Department of Biology  
University Badji Mokhtar of  
Annaba, Annaba, Algeria

**Correspondence**  
**Mohamed El Hadi Khebbeb**  
Laboratory of Cellular  
Toxicology, Faculty of Sciences,  
Department of Biology  
University Badji Mokhtar of  
Annaba, Annaba, Algeria.

## Assessment of pollution in the Gulf of Annaba (Algeria) by monthly measurements of two biomarkers in a fish species *Liza aurata*

**Rami Bouzenda, Noureddine Soltani and Mohamed El Hadi Khebbeb**

### Abstract

The present study aimed to assess water quality of the Gulf of Annaba by monthly measurements of two biomarkers of pollution during one year (December 2011 to November 2012) in the fish *Liza aurata* (Teleostei, Mugilidae) sampled in two different sites, Sidi Salem a polluted site and Hnaya as control site. This fish species was chosen because of its large consumption in our country and its sensitivity against several pollutants. Activities of liver glutathione S-transferase (GST) and brain acetylcholinesterase (AChE), respectively biomarkers of oxidative stress and neurotoxicity, were determined. Environmental parameters (temperature, dissolved oxygen and salinity) were also monitored. Results demonstrated that the physico-chemical data put in evidence of the temporal fluctuations without station effects. *L. aurata* showed differential biomarker responses according to abiotic factors and of the anthropogenic pressure of pollutants. An increase in GST activity was observed in fish from the polluted site Sidi Salem compared to the control site Hnaya suggesting induction of detoxification system. Moreover, a significant inhibition in AChE activity was recorded in fishes from the polluted site, which could reflect contamination by neurotoxic pollutants such as heavy metals. Overall, obtained data indicate that *L. aurata* constitutes a useful tool as sentinel organism for biomonitoring of aquatic pollution.

**Keywords:** Gulf of Annaba, biomonitoring, fish, *Liza aurata*, biomarkers, GST, AChE

### 1. Introduction

The pollution of aquatic ecosystems by several pollutants is an important environmental problem [1, 2]. During the last decade, various studies have shown that hydrocarbons [3], metals [4, 5], organophosphorus compounds (OPs), pesticides and herbicides [6, 7, 8] considerably contaminate different compartments of industrialized coastal regions. The absorption of some pollutants takes place in Humans mostly via the intake of contaminated food. Mollusks are present in our diet, they are great bio accumulators even if they originate from sites in which the levels of such contaminants are considered low [9] and could be considered 'potentially' dangerous for consumers [10].

Pollution of aquatic environment can be estimated in water, sediment and also in marine organisms [11]. According to [12] a bioindicator is an organism or a set of organisms that allows, by reference to biochemical, cytological, physiological, ecological or ethological variables, in a practical and safe way, to characterize the status of an ecosystem or an Eco complex and to highlight as early as possible their changes, natural or caused. Fishes form a large part of the human diet, so it is not surprising that most studies have been conducted on edible fish [13, 14, 15]. Mugilidae or mules are widely used as bioindicator species of pollution [16, 17]. These species inhabit the mouths and marginal-littoral zones, are known by their bio concentration of pollutants [18, 19, 20]. However, the choice of bioindicator species and biochemical biomarkers based on their sensitivity to chemical stress also requires taking into account natural, annual, seasonal and circadian fluctuations; Of those related to the aquatic environment: temperature, salinity, pressure, dissolved oxygen; Of those inherent in the stage of development; Of those intrinsic to individuals such as age, maturity, sex, nutritional status, and even those associated with adaptive processes such as parasitism [21, 22]. The environmental risk assessment involves the use of biomarkers designed to highlight an early stage of pollution [23, 24]. Many biochemical and cellular biomarkers have been studied in aquatic organisms, and particularly in fish and bivalve mollusks [25, 26]. Glutathione S-transferase (GST) are a multiple-enzyme family involved in phase II detoxification processes [26] and are used as biomarkers of several

groups of pollutants including metals and organophosphorus [27, 28]. Acetylcholinesterases (AChE) play an important role in the functioning of the neuromuscular system by preventing continuous muscular contraction [29]. AChE activity has been proposed as a biomarker of exposure to several chemicals such as organophosphorus compounds [30], and also by other contaminants such as metals, synthetic detergents, some components of fuel oils and algal toxins [31, 32].

This study aims to evaluate the water quality of the Gulf of Annaba by monthly measuring activities of two enzyme biomarkers of pollution in a fish *Liza aurata* Risso, 1810 (Teleostei, Mugilidae) and some physico-chemical parameters

of the marine environment (temperature, salinity and dissolved oxygen), in two different sites, Sidi Salem (polluted site) located in the Gulf of Annaba near coastal and industrial activities and Hnaya (control site) located out of the gulf considered to be far from contamination and less polluted.

## 2. Materials and methods

### 2.1 Study area

Fishes *L. aurata* were collected from December 2011 to November 2012 at Gulf of Annaba located in the eastern Algeria near the Tunisian-Algerian border in the region of Annaba (Fig.1).



**Fig 1:** Location of sampling sites in region of Annaba (Northeast Algeria). (Site 1: Hnaya as control site; Site 2: Sidi Salem as polluted site).

The fishes were collected in two sites: (Fig. 1), the site 1 (Hnaya 36°N54'24.0, 08°E 7'35) and the site 2 (Sidi Salem 36° 50' N, 7° 47' E). Sidi Salem site was known to be more polluted than Hnaya site because of its location near industrial and coastal activity areas, which contains several pollutants, originate from urbanism factory rejects.

### 2.2 Determination of physico-chemical parameters of water

Physico-chemical parameters were monthly measured from December 2011 to November 2012. Temperature, dissolved oxygen and salinity of water of the two sites were measured in duplicate *in situ* using a multi-parameter WTW type 2F30104211 (Multi 340 I/Set).

### 2.3 Collection and preparation of samples

*L. aurata* of similar size ( $24.63 \pm 0.46$  cm) and weight ( $255.77 \pm 6.17$  g) were monthly fished ( $n=6$  for each month and site) between December 2011 and November 2012 from each site and were immediately transferred to our laboratory and dissected. Liver and brain were used as biological material for the quantification of GST and AChE activities respectively. Liver is kept in homogenization buffer (20 ml of Phosphate buffer 0.1M pH=6, 1.71g sucrose) using ultrasound. The homogenate is then centrifuged at 14000 rpm for 30 minutes. The recovered supernatant was used for the determination of liver GST activity and protein content. Brain is homogenized for a few seconds in 1ml of detergent solution [38. 03 mg EGTA (éthylène glycol-bis, β-aminoéthyl éther N N N 'N' tetra-acétique), 1 ml triton X 100%, 5.845 g NaCl, 80 ml 10 mM Tris buffer] and centrifuged at 5000 rpm for 5 minutes. The recovered supernatant was used for determination of brain AChE activity and protein concentration.

### 2.4 Glutathione S-transferase activity

GST activity was quantified according to the colorimetric method [33] and expressed as  $\mu\text{M}$  per min per mg of proteins, of providing a substrate for enzyme (usually 1-chloro-2,4 dinitrobenzene CDNB which reacts readily with many form of GST) and glutathione. The catalyzed reaction of conjugation of this two products leads to the formation of a new molecule that absorbs light at 340 nm. Activity was expressed as  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteins.

### 2.5 Acetylcholinesterase activity

Determination of AChE activity was performed using a method described by [34] with the use of acetylthiocholine (ASCh) as substrate. The activity rate was measured as change in absorbance/min at 412 nm (extinction coefficient  $1.36 \times 10^4 \text{ M}^{-1} \cdot \text{cm}^{-1}$ ). Activity was expressed as  $\text{nmol}/\text{min}/\text{mg}$  protein.

### 2.6 Protein quantification

The proteins were quantified according to the method of [35], using bleu brilliant of Coomassie (G250, Merck) as reagent and bovine serum albumin (BSA, Sigma) as standard protein. The absorbance was read at a wavelength of 595 nm.

### 2.7 Statistical tests

Data are expressed as mean  $\pm$  standard deviation (SD). All statistical calculations were performed with the MINITAB Software (Version 16, Penn State College, PA, USA). Data from physico-chemical parameters water and enzyme activities (GST, AChE) were tested using two-way analysis of variance (ANOVA). Differences between sites were determined by Tukey's test. A significant difference was assumed when  $p < 0.05$ .



### 3. Results

#### 3.1 Physico-chemical characteristics of water from the two sites

The different values (temperature, salinity and dissolved O<sub>2</sub>) monthly measured in water were presented in table 1. Obtained results showed seasonal variations in the two sampling sites along a year (table 2). The lowest temperature was recorded in February and the highest in August with a maximum values of 28.5 °C at site 1 (Hnaya) and 28.8 °C at site 2 (Sidi Salem).

Salinity showed the highest values in summer and autumn period, with a maximum value of 37 psu at site 1 (Hnaya) and 39.9 psu at site 2 (Sidi Salem) during the month of October. However, salinity reached their minimum value 26.6 Psu in March at site 1(Hnaya) and 28.1 Psu at site 2.

Values recorded for the dissolved oxygen in the two sites showed significant differences, the highest results was registered in January at both sites with 15.2 and 11.3 mg/L respectively at site 1 and 2 while the lowest was recorded in August (4.1 and 2.8 mg/L) in sites 1 and 2, respectively.

**Table 1:** Monthly variation of temperature (°C), salinity (psu) and dissolved oxygen (mg/L) during one year in the two studied sites.

Months Parameters		Dec	Jan	Feb	Mar	Apr	May	Jun	Jul	Aug	Sept	Oct	Nov
Temperature (°C)	Site 1	12.5	12.2	12.1	13.8	16	20.4	23.7	26	28.5	25	23.9	18
	Site 2	13.9	13.2	12.5	14.8	18.2	22.6	24.1	27.1	28.8	26.3	23.4	18.7
Salinity (psu)	Site 1	31.7	28.2	26.8	26.6	28.1	31.4	34.8	36.3	36.6	36.7	37	36.9
	Site 2	31.2	31.2	31.2	28.1	31	34.5	37.9	38.7	39.4	39.7	39.9	38.8
Dissolved oxygen (mg/L)	Site 1	15.2	15.1	13.3	13.7	12.1	8.4	6.9	4.2	4.1	4.8	5.8	12.4
	Site 2	11.3	9.9	8.3	8.3	7.1	6.7	5.6	3.5	2.8	2.8	4.2	7.3

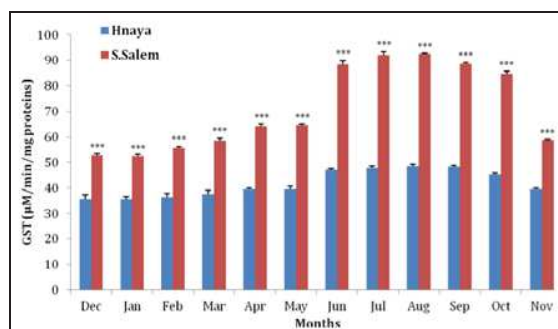
**Table 2:** Two-way ANOVA (site, month) on physico-chemical water parameters from the two sites.

Physical parameters	P (Site)	P (Month)	P (Site vs Month)
Temperature (°C)	0.000 ***	0.000 ***	0.000 ***
Salinity (psu)	0.212	0.306	0.471
Dissolved oxygen (mg/L)	0.000 ***	0.000 ***	0.000 ***

(\*\*\* significant at p< 0.001).

#### 3.2 Glutathione S-Transferase Activity

Monitoring of the variation in the content of GST (m ± s) (µM /min /mg protein) in *Liza aurata* liver from the two sites revealed the existence of monthly significant fluctuations (Fig. 2). GST content increased and the maximum values were recorded in August for the site 1 (Hnaya) and 2 (Sidi Salem), (48.60 and 92.54 µM /min /mg protein) respectively. The lowest values were recorded in January for both sites (35.54 at site 1 and 52.45 µM /min /mg protein at site 2). In addition, GST activity in liver of *L. aurata* from site 2 was significantly higher than those of individuals from site 1 during all months of the year. Significant effects (P < 0.001) of site (F= 207.97; df=1, 120) and months (F= 1740.60; df= 11, 120) were revealed by two-way ANOVA test (Table 3).



**Fig 2:** Monthly variation of glutathion-S-transferase (GST) activity (µM/min/mg protein) in liver of *L. aurata* collected from two studied sites (December 2011 to November 2012). (m± SD ; n= 6 ; \*\*\*: Significantly different at p<0.001).

**Table 3:** Two-way ANOVA (site, month) on GST activity data in *L. aurata* liver.

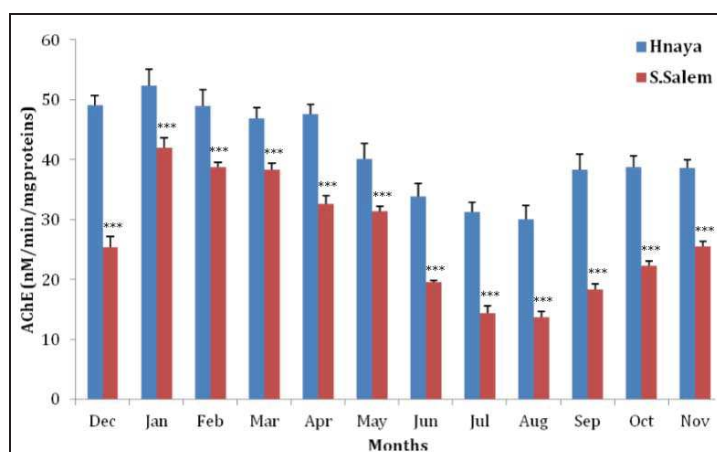
Sources of variation	DF	SS	MS	Fobs	P
Site	1	31119.28	31119.28	207.97	0.000***
Month	11	15712.21	1428.28	1740.60	0.000***
Interaction Site/Month	11	4258.37	387.12	471.74	0.000***
Residual error	120	98.48	0.82	-	-
Total	143	51188.33	-	-	-

(DF: Degrees of freedom; SS: Sum of squares; MS: Mean squares). (\*\*\*: Significantly different at p< 0.001).

#### 3.3 Acetylcholinesterase activity

AChE activity was evaluated on *Liza aurata* brain fished in the two sites (Fig. 3). Obtained results showed significant fluctuations of this activity along a year. AChE activities from site 02 (Sidi Salem) were lower than those recorded in site 01 (Hnaya) suggesting an inhibition of AchE activities in site 02 (Sidi Salem). The lowest values were observed in August at

the two sites of study, with values of 29.96 ± 2.385 nmol/min/mg protein for site 01 (Hnaya), and 13.72 ± 0.953 nmol/min/mg protein for site 02 (Sidi Salem). The maximum values were observed in January. Results were confirmed by the two-way ANOVA since a significant (P< 0,001) effect of both site (F = 2544.10; df = 1, 120) and month (F =284.51; df = 11, 120) was noted (Table 4).



**Fig 3:** Monthly variation of Acetylcholine esterase activity (GST) (nM/min/mg protein) in brain of *L. aurata* collected from two studied sites (December 2011 to November 2012). (m± SD ; n= 6 ; \*\*\*: Significantly different at p< 0.001).

**Table 4:** Two-way ANOVA (site, month) on AchE activity data in *L. aurata* brain.

Sources of variation	DF	SS	MS	Fobs	P
Site	1	7513.70	7513.70	2544.10	0.000***
Month	11	9243.03	840.28	284.51	0.000***
Interaction Site/Month	11	703.68	63.97	21.66	0.000***
Residual error	120	354.41	2.95	-	-
Total	143	17814.81	-	-	-

(DF: Degrees of freedom; SS: Sum of squares; MS: Mean squares; \*\*\*: Significantly different at p< 0.001).

#### 4. Discussion

Among the several natural abiotic factors, oxygen level, temperature and salinity are the most likely to modulate oxidative stress [36], as well as immunological parameters in aquatic animals [37, 38]. The physico-chemical parameters of water (temperature, salinity and dissolved oxygen) monthly registered at the two sites (Hnaya and Sidi Salem) during one year (December 2011 to November 2012) showed seasonal fluctuations; temperature recorded revealed the existence of two major thermal periods in the two sites, a cold period that extends from October to August with maximum values in August at both sites (28.5°C for Hnaya and 28.8°C for Sidi Salem). Significant differences were observed between each month and an interaction sites/months was also observed. Increase in temperature in the S. Salem site compared to Hnaya may be due to domestic and industrial releases. Fluctuations of this abiotic parameter were related to the local climatic conditions and more particularly to air temperature [39, 40, 41]. The highest salinity values were observed in October at both sites with 37°C for Hnaya and 39.9°C for Sidi Salem due to combined action of high temperatures which cause strong evaporation and decreased precipitation; While low water evaporation rates and heavy winter precipitation showed low salinity [42], which explains the values recorded during January to April in both sites.

Dissolved oxygen is an essential component of most aquatic organisms. Fluctuations in dissolved oxygen content in water are related to seasonal variations in temperature, sea levels and salinity. In this work, a significant drop in oxygen levels was observed from June to October and an increase from November to March in both sites. These variations were probably due to the presence of plants, oxidizable matter and aerobic germs [43]. A reduction in O<sub>2</sub> concentration also disrupts reproduction and locomotion [44, 45]. Moreover, higher temperature lead to an increase in oxygen consumption and consequently to an enhancement of ROS (Reactive Oxygen Species) generation [46].

Analysis of AChE activity, as a biomarker in different tissues provides a method of diagnosing poisoning and detecting contamination by anti-cholinesterase pesticides [47, 31] and also by other contaminants such as metals, synthetic detergents, some components of fuel oils and algal toxins [48, 49, 50]. Inhibition of AChE, which is responsible for the degradation of acetylcholine, will result in excessive stimulation of cholinergic nerves, resulting in tremors and convulsions [51].

GST is an important phase II enzyme that catalyzes the conjugation of reduced glutathione (GSH) to cellular components damaged by ROS attack, leading to their detoxification [52]. The GST activity, as a biomarker of defense, participates also in anti-oxidative defenses [53] and can be triggered by some pollutants [54, 55]. It was also reported that activity of some GST iso-enzymes could be induced by substrates such as polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) and polychlorinated biphenols (PCBs) [56].

In this current study, evaluation of biomarkers (AChE, GST) revealed seasonal variations as reported [57]. Inhibition of AChE activity was observed in the warm months (June to September) at the two sites. The same observations were noted in *Mytilus galloprovincialis* [58], *Donax trunculus* [59] and *Cerastoderma glaucum* [60] with increasing temperature. Enzymatic activity could be modulated by natural factors such as seawater temperature, biotoxins or cyanobacteria and salinity [61, 62]. The maximum values of GST in *L. aurata* liver were recorded in the warmer months (June to October) at the two sites; this was related to environmental factors such as temperature. Indeed, the temperature could influence the activity of enzyme systems by altering all biological and physiological functions of animals [63]. Other factors could influence GST activity such as the reproductive cycle [64], age [65], salinity and dissolved oxygen [66]. Environment contamination probably played a role, especially in site 2 (Sidi Salem) compared to site 1 (Hnaya). We found the lowest levels of AChE activity and the higher values of GST in site 02 (Sidi Salem) compared with values measured in site 01

(Hnaya). This suggested that potential pollutants like pesticides might be highly at Sidi Salem site, which is located near industrial area that produced phosphoric fertilizers and pesticides, such organophosphates. This site in the Gulf of Annaba is a recipient of a large amount of contaminants from urban, agricultural, harbor and industrial activities [67, 68, 69].

In contrast, site 1 (Hnaya) was relatively less polluted. The high levels of AChE activity and less levels of GST as compared with Sidi Salem site confirmed this. It was considered as a reference Site. Our results were consistent with studies on *Donax trunculus* from the coast of Annaba (Algeria) [60, 70, 71] who reported an inhibition in AChE and an induction in GST activities in the site of Sidi salem polluted by heavy metals compared to a less polluted site. Similarly, an inhibition of AChE was observed in clams *Ruditapes philippinarum* exposed to neurotoxic pollutants present in the water of agricultural land drainage [72] and in *Donax trunculus* from a multi-contamination site by the intensive agricultural and industrial activities in comparison with the reference site in the Gulf of Tunis [73].

## 5. Conclusion

It can be concluded that activities of GST and AChE measured in a fish species *Liza aurata* were influenced by environmental factors (temperature, dissolved oxygen and salinity) this was confirmed by the seasonal variations of these enzymes during the study period. In addition, site 2 (Sidi Salem) was more polluted compared to site 1 (Hnaya). The fish species tested was useful as species to assess environmental effects of pollution in this study.

## 6. Acknowledgements

This research was supported by the National Fund for Scientific Research and the Ministry of Higher Education and Scientific Research of Algeria (CNEPRU and PNR projects).

## 7. References

- Rayms-Keller A, Olson KE, McGaw M, Oray C, Carlson JO, Beaty BJ. Effect of heavy metals on *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) larvae. *Ecotoxicology and environmental Safety*. 1998; 39(1):41-47.
- Wang Z, Yan C, Zhang X. Acute and chronic cadmium toxicity to a saltwater cladoceran *Moina mongolica* daddy and its relative importance. *Ecotoxicology*. 2009; 18:47-54.
- Trabelsi S, Dris MR. Polycyclic aromatic hydrocarbons in superficial coastal sediments from Bizerte Lagoon, Tunisia. *Mar Pollut Bull*. 2005; 50:344-9.
- Beldi H, Gimbert F, Maas S, Scheifler R, Soltani N. Seasonal variations of Cd, Cu, Pb and Zn in the edible mollusc *Donax trunculus* (Mollusca, Bivalvia) from the gulf of Annaba, Algeria. *African Journal of Agricultural Research*. 2006; 1(3):085-090.
- Larba R, Soltani N. Use of the land snail *Helix aspersa* for monitoring heavy metal soil contamination in Northeast Algeria. *Environmental Monitoring and Assessment*. 2014 ; 186:4987-4995.
- Soltani N, Morsli SM. Quantification du Dimilin<sup>R</sup> par chromatographie liquide haute performance : étude de la dégradation dans l'eau de mer. *Journal de Recherche Océanographique*. 2003; 28(1-2):118-120.
- Canty MN, Hagger JA, Moore RTB, Cooper Land Galloway TS. Sublethal impact of short-term exposure to the organophosphate pesticide azamethiphos in the marine mollusc *Mytilus edulis*. *Marine Pollution Bulletin*. 2007; 54(4):396-402.
- Zaidi N, Farine JP, Soltani N. Experimental Study on Diflubenzuron: Degradation in freshwater and bio concentration in mosquito fish following chronic exposure. *Journal of Environmental Protection*. 2013; 4(2):188-194.
- Mance G. Pollution threat of heavy metals in aquatic environments. Elsevier applied Science Publishers Ltd, London. United Kingdom, 1987, 372.
- Saavedra Y, Gonzalez A, Fernandez P, Blanco J. The effect of size on trace metal levels in raft cultivated mussels (*Mytilus galloprovincialis*). *The Science of the Total Environment*. 2004; 318(1):115-124.
- Matozzo V, Binelli A, Parolini M, Previato M, Masiero L, Finos L *et al*. Biomarkers responses in the Clam *Ruditapes philippinarum* and contamination levels in sediments from seaward and landward sites in the lagoon of Venice. *Ecological Indicators*. 2012; 19:191-205.
- Blandin P. Bioindicateurs et diagnostic des systèmes écologiques. *Bulletin d'écologie*. 1986; 17:211-307.
- Kucuksezgin F, Atlay O, Uluturhan E, Kontas A. Trace metal and organochlorine residue levels in red mullet (*Mullus barbatus*) from the Eastern Aegean Turkey. *Water Res*. 2001; 35(9):2327-2332.
- Lewis MA, Scott GI, Bearden DW, Quarles RL, Moore J, Strozier ED *et al*. Fish tissue quality in near-coastal areas of the Gulf of Mexico receiving point source discharges. *Sci. Total. Environ*, 2002; 284:249-261.
- Prudente M, Kim EY, Tanabe S, Tatsukawa R. Metal levels in some commercial fish species from Manila Bay, the Philippines. *Mar Pollut Bull*. 1997; 34(8):671-674.
- Arinc E, Sen A. Hepatic cytochrome P450 1A and 7-ethoxyresufin O-deethylase induction in mullet and common sole as an indicator of toxic organic pollution in Izmir Bay, Turkey. *Marine Environ. Res*. 1999; 48:147-160.
- Sen A, Kirikbakan A. Biochemical characterization and distribution of glutathione S-transferases in leaping mullet (*Liza saliens*). *Biochemistry (Moscow)* 2004; 69:993-1000.
- Pastor D, Boix J, Fernandez V, Albaiges J. Bioaccumulation of organochlorinated contaminants in three estuarine fish (*Mullus barbatus*, *Mugil cephalus* and *Dicentrarchus labrax*). *Marine pollution Bulletin*, 1996; 32:257-262.
- Masmoudi W, Romdhane MS, Kheiji S, El Kasfi M. De la contamination par le lindane en fonction de la taille des alevins de *Liza ramada*. *Bulletin de l'institut National des Sciences et Technologies de la Mer*. 2001; 28:113-117.
- Ferreira M, Antunes P, Gil O, Vale C, Reis- Henriques MA. Organochlorine contaminants in flounder (*Platichthys flesus*) and mullet (*Mugil cephalus*) from Bourou estuary, and their use as essential species for environmental monitoring. *Aquatic Toxicology* 2004; 69:347-357.
- Jorgensen EH, Bye BE, Jobling M. Influence of nutritional status on biomarker responses to PCB in the arctic char (*Salvelinus alpinus*). *Aquat. Toxicol*. 1999; 44:233-244.
- Kelly CE, Kennedy CR, Brown JA. Physiological status of wild European eels (*Anguilla Anguilla*) infected with the parasitic nematode, *Anguillicola crassus*. *Parasitology* 2000; 120:195-202.
- Jebali J, Ben-Khedher S, Ghedira J, Kamel N, Boussetta H. Integrated assessment of biochemical responses in

- Mediterranean crab (*Carcinus maenas*) collected from Monastir Bay Tunisia. *J Environ Sci.* 2011; 23(10):1714-1720.
24. Serafim A, Lopes B, Company R, Cravo A, Gomes T, Soussa V *et al.* A multi-biomarker approach in cross-transplanted mussels *Mytilus galloprovincialis*. *Ecotoxicology.* 2011; 20:1959-1974.
  25. Cravo A, Pereira C, Gomes T, Cardoso C, Serafim A, Almeida C *et al.* A multibiomarker approach in the clam *Ruditapes decussatus* to assess the impact of pollution in the Ria Formosa lagoon. South Coast of Portugal. *Mar. Environ. Res.* 2012; 75:23-34.
  26. Tlili S, Metais I, Boussetta H, Louneyrac C. Linking changes at sub-individual and population levels in *Donax trunculus*: Assessment of marine stress. *Chemosphere.* 2010; 81:692-700.
  27. Monteiro DA, De Almeida JA, Rantin FT, Kalinin AL. Oxidative stress biomarkers in the freshwater characid fish, *Brycon cephalus*, exposed to organophosphorus insecticide Folisuper 600 (methyl parathion). *Comparative Biochemistry and Physiology. Toxicology & Pharmacology.* 2006; C143:141-149.
  28. Belabed S, Soltani N. Acute toxicity of cadmium on *Donax trunculus* acetylcholinesterase, glutathion S-transferase activities and pattern of recovery. *European Journal of Experimental Biology.* 2013; 3(2):54-61.
  29. Munari M, Marin MG, Matozzo V. Effects of the antidepressant fluoxetine on the immune parameters and acetylcholinesterase activity of the clam *Venerupis philippinarum*. *Marine Environmental Research.* 2014; 94:32-37.
  30. Führer E, Rudolph A, Espinoza C, Diaz R, Gajardo M, Camano N. Integrated use of biomarkers (O: n ratio and acetylcholinesterase inhibition) on *Aulaco myater* (Molina, 1782) (Bivalvia: Mytilidae) as a criteria for effects of organophosphate pesticide exposition. *Hindawi Publishing Corporation. Journal of Toxicology.* 2012, Article ID 951568, 6 pages DOI:10.1155/2012/951568.
  31. Oliveira MM, Silva Filho MV, Cunha Bastos VL, Fernandez FC, Cunha Bastos J. Brain acetyl cholinesterase as a marine pesticide biomarker using Brazilian fishes. *Mar. Environ. Res.* 2007; 63:303-312.
  32. Tim ALS, Margado F, Moreira S, Rangel R, Nogueira AJA, Soares AMVM *et al.* Cholinesterase and glutathione S-transferase activities of three mollusk species from the NW Portuguese Coast in the relation to the «Prestige» oil spill. *Chemosphere.* 2009; 77:1465-1475.
  33. Habig WH, Pabst MJ, Jakoby WB. The first enzymatic step in mercapturic acid formation. *J. Biol. Chem.* 1974; 249:7130-7139.
  34. Ellman GL, Courtney KD, Andreas V, Featherstone RM. A new and rapid colorimetric determination of AChE activity. *Biochemistry and Pharmacology.* 1961; 7:88-95.
  35. Bradford MM. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem.* 1976; 72:248-254.
  36. Lushchak VI. Environmentally induced oxidative stress in aquatic animals. *Aquatic Toxicology.* 2011; 101:13-30.
  37. Milinkovitch T, Bustamante P, Huet V, Reigner A, Churlaud C, Thomas-GH. In situ evaluation of oxidative stress and immunological parameters as ecotoxicological biomarkers in a novel sentinel species (*Mimachlamys varia*). *Aquatic Toxicology, Elsevier,* 2015; 161:170-175.
  38. Lagadic L, Caquet T, Amiard JC. Biomarqueurs en écotoxicologie : principes et définitions. Dans : Lagadic L, Caquet T, Amiard JC, Ramade F (eds). *Bio marqueurs en écotoxicologie. Aspects fondamentaux.* Masson. Paris. 1997, 1-9.
  39. Neveu A, Riou C, Bonhomme M, Chassinn P, Papy F. L'eau dans l'espace rural, vie et milieux aquatiques. Paris. 2001, 3-62.
  40. Nouacer S. Biologie et écologie du sparaillon *Disdus annularis* du golfe d'Annaba. Thèse de Magister. Université d' Annaba. 2002, 85.
  41. Zaidi N, Farine JP, Soltani N. Experimental Study on diflubenzuron: degradation in freshwater and bioconcentration in mosquitofish following chronic exposure. *Journal of Environmental Protection.* 2013; 4(2):188-194.
  42. Soucek DJ. Sodium sulfate impacts feeding, specific dynamic action, and growth rate in the freshwater bivalve *Corbicula fluminea*. *Aqua. Toxicol.* 2007; 83:315-322.
  43. Rodier J. L'Analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. 8ème Eds. Dunod. Paris, 1996.
  44. Sibly RM, Calow P. Physiological ecology of animals. An evolutionary approach. Blackwell Scientific, London, 1986.
  45. Portner HO, Berdal B, Brix O, Colosimo A, De Wachter B, Guiliiani A *et al.* Climate induced temperature effects on growth performance, fecundity and recruitment in marine fish: developing a hypothesis for cause and effect relationships in atlantic cod (*Gadus morhua*) and common eelpout (*Zoarces viviparus*). *Cont. Shelf. Res.* 2001; 21:1975-1997.
  46. Amado LL, Rosa CE, Leite AM, Moraes L, Pires WV, Pinho GLL *et al.* Biomarkers in croakers *Micropogonias furnieri* (Teleostei: Sciaenidae) from polluted and non-polluted areas from the Patos Lagoon estuary (Southern Brazil): Evidences of genotoxic and immunological effects. *Marine Pollution Bulletin.* 2006 ; 52:199-206.
  47. Neuberger-Cywiak L, Achituv Y, Garcia EM. Effects of Sublethal Zn<sup>++</sup> and Cd<sup>++</sup> Concentrations on Filtration rate, Absorption Efficiency and Scope for Growth in *Donax trunculus* (Bivalvia; Donacidae). *Bulltin of Environnemental Contamination and Toxicology.* 2007; 79:622-627.
  48. Amiard-Triquet C, Altmann S, Amiard JC, Ballan-Dufrançais C, Baumard P, Budzinski H *et al.* Fate and effects of micropollutants in the gironde estuary, france. A Multidisiplinary Approach. *Hydrobiologia.* 1998; 373/374:259-279.
  49. Guilhermino L, Barros P, Silva MC, Soares AMVM. Should the use of inhibition of cholinesterases as a specific biomarker for organophosphate and carbamate pesticides. *Biomarkers.* 1998; 3:157-164.
  50. Tim ALS, Morgado F, Moreira S, Rangel R, Nogueira AJA, Soares AMVM *et al.* Cholinesterase and glutathione S-transferase activities of three Mollusc species from the NW Portuguese coast in relation to the Prestige Oil Spill. *Chemosphere,* 2009; 77:1465-1475.
  51. Fernandez-Vega C, Sancho E, Ferrando MD, Andreu E. Thiobencarb induced changes acetylcholinesterase activity of the fish *Anguilla anguilla*. *Pesticide Biochemistry and Physiology.* 2002; 72:55-6.
  52. Leiniö S, Lehtonen KK. Seasonal variability in biomarkers in the bivalves *Mytilus edulis* and *Macoma balthica* from the northern Baltic Sea. *Comp Biochem*

- Physiol C Toxicol Pharmacol. 2005; 140(3-4):408-421.
53. Regoli F, Bocchetti R. Seasonal variability of oxidative biomarkers, lysosomal parameters, metallothioneins and peroxisomal enzymes in the Mediterranean mussel *Mytilus galloprovincialis* from Adriatic Sea. Chemosphere. 2006; 65(6):913-921.
  54. Roméo M, Hoarau P, Garello G, Gnassia-Barelli M, Girard JP. Mussel transplantation and biomarkers as useful tools for assessing water quality in the NW Mediterranean. Environ Pollut. 2003; 122(3):369-378.
  55. Regoli F, Frenzilli G, Bocchetti R, Annarumma F, Scarcelli V *et al.* Time-course variations of oxyradical metabolism, DNA integrity and lysosomal stability in mussels, *Mytilus galloprovincialis*, during a field translocation experiment. Aquat Toxicol. 2004; 68(2):167-78.
  56. Storey KB. Oxidative stress: animal adaptations in nature. Braz J Med Biol Res, 1996; 29(12):1715-1733.
  57. Fossi Tankoua O, Buffet PE, Amiard JC, Berthet B, Mouneyrac C, Amiard-triquet C. Integrated assessment of estuarine sediment quality based on a multi-biomarker approach in the bivalve *Scrobicularia plana*. Ecotoxicology and Environmental. 2013; 88:117-125.
  58. Kamel N, Burgeot T, Banni M, Chalghaf M, Devin S, Minier C *et al.* Effects of increasing temperatures on biomarker responses and accumulation of hazardous substances in rope mussels (*Mytilus galloprovincialis*) from Bizerte lagoon. Environmental Science and Pollution Research. 2014; 21(9):9108-6123.
  59. Akila A, Sifi K, Soltani N. Measure of environmental stress biomarkers in *Donax trunculus* (Mollusca, Bivalvia) from the gulf of Annaba (Algeria). European Journal of Experimental Biology, 2011; 1(2):7-16.
  60. Mebarki R, Khebbab MEH, Soltani N. Biomonitoring of El Mellah Lagoon (Northeast, Algeria): Seasonal variation of biomarkers in *Cerastoderma glaucum* (Mollusc, Bivalvia). Journal of Entomology and Zoology studies. 2015; 3(4):408-413.
  61. Khessiba A, Hoarau P, Gnassia-Barelli M, Aissa P, Roméo M. Biochemical response of the mussel *Mytilus galloprovincialis* from Lake Bizerte (Tunisia) with exposure to chemical pollutants. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 2001; 40:222-229.
  62. Fossi Tankoua O, Buffet PE, Amiard JC, Amiard-triquet C, Mouneyrac C, Berthet B. Potential influence of confounding factors (Size, salinity) on biomarker tools in the sentinel species *Scrobicularia plana* used in monitoring programmes of estuarine quality Environ Sci. Pollut Res. 2011; 18:1253-1263.
  63. Callaghan A, Fisher TC, Grosso A, Holloway GJ, Crane M. Effect of temperature and pirimiphos methyl on biochemical markers in *Chironomus riparius* Meigen. Ecotoxicology and Environmental Safety. 2002; 52(2):128-133.
  64. Giarratano E, Monico NG, Malanga G. Seasonal and pollution induced variations in biomarkers of transplanted mussels within the Beagle Channel. Mar Poll Bul, 2011; 62(6):1337-1344.
  65. Lau PS, Wong HL, Garrigues PH. Seasonal variation in antioxidative responses and acetylcholinesterase activity in *Perna viridis* in eastern oceanic and western estuarine waters of Hong Kong. Cont. Shelf Res. 2004; 24(16):1969-1987.
  66. Djabourabi A. Réponses biochimiques des mollusques bivalves aux variations de certains paramètres environnementaux (paramètres physico chimiques et phytoplancton toxique dans la lagune El Mellah). Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar Annaba (Algérie), 2006.
  67. Semadi A, Deruelle S. Lead pollution monitoring by transplanted lichens in Annaba area (Algeria). Rev. Poll. Atmos, 1993; 35(140):86-102.
  68. Abdenmour C, Smith BD, Boulakoud MS, Samraoui B, Rainbow PS. Trace metals in shrimps and sediments from Algerian water. J. Catalo. Mat. Env. 2000; 3:9-12.
  69. Hamdani A, Soltani-Mazouni N, Soltani N. Quantitative and qualitative analysis of proteins in gonads of *Donax trunculus* from the Annaba Bay: effects of site, season and sex. Advances in Environmental Biology. 2014; 8(13):740-749.
  70. Bensouda L, Soltani-Mazouni N. Measure of oxidative stress and neurotoxicity biomarkers in *Donax trunculus* from the Gulf of Annaba (Algeria): Case of the Year 2012. Annual Research & Review in Biology. 2014; 4(12):1902-1914.
  71. Soltani N, Amira N, Sifi K, Beldi H. Environmental monitoring of the Annaba Gulf (Algeria) :Measurement of biomarkers in *Donax trunculus* and metallic pollution. Bull. Soc. zool. Fr. 2012 ; 137(1-4):51-60.
  72. Matozzo V, Binelli A, Parolini M, Previato M, Masiero L, Finos L *et al.* Biomarkers responses in the Clam *Ruditapes philippinarum* and contamination levels in sediments from seaward and landward sites in the lagoon of Venice. Ecological Indicators. 2012; 19:191-205.
  73. Tlili S, Minguez L, Giamberinic L, Geffard A, Boussetta H, Mouneyraca C. Assessment of the health status of *Donax trunculus* from the Gulf of Tunis using integrative biomarker indices. Ecological Indicators. 2013; 32:285-293.