



HAL
open science

Étude écotoxicologique en milieu aquatique du Mexel 432, substance antisalissure : Optimisation d'un test écophysiological basé sur les activités filtrante et valvaire de Dreissena polymorpha application à la lutte contre ce mollusque

Nathalie Czembor

► **To cite this version:**

Nathalie Czembor. Étude écotoxicologique en milieu aquatique du Mexel 432, substance antisalissure : Optimisation d'un test écophysiological basé sur les activités filtrante et valvaire de Dreissena polymorpha application à la lutte contre ce mollusque. Ecotoxicologie. Université Paul Verlaine - Metz, 2001. Français. NNT : 2001METZ038S . tel-01775459

HAL Id: tel-01775459

<https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01775459v1>

Submitted on 24 Apr 2018

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact : ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>

73555878

Université de Metz
U.F.R. Sci. F.A.

Laboratoire E.B.S.E.
Equipe Production des
Ecosystèmes et Ecotoxicologie

THESE

Présentée à l'Université de Metz en vue de l'obtention du grade de :

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE METZ

Mention : Sciences de la Vie

Spécialité : Ecotoxicologie

par

Nathalie CZEMBOR

BIBLIOTHEQUE UNIVERSITAIRE - METZ	
N° inv.	20011145
Cote	S/MZ 01/38
Loc	

Etude écotoxicologique en milieu aquatique du Mexel[®] 432, substance antisalissure.

**(Optimisation d'un test écophysiological basé sur les activités filtrante et valvaire
de *Dreissena polymorpha*. Application à la lutte contre ce mollusque).**

Soutenue le 09 Novembre 2001 devant la commission d'examen :

Jean-Claude PIHAN	Professeur à l'Université de Metz	Directeur de Thèse
François COLIN	Professeur à l'Université de Nancy	Rapporteur
Francis RIBEYRE	Professeur à l'Université de Bordeaux	Rapporteur
Laure GIAMBERINI	Maître de Conférences à l'Université de Metz	Examineur
Michel KHALANSKI	Ingénieur Senior EDF-DER, Chatou	Examineur
Abdelfattah MOUABAD	Maître de Conférences à l'Université de Marrakech	Examineur

BIBLIOTHEQUE UNIVERSITAIRE DE METZ



031 465859 7

Université de Metz
U.F.R. Sci. F.A.

Laboratoire E.B.S.E.
Equipe Production des
Ecosystèmes et Ecotoxicologie

THESE

Présentée à l'Université de Metz en vue de l'obtention du grade de :

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE METZ

Mention : Sciences de la Vie

Spécialité : Ecotoxicologie

par

Nathalie CZEMBOR

Etude écotoxicologique en milieu aquatique du Mexel® 432, substance antisalissure.

**(Optimisation d'un test écophysiological basé sur les activités filtrante et valvaire
de *Dreissena polymorpha*. Application à la lutte contre ce mollusque).**

Soutenue le 09 Novembre 2001 devant la commission d'examen :

Jean-Claude PIHAN	Professeur à l'Université de Metz	Directeur de Thèse
François COLIN	Professeur à l'Université de Nancy	Rapporteur
Francis RIBEYRE	Professeur à l'Université de Bordeaux	Rapporteur
Laure GIAMBERINI	Maître de Conférences à l'Université de Metz	Examineur
Michel KHALANSKI	Ingénieur Senior EDF-DER, Chatou	Examineur
Abdelfattah MOUABAD	Maître de Conférences à l'Université de Marrakech	Examineur

REMERCIEMENTS

A l'issue de ce travail, effectué au sein de l'équipe d'écotoxicologie, je tiens à remercier en premier lieu Monsieur le professeur J.-C. PIHAN, directeur de cette thèse pour la confiance qu'il m'a témoignée tout au long de la réalisation de ce travail.

Je suis très sensible à l'honneur que me font Monsieur F. COLIN, professeur à l'Université de Nancy et Monsieur F. RIBEYRE, professeur à l'Université de Bordeaux en acceptant de juger ce travail.

Mes sincères remerciements à Mademoiselle L. GIAMBERINI, co-encadrante, Maître de Conférences à l'Université de Metz, à Monsieur M. KHALANSKI, Ingénieur Senior EDF-DER, Chatou et à Monsieur A. MOUABAD, Maître de Conférences à l'Université de Marrakech, pour avoir accepté de participer au jury.

Je tiens à exprimer toute ma gratitude à Monsieur BOCHELEN et l'équipe de l'Usine d'Electricité de Metz pour la facilité d'accès au site de Wadrinau et leur aide précieuse.

Je remercie Monsieur A. VANLAER, société Mexel, pour son aide.

Je remercie très sincèrement Monsieur F. GUILLEBAERT, société Ecotox, pour son aide et son accueil.

Tous mes remerciements à E. MORHAIN pour ses précieux conseils, sa disponibilité et sa bonne humeur.

Mes sincères remerciements à P. ROUSSELLE pour m'avoir fait profiter de deux de ses talents, l'informatique et le bricolage.

Merci à E. VALENTE pour sa collaboration aux travaux.

Merci à M. OLLIVIER pour son aide dans la documentation.

Merci à P. WAGNER et J.-F. POINSAINT pour le travail de terrain.

Merci à D. BEAUFILS, C. HERHAMMER, N. KLEINEN et M.C. MICHEL pour leur disponibilité et leur patience.

Merci à S. PROMEYRAT-QOTBI pour sa complicité et pour tous les mauvais et surtout bons moments que nous avons passés ensemble.

D'une manière générale, je tiens à remercier tout le personnel et les étudiants que j'ai rencontrés et avec qui mes rapports furent aussi divers qu'enrichissants.

Je dédie cette thèse à ma mère.

SOMMAIRE

AVANT PROPOS	15
INTRODUCTION	17

CHAPITRE I : ANALYSE BIBLIOGRAPHIQUE

I.1. Méthodes de lutte antisalissure appliquées à la moule d'eau douce	
<i>Dreissena polymorpha</i>	21
I.1.1. Nettoyage mécanique des parois	21
I.1.2. Traitement biologique	22
I.1.3. Traitement physique de l'eau	23
I.1.4. Traitement chimique de l'eau	26
I.1.4.1. Produits oxydants	27
I.1.4.2. Produits non-oxydants	30
I.1.5. Traitement des parois	31
I.1.6. Récapitulatif	32
I.1.7. Le Mexel® 432	34
I.1.7.1. Caractéristiques physiques	34
I.1.7.2. Composition élémentaire	34
I.1.7.3. Composition chimique	35
I.1.7.4. Modalités d'action du composé	35
I.1.7.5. Dégradation	37
I.1.7.6. Biodégradation	37
I.1.7.7. Données toxicologiques	38
I.2. Les systèmes de détection biologique précoce de la contamination du milieu aquatique	46
I.2.1. Définition	46
I.2.2. Caractéristiques des systèmes de détection biologique	47
I.2.3. Domaines d'application	44
I.2.4. Sensibilité	48
I.2.5. Limitations	49
I.2.6. Classification	50
I.2.7. La place des bivalves au sein des biodétecteurs	52
I.3. Conclusions	54

CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES

II.1. Matériel biologique : <i>Dreissena polymorpha</i>	57
II.1.1. Appartenance systématique	58
II.1.2. Historique	58
II.1.3. Répartition géographique	58
II.1.4. Morphologie	59
II.1.5. Physiologie	59
II.1.6. Comportement	64
II.2. Expériences au laboratoire	64
II.2.1. Toxicité létale du Mexel® 432	64
II.2.1.1. Condition expérimentale	64
II.2.1.2. Expression des résultats	67
II.2.2. Toxicité sublétales de substances antisalissures évaluée par les activités filtrante et valvaire de <i>D. polymorpha</i>	67
II.2.2.1. L'activité de filtration	68
II.2.2.2. L'activité valvaire	78
II.2.2.3. Mode opératoire	84
II.2.2.4. Les substances antisalissures testées	85
II.2.2.5. Test statistique	86
II.3. Expériences <i>in situ</i>	86
II.3.1. Etude de l'action du Mexel® 432 et du chlore sur les activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus edulis</i>	86
II.3.1.1. Dispositif	86
II.3.1.2. Protocole	87
II.3.2. Etude, en microcosme, de l'activité antisalissure du Mexel® 432	89
II.3.2.1. Dispositif	89
II.3.2.2. Protocole	92
II.3.2.3. Test statistique	95

CHAPITRE III : RESULTATS

Etude de la toxicité létale du Mexel® 432 sur des espèces cibles et non cibles représentatives de l'écosystème aquatique

III.1. : Etude de la toxicité létale du Mexel® 432 sur <i>Dreissena polymorpha</i> en fonction du cycle biologique	97
III.1.1. Essai d'automne	97
III.1.2. Essai d'été	98
III.1.3. Discussion	99
III.2. Etude de la toxicité létale du Mexel® 432 sur <i>Corbicula fluminalis</i>	100
III.3. Etude de la toxicité létale du Mexel® 432 sur <i>Anodonta cygnea</i>	101
III.4. Etude de la toxicité létale du Mexel® 432 sur les Chironomes	102
III.5. Etude de la toxicité létale du Mexel® 432 sur <i>Gammarus pulex</i>	103
III.6. Etude de la toxicité létale du Mexel® 432 sur <i>Daphnia magna</i>	104
III.6.1. Essai en conditions normalisées (ISO 6341, 1989)	104
III.6.2. Essai chronique chez la Daphnie	105
III.7. Discussion	106

CHAPITRE IV : RESULTATS
Optimisation du protocole d'utilisation du biodétecteur. Etude de la toxicité sublétales du Mexel® 432 et d'autres substances antialgues (cuivre, chlore et tributyl étain). Essai *in situ*.

IV.1. Essai en laboratoire	109
IV.1.1. Optimisation du protocole d'utilisation du biodétecteur, validation du témoin	109
IV.1.2. Etude de la toxicité sublétales des substances antialgues	111
IV.1.2.1. Effet du Mexel® 432 sur les activités filtrante et valvaire de <i>Dreissena polymorpha</i>	112
IV.1.2.2. Effet du cuivre sur les activités filtrante et valvaire de <i>D. polymorpha</i>	114
IV.1.2.3. Effet du chlore sur les activités filtrante et valvaire de <i>D. polymorpha</i>	118
IV.1.2.4. Effet du tributylétain sur les activités filtrante et valvaire de <i>D. polymorpha</i>	121
IV.1.2.5. Récapitulatif des résultats	125
IV.1.3. Critères d'appréciation de la toxicité	128
IV.2. Essai préliminaire <i>in situ</i> (réalisation en collaboration avec F. Gillebaert, société ECOTOX)	129
IV.2.1. Description des activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus edulis</i> témoin	129
IV.2.2. Effet du Mexel® 432 sur les activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus edulis</i>	131
IV.2.3. Effet du chlore sur les activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus edulis</i>	138
IV.2.4. Discussion	140

CHAPITRE V : RESULTATS
Etude *in situ* des effets du Mexel® 432 sur la fixation des larves de *Dreissena polymorpha* et d'autres organismes benthiques participant aux salissures

V.1. Dosage du Mexel® 432	143
V.1.1. Stabilité et devenir du Mexel® 432 dans le bac d'injection	143
V.1.2. Stabilité et devenir du Mexel® 432 dans le bac exposé n° 3	145
V.1.3. Stabilité du Mexel® 432 dans l'eau de Moselle	146
V.1.4. Evolution de la concentration de Mexel® 432 dans le bac exposé n° 3	146
V.2. Paramètres physico-chimiques et hydrologiques	147
V.2.1. Caractéristiques physico-chimiques de la Moselle	147
V.2.2. Caractéristiques hydrologiques des bacs expérimentaux	149
V.3. Taxons recensés	149
V.4. Effet du Mexel® 432 sur la fixation des organismes	151

V.4.1. Effet du composé sur la fixation des larves de Dreissènes	151
V.4.1.1. Fixation sur les lames	151
V.4.1.2. Fixation sur les parois des bacs expérimentaux	154
V.4.2. Effet du composé sur la fixation des autres organismes (Protozoaires, Hydrozoaires, Rotifères, Annélides et Chironomidés)	155
V.4.1.1. Fixation sur les lames	155
V.4.1.2. Fixation sur les parois des bacs expérimentaux	163
V.4.3. Récapitulatif des résultats – Discussion	165
V.5. Masse du fouling fixée sur les lames	169
V.6. Effet du Mexel[®] 432 sur la croissance et la mortalité de Dreissènes adultes	172
V.6.1. Croissance	172
V.6.2. Mortalité	174
V.6.3. Discussion	176
V.7. Conclusions	176

CHAPITRE VI : CONCLUSION GENERALE

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	185
ANNEXES	199
LISTE DES ABREVIATIONS	201
PUBLICATIONS ET COMMUNICATIONS	203

LISTE DES PHOTOGRAPHIES

	Pages
Photo II.1. : <i>Dreissena polymorpha</i> .	57
Photo V.1. : Recouvrement du fouling fixé sur les lames.	169

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Représentation schématique de l'impact de <i>Dreissena polymorpha</i> dans le milieu aquatique. Un symbole (+) près de la flèche indique une relation bénéfique, un symbole (-) indique une relation défavorable. L'épaisseur de la flèche signale une forte interaction entre les deux composantes.	18
Figure I.1. : Illustration des résultats synthétisés des tests acoustiques (d'après Donskoy et Ludyanskiy, 1995). Les rectangles ombrés indiquent un résultat positif (comme une mesure témoin) pour les différentes techniques acoustiques (cavitation ultrasonique, son et vibration) en respectant les fréquences appliquées et le stade de développement de la moule. Les rectangles sans ombrés indiquent un résultat négatif. Les lettres V, J et A indiquent les stades Véligère, Juvénile et Adulte, respectivement.	24
Figure I.2. : Représentation schématique des micelles et du film bicouche (d'après Allonier <i>et al.</i> , 1997).	36
Figure I.3. : Différentes applications d'un système de détection (d'après Kramer et Botterweg, 1991).	48
Figure I.4. : Niveaux de sensibilité des biosondes immuno-chimiques, enzymatiques, algales, bactériennes et des biocapteurs utilisant des bivalves ; application au contrôle des eaux et des effluents (d'après Vasseur <i>et al.</i> , 1994).	49
Figure I.5. : Photographie du 'Musselmonitor [®] ' (DeltaConsult).	53
Figure I.6. : Photographie du 'Valvomètre' (IFREMER-Micrel).	53
Figure I.7. : Schéma du principe du 'Dreissena Monitor [®] ' (Envicontrol) (d'après Matthias et Römpp, 1994).	54
Figure II.1. : Représentation schématique du cycle biologique de <i>Dreissena polymorpha</i> (Khalanski, 1997 adapté d'après Ackerman, 1995).	60
Figure II.2. : Siphons de <i>Dreissena polymorpha</i> .	62
Figure II.3. : Section transversale schématique de la surface branchiale de <i>Mytilus edulis</i> . cf : cils frontaux ; cl : cils latéraux ; clf : cils latéro-frontaux (Jorgensen, 1981).	63
Figure II.4. : Schéma du protocole expérimental.	65
Figure II.5. : Schéma du dispositif d'enregistrement des activités filtrante et valvaire, le filtrovalvomètre.	68
Figure II.6. : Exemple d'enregistrement de l'activité de filtration normale de <i>D. polymorpha</i> avec précision des différents états du siphon exhalant.	69
Figure II.7. : Exemple d'enregistrement de l'activité de filtration discontinue de la Dreissène.	70
Figure II.8. : Filtrogramme d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel [®] 432.	72
Figure II.9. : Distribution des phases de filtration et d'arrêt d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel [®] 432.	75
Figure II.10. : Fréquence cumulée de l'amplitude des pics de filtration d'une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel [®] 432.	77

Figure II.11. : Principe du valvomètre.	78
Figure II.12. : Exemple d'enregistrement de l'activité valvaire normale de <i>D. polymorpha</i> avec précision des différents états des valves.	79
Figure II.13. : Exemple d'enregistrement de l'activité valvaire de la Dreissène.	80
Figure II.14. : Valvogramme d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel [®] 432.	81
Figure II.15. : Distribution des phases d'ouverture et de fermeture d'une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel [®] 432.	82
Figure II.16. : Fréquence cumulée de l'amplitude des pics d'ouverture d'une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel [®] 432.	83
Figure II.17. : Schéma du dispositif expérimental en milieu marin.	87
Figure II.18. : Schéma du dispositif expérimental <i>in situ</i> 1995.	90
Figure II.19. : Schéma du dispositif expérimental <i>in situ</i> (A) : en 1996 et (B) : en 1997.	91
Figure II.20. : Protocole d'injection séquentielle du Mexel [®] 432.	92
Figure II.21. : Droite d'étalonnage du Mexel [®] 432 en eau déminéralisée (Cuve en quartz de 1 cm, DO à 430 nm).	93
Figure III.1. : Seuils de toxicité pour les organismes testés.	107
Figure V.1. : Dégradation du Mexel [®] 432 dans le bac d'injection.	144
Figure V.2. : Dégradation du Mexel [®] 432 dans le bac exposé n° 3.	145
Figure V.3. : Stabilité du Mexel [®] 432 dans les bacs d'injection et exposé n°3. Cr/Ci : Dégradation du Mexel [®] 432, 1-Cr/Ci : Demande de l'eau de Moselle.	146
Figure V.4. : Evolution de la concentration de Mexel [®] 432 dans le bac exposé n° 3 durant 30 minutes.	147
Figure V.5. : Evolution temporelle (juin-octobre 1995, 1996, 1997) de la température moyenne journalière de la Moselle.	148
Figure V.6. : Taxons recensés sur les lames.	150
Figure V.7. : Nombre moyen de fixation des larves de Dreissènes dans le bac témoin et les bacs exposés au Mexel [®] 432 en 1995. (*) différence significative par rapport au témoin par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.	151
Figure V.8. : Nombre moyen de fixation des larves de Dreissènes dans les bacs témoins et les bacs exposés au Mexel [®] 432 en 1996. (*) différence significative par rapport au témoin par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.	152
Figure V.9. : Nombre moyen de fixation des larves de Dreissènes dans les bacs témoins et les bacs exposés au Mexel [®] 432 en 1997. (*) différence significative par rapport au témoin par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.	154
Figure V.10. : Dénombrement des Dreissènes fixées sur la paroi des bacs d'injections et des bacs expérimentaux en 1996 et 1997.	154
Figure V.11. : Nombre moyen de fixation des Hydrozoaires (<i>Hydra</i> et <i>Cordylophora</i>) dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.	155
Figure V.12. : Nombre moyen de fixation de Rotifères (<i>Floscularia</i>) dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.	156
Figure V.13. : Nombre moyen de fixation des pontes de sangsue dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.	156
Figure V.14. : Nombre moyen de fixation des fourreaux de Chironomidés (<i>Chironomini</i>) dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.	157

- Figure V.15.** : Nombre moyen de fixation des Protozoaires coloniaux (*Carchesium*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 157
- Figure V.16.** : Nombre moyen de fixation d'autre Protozoaire (*Stentor*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 158
- Figure V.17.** : Nombre de fixation moyen des Hydrozoaires (*Hydra*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 158
- Figure V.18.** : Nombre moyen de fixation de Rotifères (*Floscularia*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 159
- Figure V.19.** : Nombre moyen de fixation des pontes de sangsue dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 159
- Figure V.20.** : Nombre moyen de fixation des fourreaux de Chironomidés (*Chironomini*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 160
- Figure V.21.** : Nombre moyen de fixation de Protozoaires coloniaux (*Carchesium*) dans les bacs témoins et exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 160
- Figure V.22.** : Nombre moyen de fixation d'autre Protozoaire (*Stentor*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 161
- Figure V.23.** : Nombre moyen de fixation des Hydrozoaires (*Hydra*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 161
- Figure V.24.** : Nombre moyen de fixation de Rotifères (*Floscularia*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 162
- Figure V.25.** : Nombre moyen de fixation des pontes de sangsue dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 162
- Figure V.26.** : Nombre moyen de fixation des fourreaux de Chironomidés (*Chironomini*) dans les bacs témoins et exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. 163
- Figure V.27.** : Masse moyenne de *Spongilla lacustris* fixé sur la paroi des bacs expérimentaux en 1996 et en 1997. 164
- Figure V.28.** : Dénombrement d'*Ancylus fluviatilis* présent sur la paroi des bacs d'injections et des bacs expérimentaux en 1996 et 1997. 164
- Figure V.29.** : Masse moyenne du fouling fixé sur les lames dans les bacs témoins et exposés (10 US = 171,6 cm²) en 1996. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. (**) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 10%. 170
- Figure V.30.** : Masse moyenne du fouling fixé sur les lames dans les bacs témoins et exposés (10 US = 171,6 cm²) en 1997. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. (**) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 10%. 171
- Figure V.31.** : Croissance cumulée des Dreissènes témoins et exposées au Mexel® 432 *in situ*. (**) différence significative entre chaque bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%). 172

- Figure V.32.** : Croissance cumulée des Dreissènes de différentes classes de taille témoins et exposées au Mexel® 432. (**) différence significative entre bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%). 173
 : T : Témoin. : E : Exposé.
- Figure V.33.** : Mortalité cumulée des Dreissènes témoins et exposées au Mexel® 432 *in situ*. (**) différence significative entre chaque bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%). 174
- Figure V.34.** : Mortalité cumulée des Dreissènes de différentes classes de taille témoins et exposées au Mexel® 432. (**) différence significative entre bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%). 175
 : T : Témoin. : E : Exposé.

LISTE DES TABLEAUX

- Tableau I. 1** : Résumé des principales caractéristiques des traitements utilisés dans la lutte contre la Dreissène. 33
- Tableau I.2** : Composition élémentaire et indications sur les fractions organiques du Mexel® 432. 34
- Tableau I.3.** : Evaluation de la toxicité du Mexel® 432 en fonction de l'âge de la solution dans l'eau de Moselle par le test du microtox (d'après Khalanski, 1997b). 37
- Tableau I.4.** : Toxicité du Mexel® 432 sur la bactérie *Vibrio fisheri*. 39
- Tableau I.5.** : Toxicité du Mexel® 432 sur *Daphnia magna*. 40
- Tableau I.6.** : Mortalité chez la Dreissène pour différents traitements séquentiels et intermittents (Khalanski, 1997b). 42
- Tableau I.7.** : Toxicité du Mexel® 432 vis-à-vis de certaines espèces de poissons. 43
- Tableau I.8.** : Toxicité d'exposition intermédiaire au Mexel® 432 vis-à-vis des larves de *Pimephales promelas* (Tête de boule). 44
- Tableau I.9.** : Résultats des tests écotoxicologiques du Mexel® 432. 45
- Tableau I.10.** : Exemple de système de biodétection, en voie de développement ou commercialisé*. 50
- Tableau II.1.** : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432 durant 1 heure. 71
- Tableau II.2.** : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432 durant 1 heure. 81
- Tableau II.3.** : Conditions expérimentales testées lors de l'étude du produit Mexel® 432. 88
- Tableau II.4.** : Conditions expérimentales testées lors de l'étude du chlore. 89
- Tableau III.1.** : Evolution de la mortalité au cours de l'essai (automne) chez la Dreissène (nombre d'animaux par concentration : 3 x 6 = 18). 98
- Tableau III.2.** : Evolution de la mortalité au cours de l'essai (été) chez la Dreissène (nombre d'animaux par concentration : 9). 98
- Tableau III.3.** : Evolution de la mortalité au cours de l'essai chez la Corbicule (nombre d'animaux par concentration : 3x6 = 18). 100
- Tableau III.4.** : Evolution de la mortalité au cours de l'essai chez l'Anodonte (nombre d'animaux par concentration : 5). 101
- Tableau III.5.** : Evolution de la mortalité au cours de l'essai chez le Chironome (nombre d'animaux par concentration : 3x25 = 75). 102
- Tableau III.6.** : Evolution de l'immobilisation au cours de l'essai chez le Gammare (nombre d'animaux par concentration : 5). 103

Tableau III.7. : Evolution de l'immobilisation au cours de l'essai 1 et de l'essai 2 chez la Daphnie après 24 heures d'exposition (nombre d'animaux par concentration : 4x5 = 20).	104
Tableau III.8. : Evolution de l'immobilisation au cours de l'essai chronique chez la Daphnie (nombre d'animaux par concentration : 15).	105
Tableau III.9. : Tableau récapitulatif des CL50 du Mexel® 432 sur les différentes espèces (CL : Concentration Létale).	106
Tableau IV.1. : Détermination de la valeur repère et d'intervalle pour chaque paramètre descriptif des activités filtrante et valvaire (n=75).	110
Tableau IV.2. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à six concentrations de Mexel® 432 durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n=30 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	112
Tableau IV.3. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à six concentrations de Mexel® 432 durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n= 30 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	113
Tableau IV.4. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de cuivre durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	115
Tableau IV.5. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de cuivre durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	116
Tableau IV.6. : Données bibliographiques sur les limites de détection de la réponse physiologique et comportementale de la Dreissène vis-à-vis du cuivre.	117
Tableau IV.7. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à six concentrations de chlore durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	118
Tableau IV.8. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de chlore durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	119
Tableau IV.9. : Données bibliographiques sur les limites de détection de la réponse physiologique et comportementale de la Dreissène vis-à-vis du chlore.	121
Tableau IV.10. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de tributylétain durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	122
Tableau IV.11. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de tributylétain durant 1 heure (moyenne ± écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux	

exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).	123
Tableau IV.12. : Données bibliographiques sur les limites de détection de la réponse physiologique et comportementale de la Dreissène vis-à-vis du tributylétain.	124
Tableau IV.13. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de Dreissènes témoins (n=75).	125
Tableau IV.14. : Seuils et délais de détection de la toxicité des substances antialissures testées vis-à-vis des activités filtrante et valvaire de <i>Dreissena polymorpha</i> .	127
Tableau IV.15. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus edulis</i> témoins (n=5).	130
Tableau IV.16. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus edulis</i> témoins (n=5) et exposées en continue pendant 24 heures au Mexel [®] 432 (n=1 à 4) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).	131
Tableau IV.17. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus</i> témoins (n=5) et exposées quotidiennement à 5 mg/l de Mexel [®] 432 pendant 30 minutes (n=1) (Cr : Concentration résiduelle).	133
Tableau IV.18. : Durée de filtration de <i>Mytilus</i> témoins (n=5) et exposées séquentiellement au Mexel [®] 432 (n=1) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).	134
Tableau IV.19. : Durée d'ouverture des valves de <i>Mytilus</i> témoins (n=5) et exposées séquentiellement au Mexel [®] 432 (n=1) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).	136
Tableau IV.20. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus</i> témoins (n=5) et exposées en continue au chlore (n=1) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).	138
Tableau IV.21. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de <i>Mytilus</i> témoins (n=5) et exposées séquentiellement au chlore (n=1) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).	139
Tableau V.1. : Valeurs des concentrations de Mexel [®] 432 injectées (Ci) et résiduelles (Cr) après 30 minutes dans le bac d'injection (moy. = moyenne ; s = écart-type ; n = nombre d'échantillons).	144
Tableau V.2. : Valeurs des concentrations de Mexel [®] 432 injectées (Ci) et résiduelles (Cr) après 30 minutes dans le bac exposé n° 3 (moy. = moyenne ; s = écart-type ; n = nombre d'échantillons).	145
Tableau V.3. : Synthèse des caractéristiques physico-chimiques de la Moselle pendant les périodes de juin à octobre 1995, 1996 et 1997. Les valeurs des paramètres sont présentées sous la forme : moyenne (minimum – maximum).	147
Tableau V.4. : Caractéristiques hydrologiques (moyenne ± écart-type) des bacs expérimentaux.	149
Tableau V.5. : Synthèse du suivi de la fixation des organismes sur les lames durant les trois années d'expérience (E : exposé).	165
Tableau V.6. : Efficacité d'inhibition du Mexel [®] 432 sur la fixation des organismes sur les lames durant les trois années d'expérience.	167
Tableau V.7. : Efficacité d'inhibition du Mexel [®] 432 sur la fixation des organismes sur les parois des bacs durant les deux années d'expérience.	168
Tableau V.8. : Croissance des Dreissènes adultes témoins et exposées au Mexel [®] 432 après 3 mois d'exposition.	172
Tableau V.9. : Mortalité des Dreissènes témoins et exposés au Mexel [®] 432 après trois mois d'exposition (moyenne ± écart-type).	174

AVANT PROPOS

Cette recherche s'articule autour de deux thèmes : l'étude écotoxicologique en milieu aquatique du Mexel[®] 432, une substance antialgicide et l'optimisation d'un test écophysioleogique basé sur les activités filtrante et valvaire de *Dreissena polymorpha*.

Dans ce travail, l'étude écotoxicologique du Mexel[®] 432 comprend d'une part, l'étude de la toxicité létale à court terme qui est appréciée par des tests de mortalité des animaux ciblés et non ciblés par le composé et d'autre part comprend l'étude de la toxicité sublétaie du composé sur la Dreissène en condition de laboratoire et *in situ*. En laboratoire, l'évaluation de la modification de l'activité filtrante et valvaire de la Dreissène mesurée au moyen du 'fritrovalvomètre', une amélioration du système mis au point par Mouabad (1991), a permis d'exprimer l'action potentielle du composé sur ces deux activités. L'amélioration du système a été réalisée d'une part par l'ajout de l'enregistrement de l'activité valvaire, effectué par le 'valvomètre' élaborée par P. Rousselle (1993) et d'autre part, par la mise en place d'un système d'intégration, de stockage (D. Hameury, 1993) et de traitement des données (P. Rousselle, 1993). Les perfectionnements du système ont permis de tester le biodétecteur en semi-continu *in situ*. L'étude de la toxicité sublétaie d'autres composés antialgicides tels que le cuivre, le chlore et le tributyl étain a permis d'une part de comparer l'action du Mexel[®] 432 à ces composés et d'autre part de valider la méthode en optimisant le protocole d'utilisation du biodétecteur et en établissant les limites de détection du système pour ces substances.

Cette recherche a bénéficié d'une aide financière de la part d'Electricité De France et d'autre part de la Région Lorraine, projet Pôle Fédérateur Régional Eau-Environnement.

INTRODUCTION

La moule d'eau douce *Dreissena polymorpha* est originaire des bassins de la mer Caspienne et de la mer Noire. Après avoir progressivement colonisé la quasi-totalité des cours d'eau et lacs d'Europe, elle a été accidentellement introduite en 1985 ou en 1986 dans les Grands Lacs nord-américains probablement à la suite d'un relargage d'eau de ballast d'un bâtiment transocéanique (Hebert *et al.*, 1989). Puis, au cours de ces dernières années grâce à ses capacités d'adaptation, elle a progressé vers le sud des Etats-Unis (Claudi et Mackie, 1994). Néanmoins, la Dreissène ne possède pas le même impact écologique sur ces deux continents. Plusieurs revues de synthèse sont consacrées à la Dreissène, citons pour le continent européen celle de Neumann et Jenner (1992), et celle de Jenner *et al.* (1998) et pour le continent américain, celle de Nalepa et Schloesser (1993), celle de Claudy et Mackie (1994) et plus récemment celle de D'Itri (1997).

En Europe, où la Dreissène est présente dans les lacs, les rivières et les canaux depuis plus de 200 ans, sa population s'est stabilisée. Elle a atteint la dernière phase de l'invasion, *l'intégration écologique*. Elle est maintenant acceptée comme un composant de la faune européenne. Trois axes de recherches peuvent être distingués. 1) Cet organisme peut servir de bioindicateur de métaux traces (Kraak *et al.*, 1991 ; Mersch, 1993), d'organochlorés (Giese et Krüger, 1992 ; Becker van Slooten et Tarradellas, 1994 ; Hayer *et al.*, 1996) et de radionucléides (Gillet et Micha, 1985 ; Mersch *et al.*, 1992 ; Kinney *et al.*, 1994). 2) Son changement de comportement face à des conditions défavorables est à la base du développement des systèmes d'alerte précoce (Jenner *et al.*, 1989 ; Borcharding, 1992 ; De Zwart *et al.*, 1995). 3) Son activité de filtration contribue au contrôle de l'eutrophisation et des concentrations de polluants dans la colonne d'eau, elle est qualifiée alors de biofiltreur (Reeders *et al.*, 1993 ; Smit *et al.*, 1993 ; Klerks *et al.*, 1997).

Aux Etats-Unis, où la Dreissène est en pleine *extension*, elle y est qualifiée de 'peste' (Claudy et Mackie, 1994). Ses effets négatifs peuvent être répertoriés à différents niveaux (Figure 1).

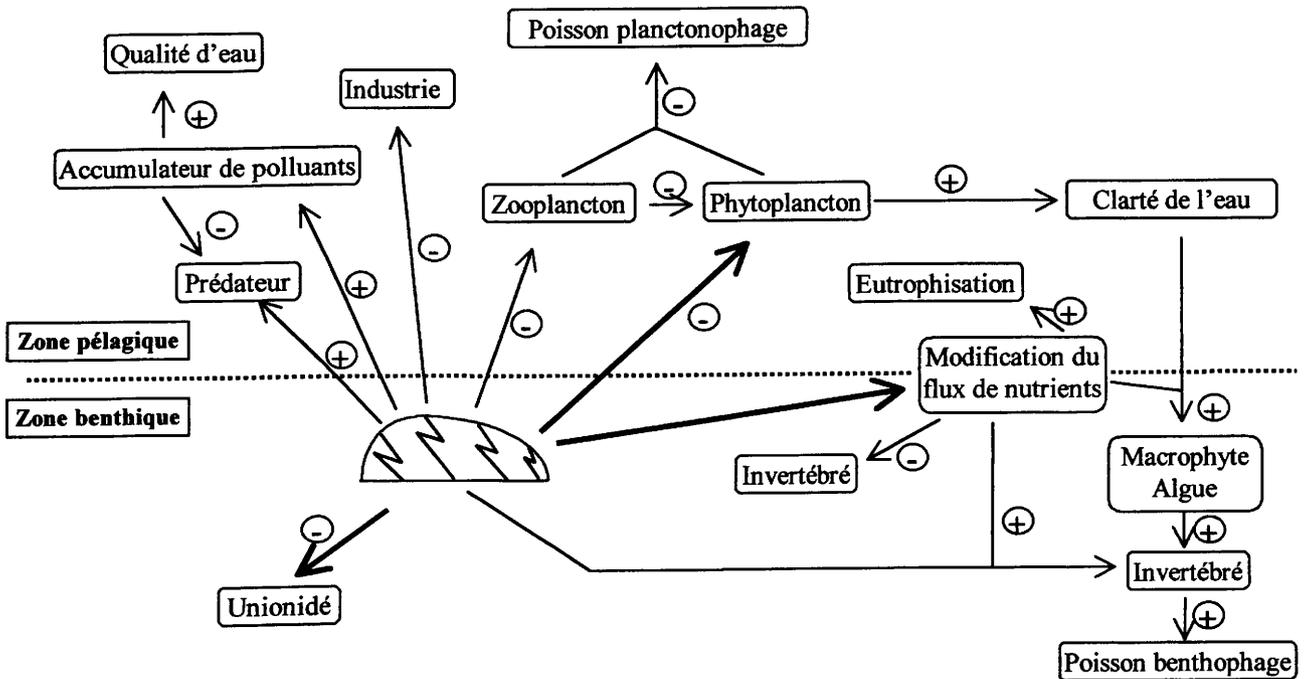


Figure 1 : Représentation schématique de l'impact de *Dreissena polymorpha* dans le milieu aquatique. Un symbole (+) près de la flèche indique une relation bénéfique, un symbole (-) indique une relation défavorable. L'épaisseur de la flèche signale une forte interaction entre les deux composantes.

Au niveau de la **zone pélagique**, sa capacité élevée de filtration est responsable, d'une part, d'un transfert de nutriments et d'énergie de cette zone vers la zone benthique sous forme de particules qui sont retirées de la colonne d'eau, et déposées au fond sous forme de fèces et de pseudo-fèces (Stanczykowska, 1977 ; Holland *et al.*, 1995 ; Johengen *et al.*, 1995 ; Binelli *et al.*, 1997 ; Nalepa *et al.*, 1998). D'autre part, elle est responsable d'une diminution de la densité du phytoplancton et du zooplancton (Nicholls et Hopkins, 1993 ; Fahnenstiel *et al.*, 1995 ; MacIsaac, 1996 ; Caraco *et al.*, 1997 ; Richardson et Bartsch, 1997 ; Smith *et al.*, 1998). La raréfaction de cette source de nourriture (plancton) engendre une modification des populations de poissons (MacIsaac, 1996 ; Karatayev *et al.*, 1997). Elle est également l'hôte intermédiaire de la bucéphalose larvaire parasite des cyprinidés.

Au niveau de la **zone benthique**, la clarification de l'eau (Leach, 1993) et le dépôt de nutriments engendré par la moule zébrée sont bénéfiques aux algues benthiques et aux macrophytes (Griffiths, 1993 ; Lowe et Pillsbury, 1995 ; Skubinna *et al.*, 1995). Cette croissance végétale engendre un changement d'habitat qui modifie la communauté zoobenthique locale. Le

zoobenthos présente une relation complexe avec la Dreissène. Dans les agrégats de moules, la Dreissène a un effet positif sur la biomasse et la diversité des invertébrés benthiques. Ces organismes y trouvent de la nourriture et une protection contre les prédateurs (Howell *et al.*, 1996 ; Dermott et Kerec, 1997 ; Ricciardi *et al.*, 1997 ; Stewart *et al.*, 1998). Par contre, éloignée de ces agrégats, la Dreissène a un effet négatif sur la biomasse et la diversité des invertébrés benthiques (Strayer *et al.*, 1998). Finalement, la Dreissène a un impact négatif direct sur les communautés d'unionidés (Mackie, 1991 ; Gillis et Mackie, 1994 ; Ricciardi *et al.*, 1996 ; Schloesser *et al.*, 1996 ; Baker et Hornbach, 1997 ; Schloesser *et al.*, 1998).

Cet aspect négatif se retrouve également sur le plan économique aussi bien en Europe qu'aux Etats-Unis. Elle induit des dégâts importants, notamment dans les industries utilisant l'eau brute. La Dreissène trouvant des conditions favorables (un substrat, de la nourriture en abondance et une protection contre les prédateurs) s'installe dans les canalisations. Elle y forme une couche de plusieurs centimètres d'épaisseur de coquilles associées à des spongiaires et d'autres épibiontes, provoquant une diminution de la section des conduites et donc, une diminution d'efficacité du pompage d'eau. Ce phénomène peut prendre des proportions considérables allant jusqu'à provoquer l'arrêt des installations. De plus, les points d'attache du byssus sont responsables de phénomènes importants de corrosion (Barton, 1993 ; Simkins et Jones, 1997).

La chloration est le procédé chimique le plus communément utilisé pour le contrôle de la moule d'eau douce dans les circuits industriels (Claudi et Evans, 1993). Cependant, les inconvénients de ce composé (non sélectif, dégradation directement ou indirectement des matériaux et formation de sous-produits halogénés complexes) deviennent si importants que de nouveaux procédés sont développés. Le Mexel[®] 432 un composé organique à propriétés antisalissure biologique, antitartre et anticorrosion a été proposé comme une alternative à l'emploi du chlore.

Le premier objectif de ce travail est d'examiner la toxicité létale à court terme du composé sur *Dreissena polymorpha*, l'espèce 'cible' en condition de laboratoire, mais également sur des espèces non 'cibles' tel que *Corbicula fluminalis*, *Anodonta cygnea*, *Chironomini sp.*, *Gammarus pulex* et *Daphnia magna*.

Le deuxième objectif est d'examiner sa toxicité sublétales. Les activités filtrante et valvaire ont été retenues pour évaluer cette toxicité. Le 'filtovalvomètre', qui est une amélioration du système mis au point par Mouabad (1991), a permis d'exprimer l'action

potentielle du Mexel[®] 432 en laboratoire mais également d'autres composés à propriétés antisalissures tels que le cuivre, le chlore et le tributyl étain. Une étude *in situ*, en milieu marin, a été réalisée en collaboration avec la société Ecotox, pour connaître l'action du Mexel[®] 432 et du chlore sur les activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis* en condition d'utilisation du composé sur site industriel (centrale thermique). L'objectif étant de pouvoir fixer les conditions de l'injection (continue ou discontinue) et la quantité strictement suffisante à l'éradication des moules sans nuisance pour l'écosystème.

Le dernier objectif de ce travail est d'examiner, *in situ*, l'action du Mexel[®] 432 sur la fixation de larves de Dreissènes et d'autres organismes (Protozoaires, Hydrozoaires, Rotifères, Annélides et Chironomidés à fourreaux) présents dans le milieu aquatique (la Moselle) pendant la saison de ponte (juin-octobre). Le dispositif expérimental a également permis de suivre la croissance et la mortalité de Dreissènes adultes.

CHAPITRE I :

Analyse bibliographique

Il existe une liste importante de références bibliographiques consacrées à *Dreissena polymorpha*. Citons quelques références importantes qui ont permis de réaliser la première partie de cette analyse bibliographique, Proceedings of the International Zebra Mussel Conference (de 1991 à 2000), Neumann et Jenner (1992), Nalepa et Schloesser (1993), Claudi et Mackie (1994), D'Itri (1997), Khalanski (1997a) et Jenner *et al.* (1998).

I.1. Méthodes de lutte antisalissure appliquées à la moule d'eau douce *Dreissena polymorpha*

Les méthodes utilisées pour limiter ou arrêter l'invasion de la moule d'eau douce *D. polymorpha* sont généralement regroupées en quatre catégories, à savoir, les traitements mécanique, biologique, physique et chimique. Elles sont constituées soit d'actions curatives visant à éliminer les adultes déjà fixés, soit d'actions préventives empêchant la fixation des larves. Cependant, aucune des méthodes proposées jusqu'à présent n'est entièrement satisfaisante tant sur le plan économique que sur le plan environnemental.

I.1.1. Nettoyage mécanique des parois

Les Dreissènes fixées peuvent être retirées des structures externes et internes par différentes méthodes mécaniques.

Lorsque la canalisation à traiter est à sec, le nettoyage est effectué au moyen de jets à haute pression. Des suceuses sont utilisées pour le ramassage des coquilles.

Lorsque la canalisation à traiter est immergée, le nettoyage est réalisé par l'intervention de plongeurs professionnels dans le cas où le diamètre et le débit le permettent (cas actuel de la

centrale électronucléaire de Cattenom). Si celui-ci devient trop élevé, des systèmes mécaniques sont utilisés (Schleicher, 1997). Ces modes de traitement permettent d'éviter tout traitement de l'eau et ne rejettent aucun toxique dans le milieu aquatique. Cependant, leur principal inconvénient est lié à la durée des opérations et aux difficultés de leur mise en œuvre. Le nettoyage ne peut être appliqué que sur les zones accessibles. Ce type de procédé n'est qu'une solution à court terme et il doit être répété à intervalles réguliers.

I.1.2. Traitement biologique

Ce moyen de lutte consiste dans l'utilisation d'organismes pour supprimer la Dreissène. Molloy (1998) distingue deux groupes d'organismes, les micro-organismes et les ennemis naturels de la Dreissène : les parasites, les prédateurs et les compétiteurs benthiques.

Les micro-organismes sélectivement toxiques pour la Dreissène sont des candidats très prometteurs dans leur utilisation en tant qu'agent de contrôle biologique. Appliqués à des densités artificiellement élevées, les cellules bactériennes ou leurs métabolites sont létaux pour la Dreissène. Plusieurs études ont été lancées dans ce sens pour isoler une souche bactérienne efficace pour lutter contre la Dreissène (Molloy et Griffin, 1992 ; Genthner *et al.*, 1997 ; Gu *et al.*, 1997 ; Singer *et al.*, 1997).

Les ennemis naturels de la Dreissène ont un effet constant mais limité sur sa population. Dans la majorité des cas, la densité des moules zébrées est bien au-dessus de leur pouvoir de régulation. Néanmoins, il est possible de manipuler artificiellement la densité de certains ennemis ce qui entraîne alors une réduction considérable de la population de Dreissènes. Les parasites montrant une grande spécificité sont des agents de contrôle biologique prometteurs. Les prédateurs tels que les poissons (Ghedotti *et al.*, 1995 ; Tucker *et al.*, 1996 ; Marsden, 1997 ; Thorp *et al.*, 1998) et les oiseaux (Custer et Custer, 1996) sont de grands consommateurs de la moule zébrée mais ils ne présentent que peu de spécificité dans le choix de leurs proies. Enfin, les compétiteurs benthiques tels que les spongiaires (Ricciardi *et al.*, 1995b), amphipodes, bryozoaires et algues (Molloy *et al.*, 1997), étant eux-mêmes des organismes du micro- et macrofouling, déplacent compétitivement la Dreissène de son substrat, mais leur manque de spécificité diminue leurs potentialités d'utilisation comme agent de contrôle biologique.

I.1.3. Traitement physique de l'eau

Ces méthodes, non spécifiques, ne sont pas applicables en routine. Elles sont au stade d'expérimentation en laboratoire ou *in situ* à l'exception de l'échaudage (Claudi et Mackie, 1994).

La microfiltration, les méthodes électriques, la méthode acoustique, les ultra violets, la vitesse de l'eau sont appliqués en préventif alors que l'échaudage, la dessiccation, la réduction d'oxygène sont des méthodes curatives.

* Microfiltration de l'eau

Cette méthode protège la totalité de l'installation industrielle contre les larves de Dreissène. Deux systèmes de filtration existent, soit par infiltration à travers du sable, soit par filtration mécanique à travers des micro-tamis.

Ces deux techniques demandent de gros investissements et nécessitent un espace important soit pour les filtres à sable, soit pour les micro-tamis. Le débit traité à l'entrée est différent selon le système utilisé, les filtres à sable permettent de filtrer des débits plus élevés que les micro-tamis. Mais ces derniers peuvent traiter des volumes d'eau plus importants avec une efficacité de 97% (Claudi et Mackie, 1994). Le principal problème de ces systèmes de filtration est la charge de matière en suspension de l'eau brute. Si cette charge est importante les systèmes sont rapidement colmatés et la filtration n'est plus possible.

* Méthode électrique

Ce procédé consiste à utiliser l'électricité pour tuer ou changer le comportement de la Dreissène afin d'empêcher sa fixation. Trois applications du courant électrique sont faites.

La première utilise directement le courant électrique. D'après des études réalisées en laboratoire par Fears *et al.* (1994), un courant alternatif d'un potentiel de 6 à 8 volts/inch (de 2,4 à 3,2 volts/cm) est suffisant soit en préventif pour empêcher la fixation des Dreissènes, soit en curatif pour détacher ou tuer les organismes. *In situ*, peu d'études ont montré une efficacité totale vis-à-vis des organismes engendrant des salissures, Fears et Mackie (1997) observent même une augmentation de la croissance algale.

Le champ électrique est la seconde application. Son objectif est de créer un milieu défavorable pour les végétaux. Une synthèse des résultats *in situ* réalisée par Smythe *et al.* (1994) montre que ce procédé réduit, au maximum, les fixations de 83%.

Enfin, la protection cathodique est un moyen de contrôle, puisque Serli *et al.* (1994), en utilisant un courant d'environ 13 mA/ft² (140 mA/m²), observent une mortalité de 70% au bout de 5 mois, lors d'une étude *in situ* sur le lac Saint-Clair (Etats-Unis). Cette méthode est applicable sur de grandes surfaces externes. Néanmoins, des études complémentaires sont nécessaires en ce qui concerne l'oxydation et la réduction de l'électrode de platine qui changent sous l'effet du courant.

Ces applications présentent l'avantage de ne rejeter aucun toxique. Leurs restrictions sont liées au fait qu'elles ne sont pas faciles à mettre en œuvre et demandent une quantité importante de courant entraînant un coût élevé de l'opération. Pour réduire ce coût, l'utilisation du mode pulsatoire est préconisée mais les données sur la durée du mode d'application ne sont pas assez nombreuses (Ostlie *et al.*, 1994 ; Smythe *et al.*, 1995).

* Méthode acoustique

L'énergie acoustique, qui depuis peu connaît un regain d'intérêt, est utilisée sous trois formes : la cavitation, le son et la vibration. Après avoir réalisé une synthèse des résultats disponibles (Figure I.1.), Donskoy et Ludyanskiy (1995) complètent ces données en montrant que le son à basse fréquence (en dessous de 200 Hz) est un moyen de contrôle.

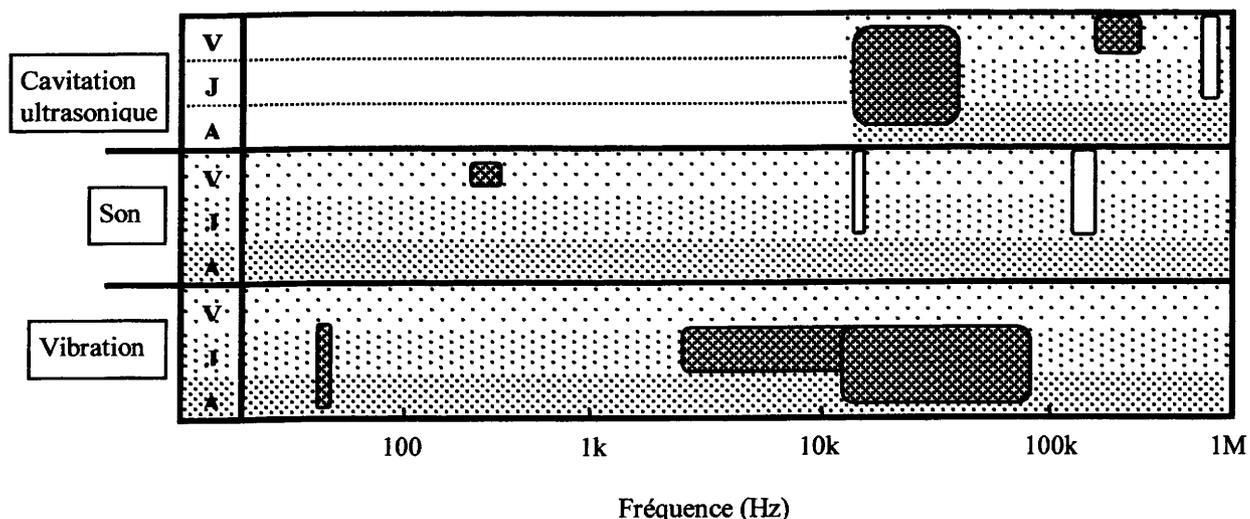


Figure I.1. : Illustration des résultats synthétisés des tests acoustiques (d'après Donskoy et Ludyanskiy, 1995). Les rectangles ombrés indiquent un résultat positif (comme une mesure témoin) pour les différentes techniques acoustiques (cavitation ultrasonique, son et vibration) en respectant les fréquences appliquées et le stade de développement de la moule. Les rectangles sans ombrés indiquent un résultat négatif. Les lettres V, J et A indiquent les stades Véligère, Juvénile et Adulte, respectivement.

Aucun résidu n'est produit par ce procédé. Néanmoins, les vibrations émises sur les canalisations peuvent endommager leurs structures.

** Ultra violet*

Depuis que des systèmes sont capables de traiter de grand volume d'eau, l'utilisation de ce traitement s'étend. Il est efficace dans la lutte contre la Dreissène (Chalker-Scott *et al.*, 1994 ; Wright *et al.*, 1997). Cependant, les eaux utilisées dans les circuits industriels fortement chargées en particules sont difficilement pénétrées par les ultra violets limitant ainsi l'efficacité du traitement.

** Vitesse de l'eau*

La méthode est efficace puisque aucune fixation de Dreissènes n'est observée lorsque la vitesse de l'eau est comprise entre 1 et 1,5 m/s (Claudi et Mackie, 1994). Cependant, très peu d'installations industrielles sont capables d'appliquer de tel débit. En réalité, celui-ci est le plus faible possible afin d'empêcher l'entraînement des poissons dans les structures.

** Echaudage*

L'utilisation d'eau chaude pour tuer les Dreissènes est efficace (Jenner et Janssen-Mommen, 1993 ; McMahon *et al.*, 1994 ; Marcus et Wahlert, 1994). Cependant, dans de nombreux systèmes utilisant cette technique, il est économiquement et opérationnellement infaisable de maintenir une température élevée en continu sur la totalité de l'installation et sur une longue période. De plus, si la température de l'eau doit être élevée pour tuer les Dreissènes, elle ne doit pas endommager les structures par dilatation ou compression. A cet effet, des chocs thermiques sont généralement employés.

Pour obtenir un effet létal, la température et sa durée d'application sont très variables (Claudi et Mackie, 1994). Différents facteurs expliquent cette variabilité :

- la température d'acclimatation des organismes. Plus celle-ci est basse, plus la Dreissène est sensible aux variations de température.
- la vitesse d'augmentation de la température. Si celle-ci est graduelle, la Dreissène s'acclimate lors du traitement et vit plus longtemps que prévu.
- la variation génétique.

L'inconvénient de ce traitement est le rejet d'eau chaude dans le milieu naturel qui est réglementé. Ainsi, les installations industrielles qui ne peuvent faire recirculer l'eau, ne sont pas adaptées à ce traitement.

** Dessiccation*

Cette méthode, qui nécessite l'assèchement des canalisations, est efficace pour tuer les Dreissènes. Cependant, son inconvénient majeur est la durée du traitement puisque les Dreissènes peuvent survivre plus de 10 jours dans un environnement frais (en dessous de 15° C) et humide (95%) (Ussery et McMahon, 1994 ; Ricciardi *et al.*, 1995a). L'utilisation d'air chaud circulant dans les canalisations peut accélérer le traitement (Jenner et Janssen-Mommen, 1993). Une étude menée par Ussery *et al.* (1998) le confirme.

** Réduction d'oxygène*

Ce traitement consiste à réduire la concentration d'oxygène dissous dans l'eau. Différentes méthodes telles que l'injection de disulfate de sodium, de sulfure d'hydrogène, d'azote soit l'utilisation de pompes sont disponibles. Néanmoins, ce traitement est long puisque Matthews et McMahon (1994) montrent que 12 jours sont nécessaires pour obtenir 100% de mortalité à une température de 15°C. Il est avantageux pour des systèmes fermés, statiques ou pour des installations à deux entrées avec une utilisation alternée. Son inconvénient majeur est l'augmentation des bactéries sulfato-réductrices responsables de corrosion (Claudi et Mackie, 1994).

I.1.4. Traitement chimique de l'eau

L'utilisation de substances chimiques, qui présentent l'avantage de protéger entièrement les structures internes des installations industrielles, est communément pratiquée en Europe et aux Etats Unis. Le défaut majeur de ce traitement reste la limitation des rejets des produits toxiques dans l'environnement. De nombreux traitements sont efficaces pour lutter contre *Dreissena polymorpha*, mais la prise en compte de leurs impacts sur l'environnement et de leurs coûts économiques réduit considérablement la liste des composés utilisables. Ces derniers sont regroupés dans deux catégories, les produits oxydants et non oxydants.

I.1.4.1. Produits oxydants

* Le chlore¹

La chloration reste le procédé chimique le plus communément utilisé pour contrôler *D. polymorpha* dans l'eau brute (Claudi et Evans, 1993). Le chlore est ajouté soit sous forme de gaz, de liquide (hypochlorite de sodium) ou de solide (hypochlorite de calcium).

La chloration en injection continue a été essentiellement utilisée par le passé. Des concentrations de 0,3 à 0,5 mg/l d'O.R.T. (Oxydants Résiduels Totaux) éliminaient la totalité des moules zébrées adultes présentes dans le système (Klerks *et al.*, 1993 ; Evans et Sim, 1993). Toutefois, ce traitement est remis en question depuis la proposition de l'U.S. E.P.A. (United States Environmental Protection Agency) qui a fixé en 1982 une valeur guide de 0,2 mg/l d'O.R.T. pendant 2 h/j dans les rejets pour une centrale électrique de plus de 25 MW. Ce régime d'injection n'étant pas suffisant pour contrôler le 'macrofouling' (Lyons *et al.*, 1991), il est devenu essentiel d'une part, d'optimiser le traitement de chloration et d'autre part, d'appliquer des méthodes à injection discontinue ou de 'choc' selon les installations industrielles à traiter. Ces stratégies ont pour objectif de limiter le rejet d'O.R.T tout en restant efficace contre *D. polymorpha*.

L'inventaire des différentes stratégies indique qu'elles sont toutes efficaces pour lutter contre la moule zébrée, mais à des degrés plus ou moins importants selon les paramètres physico-chimiques et le métabolisme des animaux. L'inconvénient majeur de la chloration est la formation de sous-produits. D'une part, les chloramines formées lors des réactions des composés chlorés avec des composés nitrés tel que l'azote ammoniacal possèdent un pouvoir biocide moins fort. D'autre part, les trihalométhane formés lors des réactions des composés chlorés avec des composés organiques sont potentiellement cancérigènes (Fiche toxicologique, n° 51, INRS, 1996).

* Le dioxyde de chlore

En ce qui concerne son efficacité, les opinions divergent. Van Benschoten *et al.* (1993) montrent que le dioxyde de chlore est moins efficace pour le contrôle des végétales que le chlore

¹ Ce terme regroupe l'élément chlore et les produits chlorés libérant du chlore.

ou les chloramines alors que Fraleigh *et al.* (1993) trouvent que 0,125 mg/l de dioxyde de chlore, en système continu, est suffisant pour empêcher leur fixation. Brooks et Matisoff (1993) observent que le composé est plus efficace que le chlore pour la mortalité d'adulte. Khalanski (1993) indique qu'une injection continue de ClO₂ pendant 8 jours à une concentration résiduelle moyenne de 0,2 mg/l à 15°C provoque une mortalité significative de Dreissène adulte. Néanmoins, tous s'accordent à dire qu'il est efficace pour lutter contre la Dreissène (Smolik *et al.*, 1995 ; Rusznak *et al.*, 1995). Malgré, les mesures de sécurité nécessaires pour son application (gaz toxique irritant et explosif) et son coût élevé, ce produit est considéré comme une alternative prometteuse en terme d'environnement par rapport à la chloration car il ne génère pas directement de trihalométhanes. De plus, son efficacité est équivalente dans une large gamme de pH (5,0 à 9,5) (Jenner *et al.*, 1998).

* Les chloramines

Ces composés se forment par réaction de chlore libre (HOCl et OCl) avec des composés nitrés tels que l'ammoniaque et les acides aminés. Ils sont produits soit naturellement lorsque du chlore ou de l'hypochlorite de sodium sont ajoutés à de l'eau brute, soit artificiellement par co-injection d'ammonium sous forme de gaz ou d'hydroxyde et d'hypochlorite de sodium.

Van Benschoten *et al.* (1993) montrent qu'une mortalité supérieure à 90% de véligères est obtenue à partir de concentrations de chloramine de 1,5 mg/l lors de tests statiques ou en circuit ouvert.

Leur manipulation est aisée sans formation de trihalométhanes. Duvivier (1993) montre que l'utilisation rationnelle de la monochloramine pour la désinfection des eaux de réfrigération conduit à la formation de nettement moins de composés organo-halogénés que l'utilisation de chlore. Cependant, la dose efficace pour lutter contre la Dreissène n'est pas connue.

* L'ozone

Ce composé est toxique pour la Dreissène à des concentrations faibles (Van Benschoten *et al.*, 1993) et ne forme pas de trihalométhane. Toutefois, le coût onéreux de sa production et son incompatibilité avec les matériaux formant les canalisations limite son utilisation. De plus, il est très difficile et coûteux de maintenir un résidu d'ozone suffisant dans une eau industrielle pour tuer toute la population en place. Lors des réactions dans l'eau, il forme des radicaux libres. Il ne présente donc pas d'avantages significatifs par rapport à la chloration.

* *Le brome*²

Le brome peut être utilisé sous forme soit de brome actif, soit de bromure de sodium, soit de mélange de composés dont le brome est l'élément actif, l'actibrome (Nalco Chemicals) et le bromicide (Great Lakes Chemical Corporation).

Toutes ces formes montrent une efficacité plus importante lorsque le pH de l'eau est supérieur à 8 et lorsque la concentration en azote ammoniacal est de 2 mg/l (EPRI, 1992). La bromation en continu se montre efficace (Sawyko, 1994), mais elle produit davantage de trihalométhanes que le chlore.

Le brome est moins toxique que le chlore sur les organismes non concernés par le traitement (Fisher *et al.*, 1999). Cependant, ces données sont contraires à celles obtenues par Howe *et al.* (1993). Les composés bromés sont soumis à la même législation que les composés chlorés et le coût du brome est de 5 à 10 fois plus élevé. Il ne présente donc pas d'avantages significatifs par rapport à la chloration.

* *Permanganate de potassium*

Quelques travaux suggèrent que ce composé peut être utilisé contre la Dreissène adulte. Dans un système en flux continu, Fraleigh *et al.* (1993) montrent que 0,25 mg/l de ce composé empêche la fixation de la Dreissène. En statique, Klerks *et al.* (1993) observent moins de 30% de mortalité chez des véligères exposées à 2,5 mg/l pendant 3 heures. Ces résultats suggèrent que ce composé empêche la fixation des organismes mais ne présente pas de toxicité aiguë pour les véligères. Il est moins efficace que le chlore et son inconvénient majeur est la couleur rose de l'eau en cas de surdosage.

Malgré son succès, l'utilisation des produits oxydants n'est probablement pas le meilleur traitement. En effet, les produits oxydants affectent directement ou indirectement les matériaux formant les canalisations d'eau, contribuant ainsi à une corrosion qui génère un relargage significatif de métaux. Ceci augmente le coût de maintenance et diminue la performance du système. Ces produits oxydants ne sont pas sélectifs vis-à-vis de la Dreissène. Aussi, des produits non-oxydants, tels que les sels de potassium et les molluscicides, sont employés.

² Ce terme regroupe l'élément brome et les produits libérant du brome.

I.1.4.2. Produits non-oxydants

Contrairement aux substances précédentes, ces composés n'interagissent pas avec les matériaux. Ils ne forment pas de sous-produits. Leur stockage et leur manipulation sont faciles. Pour des raisons économiques, ils sont appliqués à la fin de la saison de reproduction et dans quelques cas en traitement périodique.

* *Les sels de potassium*

Depuis les travaux de Fisher *et al.* (1991), les sels de potassium sont connus comme des agents toxiques pour la moule d'eau douce puisque leurs CL₅₀, 24h varient de 92 à 226 mg/l.

Des essais *in situ* dans des chambres tests ont montré qu'une concentration de 50 mg/l de KCl empêche la fixation de *D. polymorpha* (Fisher *et al.*, 1993). Pour diminuer la quantité de produit à utiliser, des essais préliminaires ont montré un effet sur la fixation de la moule zébrée pour une fréquence d'utilisation de 2h/2h (2 heures d'injection suivies de 2 heures d'arrêt).

Les sels de potassium présentent, à forte concentration, une grande sélectivité vis-à-vis des Dreissènes (Waller *et al.*, 1993). Leur coût est 3 à 4 fois plus important que pour le traitement par la chloration mais dans les circuits fermés, c'est une alternative intéressante et économiquement raisonnable.

* *Les molluscicides*

Ces produits sont souvent utilisés pour contrôler les populations adultes de *Dreissena polymorpha*. Beaucoup de ces agents sont toxiques à relativement faibles concentrations (quelques milligrammes) car ils ne sont pas détectés immédiatement par l'animal comme des composés nocifs. Deux types de molluscicides se distinguent, ceux d'origine naturelle et ceux de synthèse.

Lemma *et al.* (1991) montrent que la lemmatoxine, molluscicide d'origine naturelle, extrait des baies de *Phytolacca dodecandra* et communément appelé Endod, est efficace pour lutter contre la Dreissène puisque sa CL₅₀, 24h est de 8,8 mg/l, en milieu statique. Ce composé possède un effet latent qui ne nécessite pas une injection en continu (Lemma *et al.*, 1991). Ces résultats sont confirmés dans un essai préliminaire *in situ* (Lee *et al.*, 1993). Cependant, l'obstacle à son expansion est le manque de données toxicologiques suffisantes sur ses risques (Hietanen, 1997).

De nombreux molluscicides de synthèse présentant une toxicité plus ou moins spécifique à l'égard des mollusques sont commercialisés. En prenant comme paramètre la mortalité totale (100%) des Dreissènes, deux types de molluscicides sont distingués : ceux dont la durée d'exposition est longue (quelques jours) tels que les produits Bulab 6002 et 6009, laboratoire Buckman (McMahon *et al.*, 1989) et ceux, dont la durée d'exposition est courte (quelques heures) tels que les produits Clamtrol CT-1, laboratoire Betz (Petrille *in* Bidwell *et al.*, 1995), H130, Calgon (Waller *et al.*, 1993) et TD 2335, ElfAtochem (Piccirillo *et al.*, 1997).

Ces composés, possédant une formulation chimique complexe, sont efficaces pour lutter contre la Dreissène mais leur devenir dans les sédiments n'est pas assez documenté. En effet, certains sous produits peuvent être assez persistants et leurs effets à long terme ne sont pas connus. De plus, les composés Clamtrol CT-1 et H130 doivent être détoxifiés avec de la bentonite argileuse avant d'être relargués car ils sont toxiques pour les poissons et d'autres organismes aquatiques.

Les efforts de lutte contre la Dreissène sont focalisés essentiellement sur les organismes adultes. Néanmoins, l'émission des gamètes, la fécondation et le développement larvaire sont des stades où le contrôle peut également être exercé. Ainsi, des substances chimiques sont testées afin de modifier le comportement de reproduction de la Dreissènes (Ram *et al.*, 1992 ; Fong *et al.*, 1994).

I.1.5. Traitement des parois

Pour empêcher la fixation des organismes sur les parois, deux procédés sont utilisés. Soit la paroi est rendue inhospitalière pour la Dreissène, soit elle est isolée de l'eau par la création d'une barrière physique.

Le premier procédé utilise un revêtement toxique qui rend la paroi inhospitalière. Dans le passé, l'utilisation de substrats de cuivre, de plomb ou de zinc était une méthode communément utilisée comme répulsif des organismes. Cependant, ces substrats induisent un relarguage important de métal. Ainsi, des peintures contenant du tributyl oxyde étain ont été utilisées. Or, les problèmes environnementaux sur les organismes 'non cibles' sont si importants que ces peintures sont maintenant en restriction ou complètement bannies dans de nombreux pays (Alzieu, 1991 ; Dowson *et al.*, 1994 ; Horiguchi *et al.*, 1994 ; Tóth *et al.*, 1996 ; Smith, 1996). Actuellement, pour réduire la quantité de métaux relargués, tout en gardant l'efficacité, l'utilisation de grilles de

cuivre, de zinc (Dormon *et al.*, 1996) ou de peintures contenant ces métaux (Race et Kelly, 1994) sont développées.

Parallèlement à ces biocides inorganiques, une étude préliminaire a montré que des substances naturelles, issues d'un broyat d'organismes marins, ont un effet répulsif sur la Dreissène (Taylor et Zheng, 1997). L'étude se poursuit afin d'isoler les substances actives contenues dans le broyat.

Le second procédé utilise des revêtements non toxiques créant une barrière physique entre la surface à protéger et l'eau. Ils sont basés sur :

- un matériel dont la très faible énergie de surface réduit l'adhérence des dépôts.
- un matériel hydrophile s'érodant dans le courant d'eau et renouvelant ainsi en permanence sa surface ; il y a auto-polissage de la surface.

Le revêtement le plus prometteur, non toxique, est constitué par des peintures à base de silicone qui préviennent et diminuent la fixation (Leitch, 1993). Ces produits ne relarguent aucun toxique dans l'environnement et les organismes capables de se fixer sont plus facilement éliminés par le nettoyage mécanique (Garti et Smith, 1995). Les parties traitées demandent cependant une inspection et une maintenance périodique. Lorsque le produit est appliqué, l'isolement de la partie à traiter et une préparation spéciale de la surface sont nécessaires. Les matériaux utilisés sont chers et possèdent une durée de vie limitée de 4 à 5 ans. L'efficacité dépend de la vitesse du courant et de la forme du tuyau. Ils sont susceptibles de dommages mécaniques.

D'autre part, les films érodables isolent les surfaces en contact avec l'eau brute en déposant un film qui arrête les interactions entre les parois recouvertes et le milieu aquatique. Le Mexel[®] 432 appartient à cette catégorie.

I.1.6. Récapitulatif

La liste des méthodes répertoriées n'est pas exhaustive. Celles présentées sont actuellement appliquées, ou en voie de développement (Tableau I.1.).

Toutes ces méthodes sont efficaces pour lutter contre la Dreissène cependant, un seul traitement ne peut être appliqué à tous les systèmes industriels. C'est pourquoi, avant de déterminer la stratégie de lutte, chaque gestionnaire doit intégrer les objectifs du traitement à son installation pour obtenir une efficacité optimale.

Tableau I.1. : Résumé des principales caractéristiques des traitements utilisés dans la lutte contre la Dreissène.

Type de traitement	Méthode	Intérêt principal	Inconvénients	Observations
Mécanique	Canalisation à sec	Aucun rejet toxique	Long, difficile, zone accessible	Solution à court terme. Appliqué
	Canalisation sous l'eau	Aucun rejet toxique	Long, difficile, danger, zone accessible	Solution à court terme. Appliqué
Biologique	Micro-organismes	Aucun rejet toxique, sélectif		Isolement de souches Recherche en cours
	Ennemis	Aucun rejet toxique	Régulation limitée	Recherche en cours
Physique	Microfiltration	Protection totale, aucun rejet toxique	Gros investissement, débit faible, MES	Pour des petites structures. Testé sur site
	Electrique	Aucun rejet toxique	Mise en œuvre difficile, coûteux	Testé sur site
	Acoustique	Aucun rejet toxique	Canalisation endommagée	Testé sur site
	Ultra violet	Aucun rejet toxique	Problèmes de particules	Testé sur site
	Vitesse de l'eau	Aucun rejet toxique	Structure adaptée	Appliqué
	Echaudage	Facilité d'obtention	Problèmes de structures et rejet d'eau chaude	Appliqué en circuit fermé
	Dessiccation	Aucun rejet toxique	Long	Appliqué en circuit fermé
	Réduction d'oxygène	Aucun rejet toxique	Long, augmentation de bactérie sulfato-réductases	Appliqué en circuit fermé
	Chimique	<i>Produits oxydants</i>		
Chloration		Protection totale	Sous produits	Appliqué
Chloramine		Protection totale	Manque de données	Appliqué
Dioxyde de chlore		Protection totale	Mesure de sécurité, coûteux	Testé sur site
Ozone		Protection totale	Coûteux, dégradation rapide	Testé sur site
Bromation		Protection totale	Coûteux	Appliqué
Permanganate de potassium		Protection totale	Coloration rose de l'eau	Appliqué
<i>Produits non oxydants</i>				
Sels de potassium		Protection totale	Coûteux	En circuit fermé
Molluscicides		Protection totale	Manque de données	Recherche en cours
Parois	Revêtement toxique		Rejet de toxique	Appliqué sur une partie de circuit
	Revêtement non toxique	Aucun rejet toxique	Coûteux, durée de vie limitée	Testé sur site, recherche en cours

I.1.7. Le Mexel® 432

I.1.7.1. Caractéristiques physiques

Le Mexel® 432 (Société Mexel, Haubourdin, France) se présente sous forme d'un liquide blanchâtre, épais et visqueux. C'est un composé non explosif, non inflammable et non volatil. Il est miscible dans l'eau en toutes proportions. Sa viscosité est de 420 cps, sa densité de 0,998 et son pH de 11,3. Aux Etats-Unis, le Mexel® 432 est référencé dans la catégorie des pesticides sous le numéro SLN 950007, EPA 69100.

I.1.7.2. Composition élémentaire

Le Mexel® 432, ayant une formulation chimique protégée, seules quelques informations concernant sa composition élémentaire peuvent être précisées (Tableau I.2.).

Tableau I.2 : Composition élémentaire et indications sur les fractions organiques du Mexel® 432.

	Laboratoire Wolff	Laboratoire Pasteur de Lille	LHRSP Nancy
Humidité	83,6 %	85 %	81,59 %
Cendres	<0,05 %	0 %	
C	17,6 %		17,36 %
H	11,5 %		11,22 %
N	2,1 %		1,96 %
O	67,4 %		63,56 %
P			0,20 %
S, F	<0,1 %		
Cl, Br, I	<0,3 %		
Ca		0,0002 %	
Mg		<0,0001 %	
Al total		<0,0001 %	
Fe total		0,0008 %	
Cd		<0,02 mg/kg	
As, Se		<0,05 mg/kg	
Ag, Cr total, Sn		<0,1 mg/kg	
Pb		<0,2 mg/kg	
Zn		0,12 mg/kg	
Ni*		10 mg/kg	
Ammonium quaternaire			<0,0008 %
Spectre IR	Bandes amines et aliphatiques		

* Eliminé par une modification du procédé de fabrication

Ces analyses montrent que la fraction sèche du Mexel® 432 (de 15 à 18,41 %) est constituée en totalité (de 99,5 à 100 %) de matière organique (absence de cendres) composée essentiellement de quatre éléments qui représentent environ 96 % de la masse totale : oxygène, carbone, hydrogène et azote (Allonier *et al.*, 1997).

Il est exempt d'éléments caractérisant les biocides les plus durs tels que les ammoniums quaternaires, les composés aromatiques, les halogènes (chlore, brome) et les métaux à l'exception du nickel (10 mg/kg dans la fraction sèche). D'après le fabricant, une modification du procédé de fabrication a permis d'éliminer ce métal.

I.1.7.3. Composition chimique

Selon le fabricant, le Mexel® 432 est constitué de trois composés principaux (A, B et C).

Le composé A est une diamine grasse constituée par une longue chaîne aliphatique portant une amine primaire et une amine secondaire. Ce composé forme la partie filmante du produit commercial.

Le composé B est une amine tertiaire de poids moléculaire beaucoup plus élevé que celui du composé A. Il joue le rôle d'émulsifiant non ionique, peu adsorbant qui assure la stabilité des micelles formées avec le composé A.

Le composé C est un amino-alcool formant le solvant.

I.1.7.4. Modalités d'action du composé

En phase aqueuse, le Mexel® 432 forme une émulsion dont les micelles sont constituées des composés A et B. Préférentiellement adsorbées à l'interface solide/liquide, les micelles forment un film bicouche qui isole les surfaces en contact avec l'eau. Seul le composé A se dépose pour former ce film (Figure I.2.). Ce phénomène modifie ainsi les interactions entre les parois et le milieu liquide.

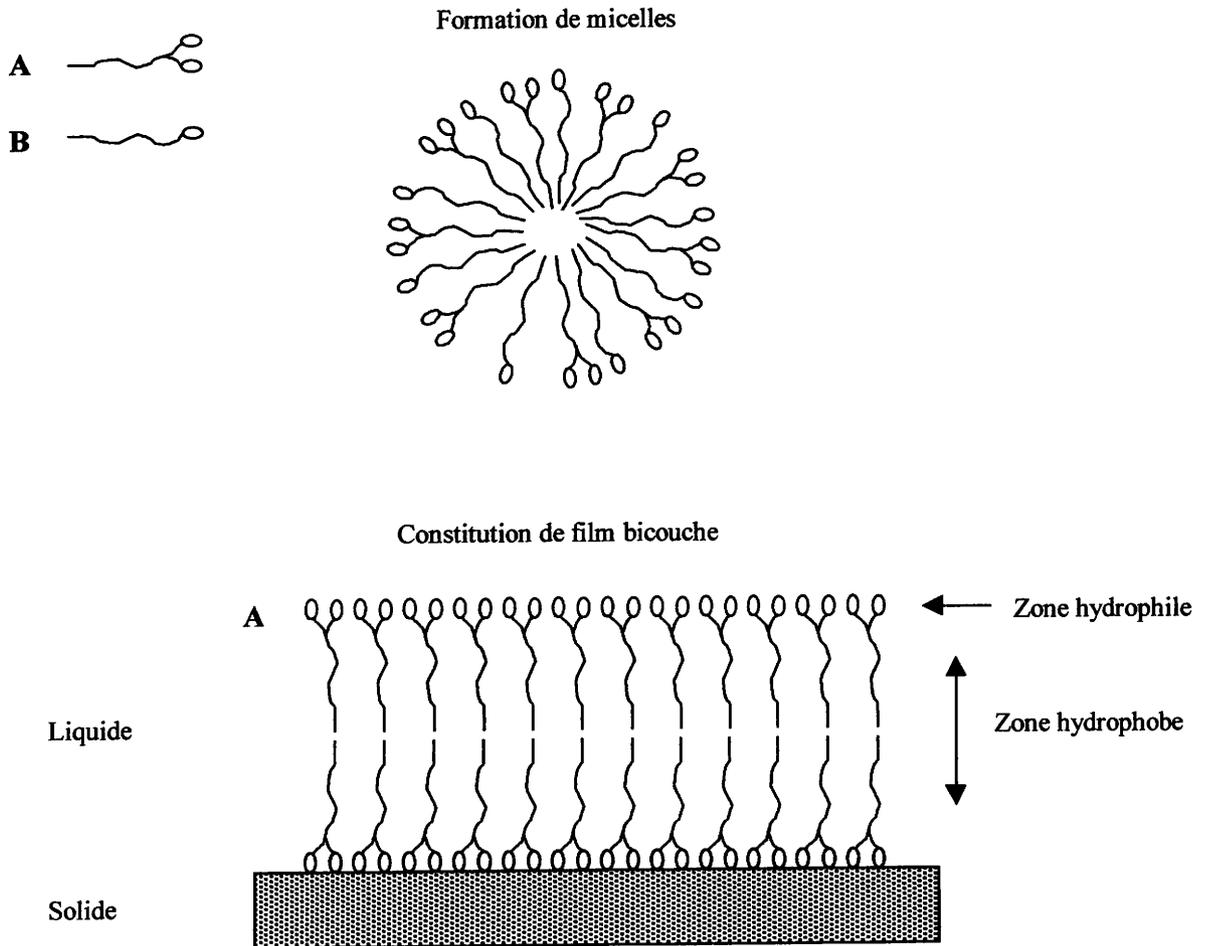


Figure L2. : Représentation schématique des micelles et du film bicouche (d'après Allonier *et al.*, 1997).

Ses propriétés anticorrosion, antitartre et antisalissure reposent sur deux principes :

- le revêtement rend la surface solide peu 'mouillable' par le liquide impliquant une faible force d'adhésion, donc une faible fixation des organismes.
- le revêtement forme un film érodable. Son renouvellement continu empêche la fixation des animaux et des végétaux.

Les actions du Mexel[®] 432 sont d'abord physiques. Les quantités à injecter dépendent des surfaces à protéger et non des volumes d'eau qui transitent. Ceci le différencie d'autres produits possédant les mêmes propriétés biocides. Cependant, le film doit être renouvelé. La durée entre deux applications dépend de l'épaisseur initiale et du taux d'érosion variable d'un circuit à l'autre. De plus, l'usure du film est d'autant plus rapide que la vitesse du courant et la charge en matières en suspension sont élevées.

I.1.7.5. Dégradation

La disparition du Mexel[®] 432 en solution est attribuée à différents processus.

Une baisse rapide de la concentration du composé, appelée 'demande immédiate', est observée dans les minutes qui suivent le mélange (Allonier *et al.*, 1997). Celle-ci est attribuée d'une part, au dépôt du composé sur les parois des récipients utilisés et à l'instabilité des micelles (10 à 20% au maximum) et, d'autre part, une partie du composé (0 à 80%) se dépose sur les matières en suspension, plus particulièrement, sur les argiles et les acides humiques (Allonier *et al.*, 1997).

Cette disparition rapide du composé est suivie d'une baisse plus lente. L'agitation et le bullage d'air sont responsables de la disparition du composé. Sa demi-vie a été étudiée dans de l'eau de la rivière Moselle par Khalanski (1993). Pour une température de 20°C et sans bullage, la demi-vie est de 20 heures. Elle n'est plus que de 5 heures lorsqu'un bullage est appliqué. Le bullage induit une perte de 95% du composé en 65 heures.

En conséquence, une distinction doit être faite entre la concentration de composé théoriquement injectée et la concentration réellement présente après mélange.

I.1.7.6. Biodégradation

Le Mexel[®] 432 est dégradé par certaines souches bactériennes isolées à partir d'eau de Seine. Une biodégradation de 80% du composé est obtenue après 10 jours (Allonier et Khalanski, 1996).

Si les produits de dégradation du composé ne sont pas identifiés, un test microtox a permis de suivre leur toxicité globale. Une solution de Mexel[®] 432 (50 et 100 mg/l) préparée avec de l'eau de la rivière Moselle est dégradée par bullage d'air comprimé. Le suivi de la concentration inhibitrice (CI) en fonction de l'âge de la solution est reporté dans le tableau I.3..

Tableau I.3. : Evaluation de la toxicité du Mexel[®] 432 en fonction de l'âge de la solution dans l'eau de Moselle par le test du microtox (d'après Khalanski, 1997b).

Concentration initiale	Age de la solution	CI50 (mg/l) (Mexel résiduel)
50 mg/l	4 h -1 jour	5,6
	2 jours	7,9
100 mg/l	4 h -1 jour	3
	2 jours	3
	4 jours	16,5

Il apparaît que la disparition du composé s'accompagne d'une augmentation de la CI50 ce qui exprime une réduction de la toxicité vis-à-vis des bactéries (Khalanski, 1997b).

I.1.7.7. Données toxicologiques

Sa toxicité globale a été testée à différents niveaux, autant sur l'activité cellulaire d'organismes, que sur des populations d'organismes.

** Effet sur les cellules*

Pour évaluer la cytotoxicité du Mexel[®] 432, un test d'activité métabolique est réalisé sur des cultures de cellules de cœur d'huître *Crassostrea gigas* (Coulon, 1993 ; Domart-Coulon *et al.*, 2000). Ce test colorimétrique, qui évalue la viabilité cellulaire, est basé sur la réduction d'un sel de tétrazolium (le MTT) par les enzymes mitochondriales des cellules vivantes. La concentration inhibant de 50% (CI50) l'activité mitochondriale est de $14 \pm 1,5$ mg/l après 7 jours d'expérience. Ce test a permis de montrer que le composé possède une action cytotoxique à moyen terme sur ces cultures.

Le même test a été adapté aux cellules branchiales de la palourde *Ruditapes decussatus* (Auzoux et Coulon, 1993 ; Domart-Coulon *et al.*, 2000). Une CI50 de 27 ± 4 mg/l est déterminée après 24 heures d'exposition. En revanche, un effet de la durée d'exposition au-delà des 24 premières heures n'a pu être montré (Bordenave, 1998).

Ces études ont montré que le composé agit au niveau cellulaire mais, elles n'ont pas permis d'élucider totalement son mécanisme d'action. Toutefois, quelques hypothèses peuvent être formulées. Le Mexel[®] 432 étant un surfactant, il peut agir au niveau de la membrane cellulaire en la dénaturant. Pour vérifier cette hypothèse, Auzoux et Coulon (1993) ont réalisé un test au bleu trypan. Ce colorant non vital pénètre dans les cellules présentant une membrane plasmique endommagée et les colore en bleu. Une concentration de 25 mg/l (dosé 20 mg/l) de Mexel[®] 432 est capable de provoquer à très court terme (15 mn) d'importantes modifications de la perméabilité membranaire des cellules vivantes. Cette augmentation de la perméabilité au colorant peut s'expliquer par deux mécanismes :

- soit une augmentation brutale de la tension superficielle entraîne un déchirement de la membrane cellulaire,
- soit les échanges ioniques et gazeux sont inhibés et la cellule meurt.

* Effet sur les micro-organismes

Pour évaluer la toxicité du composé sur les bactéries, le test du microtox est réalisé. Ce test exploite les propriétés luminescentes de la bactérie marine *Vibrio fisheri* (anciennement nommée *Photobacterium phosphoreum*). L'inhibition de la bioluminescence naturelle de la souche bactérienne, soumise au composé, est évaluée en fonction du temps (Tableau I.4.).

Tableau I.4. : Toxicité du Mexel[®] 432 sur la bactérie *Vibrio fisheri*.

Milieu	CI50, 5 mn (mg/l)	CI50, 15 mn (mg/l)	Références
Non précisé	6,4 ± 0,5	5,7 ± 0,6	Coulon, 1993
Eau déminéralisée	6,2 ± 0,8	5,2 ± 0,8	Allonier, 1995
Eau de Seine	8,6 ± 0,8	4,8 ± 0,8	Allonier, 1995
Eau de Moselle	7,8		Khalanski, 1997b

Il apparaît que les concentrations nécessaires à inhiber 50% de la luminescence sont supérieures en eau de rivière à celles en eau déminéralisée ou non précisée. Ceci est attribué à la demande immédiate du composé qui est plus importante dans l'eau de rivière.

Dans de l'eau déminéralisée, le Mexel[®] 432 a une action toxique rapide sur les bactéries. En effet, la mesure effectuée à 5 minutes et celle réalisée à 15 minutes sont peu différentes. En eau de rivière par contre, ces mesures sont différentes.

Montrant une activité bactéricide, le composé est testé sur des bactéries sulfato-reductrices planctoniques responsables de phénomènes de corrosion. L'activité apparaît limitée puisque des concentrations élevées (50 et 100 mg/l) et un temps de contact long (24 h) sont nécessaires pour obtenir une diminution de 98,8% de la souche bactérienne en solution. Toutefois, Ignatiadis *et al.* (1996) proposent ce composé comme complément pour lutter contre des bactéries fixées.

Enfin, lors des tests de biodégradabilité en laboratoire, la souche bactérienne *Pseudomonas aeruginosa* dégrade le Mexel[®] 432 à des concentrations faibles (10 et 100 mg/l). Toutefois, à forte concentration (1g/l), le composé possède une action bactéricide sur cette souche (Allonier et Khalanski, 1996).

** Effet sur les crustacés*

Pour évaluer la toxicité du composé sur les crustacés, différents protocoles sont réalisés sur des daphnies. Ces tests exploitent l'inhibition de l'activité locomotrice de *Daphnia magna*, soumise au composé, en fonction du temps.

Dans un premier temps, un test de toxicité aiguë est réalisé avec une seule injection de composé en début d'expérience (Tableau I.5.). Il apparaît que, selon l'IRCHA, le composé est peu toxique, alors qu'il l'est pour les autres auteurs.

Tableau I.5. : Toxicité du Mexel® 432 sur *Daphnia magna*.

Milieu	CI50, 24 h (mg/l)	CI50, 48 h (mg/l)	Références
Eau ISO	3,10		IRCHA, 1990
Eau déchlorée	0,0065		Brooke, 1996
Eau ISO	0,64	0,55	Ghillebaert, 1997
Eau ISO	0,63	0,60	Ghillebaert et Brooke, 1997
Eau Lac Supérieur (USA)	0,42	0,18	Ghillebaert et Brooke, 1997

Afin de trouver une explication à cette variabilité, l'influence des conditions physico-chimiques du milieu, et plus précisément la teneur en ions calcium, magnésium et acides humiques, est mise en cause. En prenant comme référence une eau de type ISO/CEE, une diminution d'un facteur de 2 de la teneur en calcium seul (147 mg/l) et de la teneur en calcium et magnésium d'un facteur de 5 (58,8 mg/l et 24,6 mg/l respectivement) ainsi que l'augmentation de la teneur en sulfate (jusqu'à 192 mg/l) n'ont pas d'influence significative sur la concentration inhibitrice (Ghillebaert, 1997). En revanche, les acides humiques diminuent la toxicité du composé. Pour une concentration en acides humiques de 4,5 mg/l, la concentration inhibant de 50% la mobilité des daphnies passe de 0,65 mg/l à 1,82 mg/l, soit une augmentation de 36% pour une exposition de 24 heures (Brooke, 1996).

En test chronique, une CI50 de 3,4 mg/l est obtenue après 14 jours d'exposition. Cette concentration élevée peut être due à l'apport de nourriture qui s'accompagne d'un apport de matières organiques.

Parallèlement, l'effet du composé est suivi sur la reproduction. Une concentration de 2,12 mg/l réduit de 50% le nombre de petites daphnies après 14 jours d'exposition (Brooke, 1996).

Dans les conditions d'utilisation industrielle, le composé est injecté en discontinu. Ainsi, l'effet d'injections intermittentes du composé est testé sur les daphnies. Dans de l'eau du lac Supérieur (USA), des organismes sont exposés quotidiennement au composé pendant 4 jours selon des injections de 5 mn, 20 mn ou 80 mn. Après l'exposition aux différents temps, le milieu est remplacé par un milieu sans Mexel® 432. Les CI50 sont respectivement : supérieure à 26,9 mg/l, 6,3 mg/l et 3,0 mg/l (Ghillebaert et Brooke, 1997).

** Effet sur les bivalves*

En eau douce, *D. polymorpha* est l'espèce ciblée par le composé. Contrairement aux autres organismes c'est la mortalité de la Dreissène qui est recherchée.

Dans le cas d'une exposition continue au produit, une relation dose-effet a pu être dégagée des expériences réalisées en 1991 et en 1992 dans de l'eau de la rivière Moselle par EDF/DER (Khalanski, 1994).

En injection continue, et pour des températures comprises entre 20 et 26 °C, la dose létale pour au moins 90 % des individus des lots testés dépend de la durée du traitement selon les relations suivantes :

$$Ci_{90} = 7,14 \times 10^{(-0,00139.D)}$$

Ci étant la concentration à l'injection en mg/l

$$Cr_{90} = 3,25 \times 10^{(-0,00239.D)}$$

Cr étant la concentration résiduelle en mg/l

D étant la durée du traitement en heures.

Les résultats montrent que le composé est efficace à court terme puisqu'une injection en continu à forte dose (Ci = 7,3 mg/l, Cr = 3,7 mg/l) provoque 90% de mortalité après 20 heures d'exposition.

Pour réduire la quantité de Mexel® 432, des injections séquentielles ou intermittentes de composé ont été testées (Tableau I.6.). D'après ces données, ces modes d'injection nécessitent des durées de traitement plus longues que celles en injection continue, pour provoquer la mortalité de la Dreissène.

Tableau I.6. : Mortalité chez la Dreissène selon différents traitements séquentiels et intermittents (Khalanski, 1997b).

Température	Type de traitement	Concentration en Mexel	Durée du traitement	Taux de mortalité	Références
10,7 °C à	Séquentiel	Cr = 2 mg/l	15 jours	60 %	Khalanski, 1994
15,4 °C	1 h avec / 1 h sans				
	Séquentiel	Cr = 2 mg/l	15 jours	20 %	
	1 h avec / 3 h sans				
18 °C	Intermittent	Ci = 2 mg/l	30 jours	40 %	Pihan et Giamberini, 1993
	1,5 h par jour	Cr ≤ 2 mg/l			
	Intermittent	Ci = 10 mg/l	30 jours	70 %	
	1,5 h par jour	Cr ≤ 10 mg/l			
	Intermittent	Ci = 6 mg/l	30 jours	100 %	
	3 h par jour	Cr ≤ 6 mg/l			

Des études au niveau de deux organes particulièrement exposés pour la Dreissène, les branchies et le byssus, ont permis de préciser les modes d'action du composé.

Les études histologiques réalisées par Giamberini *et al.* (1996) au niveau des branchies montrent que les lésions provoquées par le composé se traduisent par une dégénérescence de l'épithélium branchial. Ces effets sont observés après 24 heures d'exposition (correspondant au premier prélèvement d'organisme) et à partir d'une injection en continu d'une concentration de 2,5 mg/l de Mexel[®] 432. Ils sont d'autant plus importants que la concentration est élevée.

Le même type de lésions est également observé sur des branchies de palourde (*Ruditapes decussatus*) traitée avec une solution de 7 mg/l de Mexel[®] 432 (dosé 5 à 7 mg/l) en continu. Les dommages au niveau de cet organe sont observés dès la première heure d'exposition (Bordenave, 1998).

Au niveau du byssus, une étude en laboratoire a montré qu'une concentration de 2 mg/l injectée 3 heures par jour réduit de 50% le nombre de filaments nouvellement formés. Leur production est totalement inhibée avec des concentrations de 6 et 10 mg/l après 3 jours de traitement (Giamberini *et al.*, 1995).

* Effet sur les poissons

Des tests aigus, avec une seule injection du composé en début d'expérience ont été réalisés en laboratoire afin d'évaluer la toxicité du composé sur plusieurs espèces de poissons (Tableau I.7.).

Tableau I.7. : Toxicité du Mexel® 432 vis-à-vis de certaines espèces de poissons.

Nom latin (Nom français)	Stade	Durée d'exposition	CL50 (mg/l)	Milieu	Références	
<i>Brachydanio rerio</i> (Poisson zèbre)	adulte	24 h	1,3		IPL, 1990	
<i>Pleuronectes platessa</i> (Carrelet)	juvénile	24 h	2,36		ICL, 1991	
		48 h	1,15			
		96 h	0,83			
<i>Oncorhynchus mykiss</i> (Truite arc en ciel)	larve	24 h	12,6	Eau déchlorée	Brooke, 1996	
		96 h	11,3			
		7 j	7,0			
<i>Pimephales promelas</i> (Tête de boule)	larve	24 h	0,64	Eau du Lac Supérieur	Ghillebaert et Brooke, 1997	
		48 h	0,59			
		96 h	0,28			
<i>Pimephales promelas</i> (Tête de boule)	juvénile	48 h	8,34	Eau déchlorée	Brooke, 1996	
		96 h	8,06			
		7 j	7,87			

La sensibilité des poissons vis-à-vis du composé est variable d'une espèce à l'autre et selon le stade. Après 24 heures d'exposition, des concentrations létales pour 50% de la population allant de 0,64 mg/l pour la larve de *Pimephales promelas* à 12,6 mg/l pour la larve d'*Oncorhynchus mykiss* peuvent être observées. Pour toutes les espèces de poissons les effets du composé augmentent avec la durée d'exposition.

Cependant, les conditions expérimentales et le stade de développement des poissons sont variables d'une espèce à l'autre.

Dans de l'eau ISO, Ahremouch *et al.* (1998) montrent que durant le développement embryon-larvaire de carpe (*Cyprinus carpio*), la fécondation et le développement embryonnaire (stade encapsulé) sont des stades relativement résistants au Mexel® 432. Au contraire, la période

larvaire est le stade le plus sensible, ce qui se traduit par une CL50 faible de $0,88 \pm 0,36$ mg/l après 7 jours d'exposition. Cette différence de sensibilité peut s'expliquer par la présence du chorion qui joue un rôle protecteur.

D'après ces auteurs, la toxicité du Mexel[®] 432 sur les premiers stades de développement de la carpe dépend de la qualité de l'eau et surtout de la teneur en acides humiques. En effet, ces derniers provoquent en moins d'une heure une importante réduction de la toxicité du composé vis-à-vis de l'embryon de carpe avec des rapports 1-2 mg de composé par mg d'acide humique.

Dans les conditions d'utilisation industrielle, le composé est injecté en discontinu. L'effet d'injection intermittente du composé a été testé sur une espèce de poisson (Tableau I.8.).

Tableau I.8. : Toxicité d'exposition intermédiaire au Mexel[®] 432 vis-à-vis des larves de *Pimephales promelas* (Tête de boule).

Durée d'exposition	CL50, 24 h (mg/l)	CL50, 48 h (mg/l)	CL50, 96 h (mg/l)	Milieu	Références
5 mn	18,3	13,5	13,1	Eau du Lac	Ghillebaert et
20 mn	N.D.	6,5	6,2	Supérieur	Brooke, 1997
80 mn	3,0	2,9	2,2		

N.D. : Non Déterminable

D'après ces résultats, ces expositions intermittentes conduisent à une diminution de la toxicité, comparativement à une exposition en continue. Au bout de 48 heures d'exposition, la CL50 se stabilise. Ainsi, les larves survivantes après un ou deux chocs paraissent résistantes aux expositions futures (Ghillebaert et Brooke, 1997).

Ces études, donnant des renseignements écotoxicologiques du composé sur les poissons en laboratoire, sont complétées par des tests *in situ*. Une synthèse d'études réalisée par Khalanski (1997b) montre que tous les poissons exposés à 8 mg/l (dosé 4,4 mg/l) de Mexel[®] 432 meurent après 2 heures seulement. Des concentrations plus faibles allant de 2,35 mg/l (dosé 1,2 mg/l) à 6,7 mg/l (dosé 3,3 mg/l) de Mexel[®] 432 appliquées pendant 15 mn, n'entraînent aucune mortalité sur des alevins de sandres exposés à ces concentrations puis placés dans de l'eau de Moselle pendant 7 jours.

* Effet sur les mammifères

Chez le rat, la dose de Mexel® 432, administrée par voie orale provoquant la mortalité de 50% de la population après 14 jours d'exposition est de 7,8 g/kg pour les mâles et de 6,7 g/kg pour les femelles (Institut Pasteur de Lille, 1989). Le composé n'est pas toxique pour ces organismes.

* Récapitulatif

Tableau I.9. : Résultats des tests écotoxicologiques du Mexel® 432.

	Organisme	Concentration/Dose
Cellulaires	<i>Crassostrea gigas</i> cellules de cœur	CI50, 7 j = 14 ± 1,5 mg/l
	<i>Ruditapes decussatus</i> cellules branchiales	CI50, 24 h = 27 ± 4 mg/l
Micro-organismes	<i>Vibrio fisheri</i>	CI50, 5 mn de 6,2 à 8,6 mg/l
		CI50, 15 mn de 4,8 à 5,7 mg/l
Crustacés	<i>Daphnia magna</i>	CI50, 24 h de 0,0065 à 3,10 mg/l
		CI50, 48 h de 0,18 à 0,60 mg/l
	<i>Daphnia magna</i>	CI50, 14 j = 3,4 mg/l
Bivalves	<i>Dreissena polymorpha</i>	CL90, 24 h = 5,74 mg/l
Poissons	<i>Pimephales promelas</i>	CL50, 24 h = 0,64 mg/l
		CI50, 96 h = 0,28 mg/l
	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	CL50, 24 h = 12,6 mg/l
		CI50, 96 h = 11,3 mg/l
Mammifères	Rat mâle	DL50, 14 j = 7,8 g/kg
	Rat femelle	DL50, 14 j = 6,7 g/kg

La toxicité du Mexel® 432 est un processus rapide (Khalanski, 1997b). La formation du film sur les tissus en contact avec l'émulsion provoque la mort cellulaire soit par une action physique et/ou physico-chimique.

D'après Khalanski (1997b), l'organe ciblé par le Mexel® 432 est la branchie chez les lamellibranches et vraisemblablement chez les poissons. C'est le taux de lésions infligées à la branchie qui détermine les effets sur l'organisme exposé.

I.2. Les systèmes de détection biologique précoce de la contamination du milieu aquatique

I.2.1. Définition

Un système de détection biologique est un instrument de mesure de la qualité du milieu. Il permet de suivre la réponse du matériel biologique. Un changement dans son activité traduit un changement de la qualité de l'eau.

Une réponse rapide est exigée de ces systèmes. La réponse du dispositif devrait être immédiate pour Kingsbury et Rees (1978), de l'ordre de la minute pour Baldwin et Kramer (1994) et Kramer et Botterweg (1991) proposent que le temps de réponse maximale soit inférieur à 1 heure.

Malgré la diversité des systèmes existants, ils comprennent tous (i) un réactif biologique qui produit une réponse (biochimique, physiologique ou comportementale) convertie en signal électrique quantifiable par (ii) un transducteur. Le signal est ensuite recueilli sur (iii) un enregistreur (Vasseur *et al.*, 1994).

Le réactif biologique est de nature très variable. Il peut être constitué par :

- une biomolécule (enzyme, anticorps)
- un organisme cellulaire (bactérie, levure, microalgue, cellule animale)
- un tissu d'organisme végétal ou animal
- un organisme supérieur (crustacé, insecte, bivalve, poisson).

Ces réactifs peuvent être classés en deux catégories selon leur rôle. La première catégorie, biocapteur (ou biosensor en anglais), regroupe les réactifs biologiques qui permettent une détection spécifique des polluants. Dans ce cas, le réactif biologique est une biomolécule dotée d'une réactivité propre comme les enzymes, les anticorps ou les organites cellulaires. Leur application se fait essentiellement dans les domaines agro-alimentaire et médical.

La seconde catégorie, biodétecteur (ou BEWS : Biological Early Warning System en anglais), regroupe les réactifs biologiques qui permettent une détection globale de l'ensemble des substances dans le milieu. Dans ce cas, le réactif biologique est un organisme procaryote ou eucaryote (algue, bactérie, mollusque, poisson) qui intègre un ensemble de réactions métaboliques contrairement aux enzymes spécifiques d'un schéma réactionnel. Leur application est surtout

utilisée dans le domaine environnemental. La filtrovalvométrie fait partie de cette catégorie et fera l'objet de la suite du travail.

I.2.2. Caractéristiques des systèmes de détection biologique

Un biodétecteur ne doit pas être simplement une méthode analytique fondée sur une réaction biologique mais il doit avoir les caractéristiques d'un capteur. Ainsi, des exigences liées d'une part au matériel biologique et d'autre part au matériel technique existent. Un système de détection doit répondre aux caractéristiques suivantes (Cairns et Van der Schalie, 1980 ; Kramer et Botterweg, 1991 ; Thomas, 1996) :

- facilité d'obtention des organismes-tests,
- capacité des organismes à survivre aux conditions du test en laboratoire ou *in situ*,
- mesure de la réaction biologique rapide, fiable et automatique,
- bonne sensibilité (réponse à une large gamme de polluants à des seuils de concentrations faibles),
- alimentation en (semi) continu du système par le milieu à surveiller,
- simplicité de mise en œuvre, d'utilisation, de maintenance et d'interprétation,
- faible coût.

I.2.3. Domaines d'application

Les systèmes de détection sont utilisés pour des applications variées.

Dans un premier temps, ils permettent de réaliser des études sur le métabolisme, la physiologie, le comportement des réactifs biologiques et des tests de toxicité.

Dans un second temps (Figure I.3.), ils permettent :

- (A) de suivre la qualité des rivières, des estuaires, des eaux côtières en assurant la protection des conchylicultures et des piscicultures.
- (B) de suivre la qualité des entrées d'eau dans les usines de potabilisation, dans les aquacultures, dans les aquariums publics et dans les stations d'épuration.
- (C) de surveiller la qualité des rejets industriels ou domestiques, des stations d'épuration et des centrales électriques.
- (D) d'optimiser l'injection des substances antisalissures biologiques dans les structures de refroidissement.

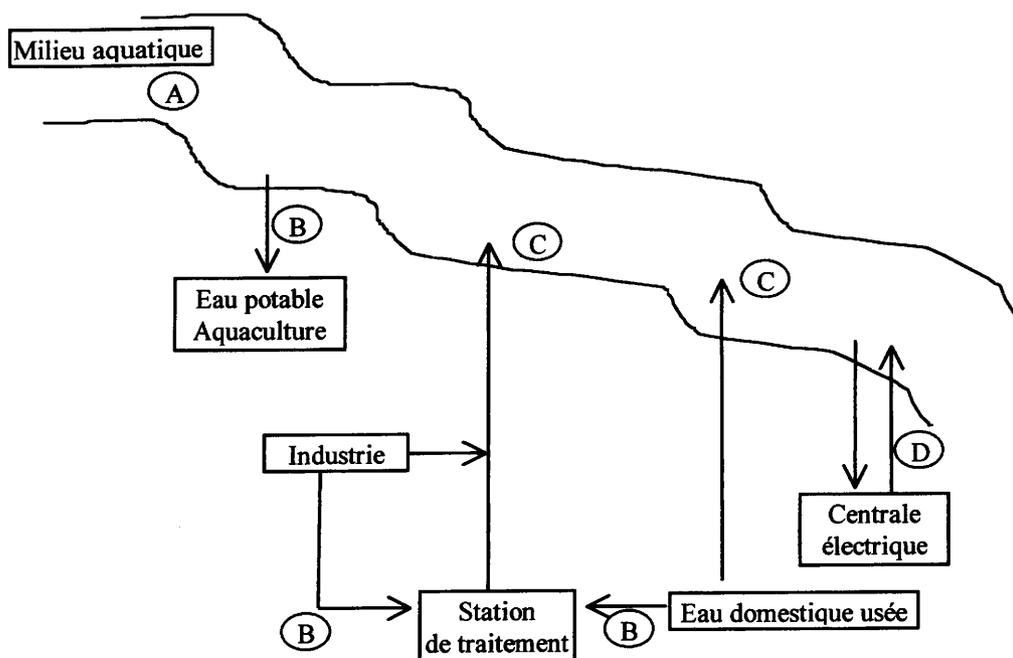


Figure I.3. : Différentes applications d'un système de détection (d'après Kramer et Botterweg, 1991).

1.2.4. Sensibilité

Après une revue des principaux biodétecteurs, Osbild *et al.* (1995) ont établi le classement suivant par ordre de sensibilité décroissante, sans tenir compte de leur spécificité :

- les **bioélectrodes algales** basées sur les mesures de fluorescence ; les détecteurs électrochimiques, type électrode à pH ou à oxygène sont moins performants ;
- les **capteurs à bivalves**, leurs seuils de détection se situent à partir de concentrations de 100 µg/l. Des sensibilités plus élevées sont obtenues avec les dérivées organiques de l'étain (oxyde de tributylétain, TBTO) et le cuivre (Kramer *et al.*, 1989) ;
- les **biodétecteurs à poissons** dont le seuil de détection varie de 10 et 1000 µg/l. Les conditions expérimentales sont responsables de cette variation, et il est difficile de dire si le paramètre contrôlé ou l'espèce utilisée est le facteur le plus déterminant ;
- les **biodétecteurs bactériens** dont le seuil de détection dépasse 1 mg/l. La sensibilité de ces détecteurs dépend non seulement de la conception du système, du type de détecteur utilisé mais aussi du réactif bactérien.

La sensibilité du biodétecteur va déterminer son domaine d'application (Figure I.4.). Les plus sensibles permettront de suivre les micropolluants traces dans les eaux souterraines et les

eaux de surfaces. Quant aux biodétecteurs les moins sensibles, ils permettront la détection de pollutions aiguës dans les rejets et les effluents hydriques.

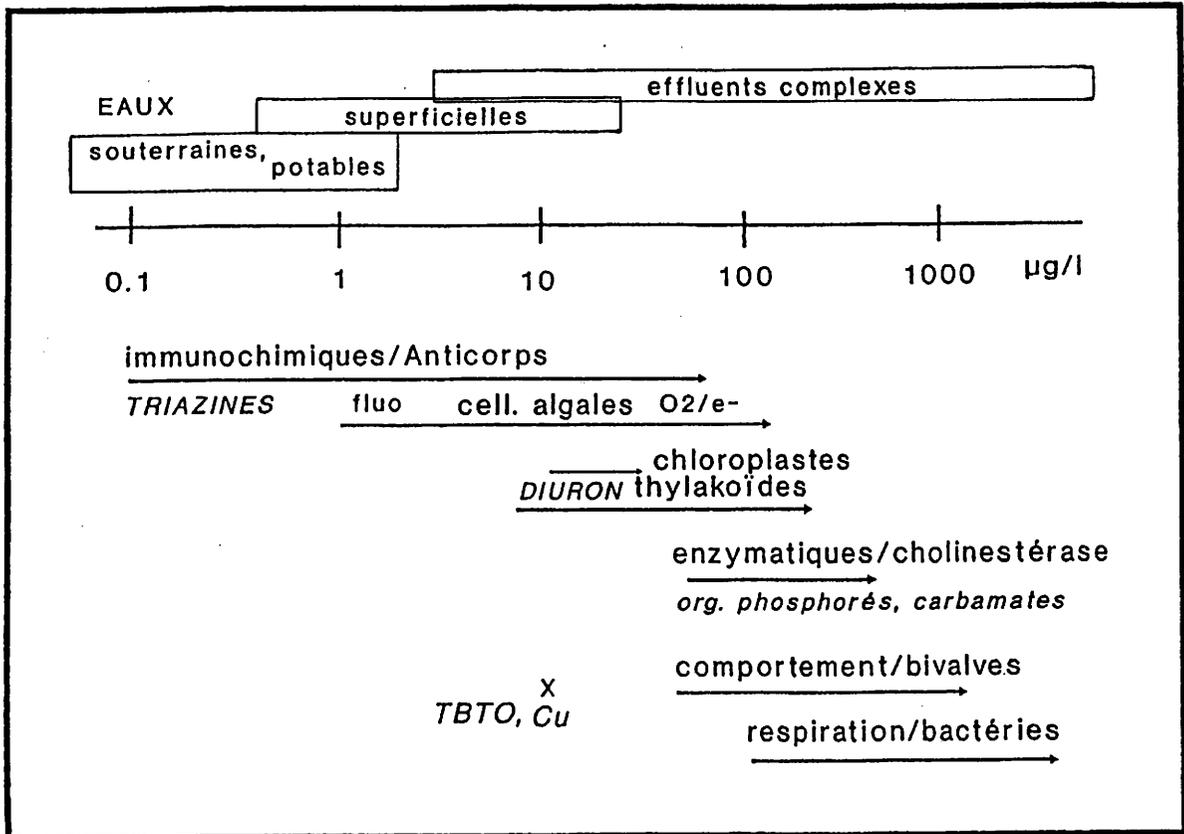


Figure I.4. : Niveaux de sensibilité des biosondes immunochimiques, enzymatiques, algales, bactériennes et des biocapteurs utilisant des bivalves ; application au contrôle des eaux et des effluents (d'après Vasseur *et al.*, 1994).

1.2.5. Limitations

Les biodétecteurs ne sont pas efficaces lorsqu'un gradient de concentrations d'un composé toxique doit être détecté. Ces systèmes ne donnent qu'une valeur indicative de la pollution aiguë.

Au niveau des effets sur les organismes, les biodétecteurs sont capables de détecter des toxicités aiguës provoquant des altérations environnementales immédiates. Néanmoins, leurs sensibilités sont généralement insuffisantes à détecter des concentrations faibles de toxiques qui sont responsables de toxicité chronique et qui provoquent des altérations à long terme sur les

organismes aquatiques exposés. En effet, ces biodétecteurs ne peuvent ni détecter, ni prédire les impacts sur la reproduction ou sur la durée de vie des organismes.

D'autre part, une exposition chronique peut entraîner une acclimatation des réactifs biologiques aux toxiques et ainsi augmenter les seuils de détection.

Actuellement, il est admis qu'un seul biodétecteur n'est pas suffisamment sensible pour suivre tous les polluants existants. Il est recommandé d'installer une batterie d'organismes différents. Mais dans ce cas le coût de l'installation et les problèmes d'interprétation peuvent devenir importants. Dans cette optique, une plate-forme d'essai, installée sur les bords de la rivière Moselle, équipée de plusieurs biodétecteurs (Regensburger Leuchbakterientest, Fluotox, Aqua-Tox-Control *Daphnia* Test, Dreissena-Monitor et Gymnotox) représentatifs des différents maillons de la chaîne alimentaire (bactérie, algue, daphnie, moule et poisson électrique) est testée actuellement dans le cadre d'un projet européen (Life 99 ENV/F/000492) intitulée '*Protection et surveillance multi-paramètres des ressources aquatiques*'.

Enfin, une limitation de l'utilisation de ces biodétecteurs provient directement de la qualité de l'effluent. Ses caractéristiques physico-chimiques (température, oxygène dissous et salinité) sont souvent insuffisantes à la survie du réactif biologique. Dans ce cas, un prétraitement de l'échantillon ou sa dilution sont nécessaires.

I.2.6. Classification

Les systèmes de biodétection de la pollution utilisent une large variété de critères biologiques (métaboliques, physiologiques ou comportementaux) chez des espèces appartenant à des niveaux taxonomiques allant des bactéries aux poissons (Tableau I.10.). De nombreux systèmes sont en cours de développement mais peu sont commercialisés.

Tableau I.10. : Exemple de système de biodétection, en voie de développement ou commercialisé*.

Organisme	Réponse étudiée	Nom du système	Références
<u>BACTÉRIE</u>			
<i>Vibrio fischeri</i>	bioluminescence	Auto-Microtox*	Chevillion, 1994 ; Lefrançois, 1998
<i>Vibrio fischeri</i>	bioluminescence		Chun <i>et al.</i> , 1996
<i>Vibrio fischeri</i>	bioluminescence	Toxibio	Osbuild <i>et al.</i> , 1998
<i>Pseudomonas putida</i>	respiration	Toxalarm*	Schmitz <i>et al.</i> , 1994
<i>Pseudomonas putida</i>	respiration	Stiptox-norm*	Schmitz <i>et al.</i> , 1994
Boue activée	respiration	Toxiguard*	Schmitz <i>et al.</i> , 1994
Boue activée	respiration	Biox-1000T*	Schmitz <i>et al.</i> , 1994
Boue activée	respiration	Rodtox*	Vanrolleghem <i>et al.</i> , 1994
<i>Escherichia coli</i>	respiration	EuCyano electrode*	Schmitz <i>et al.</i> , 1994

ALGUE

<i>Scenedesmus sp. ; Chlorella vulgaris</i>	bioluminescence	Biosens*	Benecke <i>et al.</i> , 1982
<i>Chlorella vulgaris ; Scenedesmus subspicatus ; Selenastrum capricornutum</i>	photosynthèse	Biotoxitel*	Pandard et Vasseur, 1992 ; Pandard <i>et al.</i> , 1993
<i>Chlorella vulgaris ; Scenedesmus quadricauda</i>	photosynthèse	Fluotox*	Pandard et Vasseur, 1992 ; Ory <i>et al.</i> , 1996

POLYCHÉTE

<i>Nereis virens</i>	ventilation		Miron <i>et al.</i> , 1994
----------------------	-------------	--	----------------------------

ROTIFÈRE

<i>Brachionus calyciflorus</i>	nage		Charoy <i>et al.</i> , 1995
--------------------------------	------	--	-----------------------------

CRUSTACÉ

<i>Daphnia magna</i>	nage	Dynamischer-Daphnientest*	Knie, 1988
<i>Daphnia magna</i>	nage		Wolf <i>et al.</i> , 1998
<i>Portunus gibbesii</i>	rythme cardiaque		Haefner, 1996
<i>Gammarus pulex</i>	nage		Gerhardt, 1996 ; Gerhardt <i>et al.</i> , 1998
<i>Gnathophausia ingens</i>	respiration et nage		Quetin <i>et al.</i> , 1978

BIVALVE

<i>Mytilus edulis ; Dreissena polymorpha ; Unio pictorum</i>	activité valvaire	Musselmonitor*	Kramer <i>et al.</i> , 1989 ; Jenner <i>et al.</i> , 1989 ; de Zwart <i>et al.</i> , 1995
<i>Mytilus edulis ; Crassostrea gigas</i>	activité valvaire	Valvomètre*	Bouget et Mazurie, 1997
<i>Dreissena polymorpha</i>	activité valvaire	Dreissena-monitor*	Borcherding et Volpers, 1994 ; Matthias et Römpf, 1994
<i>Anodonta gygnea</i>	activité valvaire		Pynnönen et Huebner, 1995
<i>Corbicula fluminea</i>	activité valvaire		Ham et Peterson, 1994
<i>Scrobicularia plana</i>	rythme cardiaque		Akberali et Blak, 1980
<i>Mytilus edulis</i>	rythme cardiaque		Grace et Gainey, 1987
<i>Mytilus edulis</i>	rythme cardiaque		Haefner <i>et al.</i> , 1996
<i>Mytilus edulis</i>	respiration		Davenport et Manley, 1978
<i>Dreissena polymorpha</i>	filtration		Mouabad et Pihan, 1992

POISSON

<i>Oncorhynchus mykiss</i>	rhéotaxie		Thomas <i>et al.</i> , 1994
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	nage	Truitosem*	Bourgeois et Léger, 1998
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	nage	Bioseme*	Bourgeois et Léger, 1998
<i>Leuciscus idus</i>	rhéotaxie	Aqua-Tox-Control*	Besch et Juhnke, 1971
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	respiration	WRc Fischmonitor*	Evans et Wallwork, 1988 ; Baldwin <i>et al.</i> , 1994
<i>Salmo gairdneri</i>	respiration		Morgan <i>et al.</i> , 1981
<i>Lepomis macrochirus</i>	ventilation		Fisher <i>et al.</i> , 1983
<i>Gnathonemus petersii</i>	décharge électrique		Kay et Lewis, 1993
<i>Apteronotus albifrons</i>	décharge électrique	Gymnotox*	Thomas, 1996

I.2.7. La place des bivalves au sein des biodétecteurs

Les bivalves répondent aux exigences de choix d'organismes de surveillance de la qualité du milieu aquatique. Ils sont sédentaires, abondants, accessibles toute l'année. Ils sont d'une taille facilement manipulable et sont assez robustes pour être transportés (Phillips, 1977). Ils sont communément rencontrés dans le milieu d'eau douce et dans le milieu marin.

En laboratoire, plusieurs réponses physiologiques ont été testées pour leurs propriétés à détecter des changements environnementaux (Akberali et Trueman, 1985), le rythme cardiaque (Grace et Gainey, 1987), la vitesse de respiration et de filtration (Abel, 1976 ; Manley et Davenport, 1979 ; Manley, 1983 ; Mouabad, 1991), la vitesse de pompage (pumping) (Famme *et al.*, 1986 ; Salánki *et al.*, 1991). Toutes ces réponses physiologiques semblent prometteuses néanmoins, aucune de ces techniques n'est incluse dans un système de biodétection.

La fermeture des valves est un exemple typique d'une réponse comportementale de protection. En conditions normales, sans stress, les moules présentent leurs valves ouvertes pour assurer la respiration et la nutrition qui sont des fonctions physiologiques essentielles. En conditions stressantes (naturelles ou anthropiques), il a été montré qu'elles ferment leur coquille pour une période plus ou moins longue. Cette réponse a été utilisée dans l'étude des effets des perturbations naturelles ou anthropiques, incluant une série de toxiques comme les métaux traces (Davenport, 1977 ; Manley et Davenport, 1979), les pesticides (Salánki et Varanka, 1978) et d'autres composés organiques traces (Slooff *et al.*, 1983). On a pu constater que la fermeture des valves n'est pas la seule réponse, certains polluants provoquent au contraire une augmentation conséquente de l'activité des mouvements valvaires (Kramer *et al.*, 1989).

Dans ce cadre, des biodétecteurs utilisant la réponse des mouvements valvaires ont été développés. Le 'Musselmonitor[®]' DeltaConsult (Kramer *et al.*, 1989 ; Jenner *et al.*, 1989), le 'Valvomètre' IFREMER-Micrel (Bougel et Mazurie, 1997) et le 'Dreissena Monitor[®]' Envicontrol (Borcherding, 1992 ; Matthias et Römpf, 1994) permettent de détecter les mouvements valvaires par l'intermédiaire du système d'induction électromagnétique (EMIS), haute fréquence.

Pour le biodétecteur 'Musselmonitor[®]', le capteur électronique est constitué par deux bobines électriques fixées sur chaque valve de l'individu. Une bobine transmet le champ électromagnétique qui est réceptionné par l'autre bobine. L'écartement des valves de la moule correspond à un signal linéaire.

Huit moules sont fixées sur le biodétecteur et leurs comportements sont suivis individuellement (Figure I.5.). Cette détection améliore la sécurité de la détection d'alerte.



Figure I.5. : Photographie du 'Musselmonitor[®]' (DeltaConsult).

Pour le biodétecteur 'Valvomètre', la mesure se fait entre un aimant et une sonde à effet Hall. L'ouverture du bivalve entraîne le déplacement de l'aimant et une modification du champ électromagnétique au niveau du capteur. L'écartement des valves de la moule correspond à un signal linéaire.

Huit moules sont fixées sur le biodétecteur et leurs comportements sont suivis individuellement (Figure I.6.). Cette détection améliore la sécurité de la détection d'alerte.

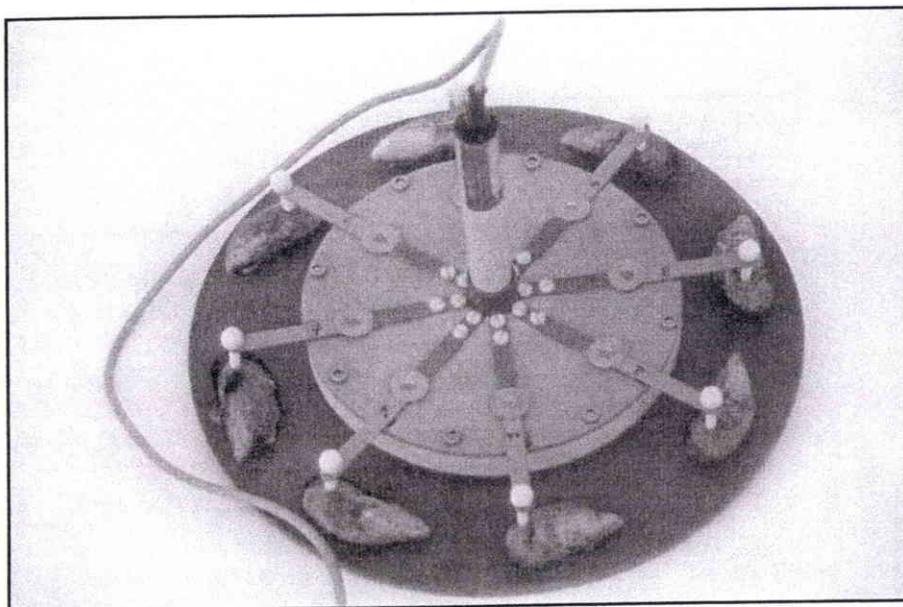


Figure I.6. : Photographie du 'Valvomètre' (IFREMER-Micrel).

Pour le biodétecteur 'Dreissena Monitor[®]' (Figure I.7.), le comportement de chaque moule est suivi en utilisant un aimant fixé sur la coquille et un relais à commande électromagnétique (relais-reed). Lorsque les valves s'ouvrent, l'aimant induit un champ magnétique qui provoque une attraction entre les fils créant un courant électrique. Ainsi, seule une réponse d'ouverte/fermeture est obtenue.

Deux lots de 42 bivalves sont placés dans le système et leurs comportements sont suivis individuellement.

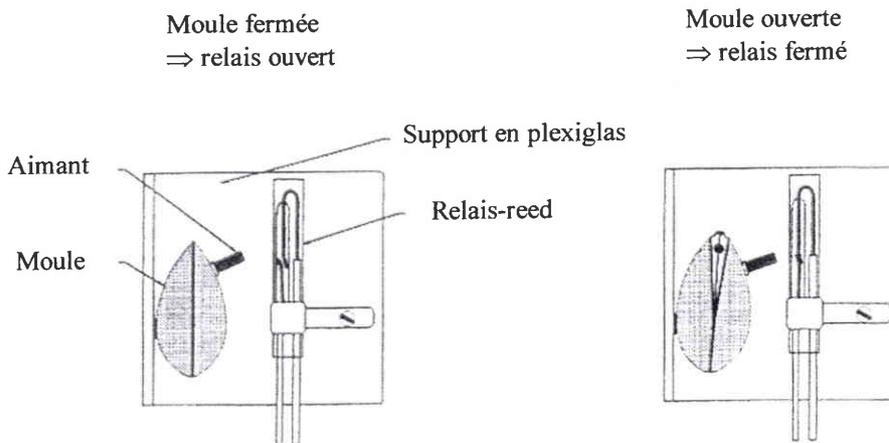


Figure I.7. : Schéma du principe du 'Dreissena Monitor[®]' (Envicontrol) (d'après Matthias et Römpp, 1994).

Par leur contact avec la colonne d'eau, grâce à l'activité de filtration, les Bivalves sont des organismes de choix dans l'utilisation des biocapteurs. Ils ont des représentants dans tous les systèmes aquatiques. En eau douce, *Dreissena polymorpha* ou *Unio pictorum* sont utilisées le plus souvent. En milieu marin, la moule commune *Mytilus edulis* ou l'huître *Ostrea sp.* sont utilisées dans les climats tempérés, tandis que la moule verte *Perna viridis* offre des possibilités dans les aires tropicales. Pour les estuaires, Baldwin et Kramer (1994) proposent l'espèce *Mytilopsis leucophaeta* (*Congeria cochleata*).

I.3. Conclusions

Actuellement, des méthodes sont utilisées sur les circuits de refroidissement des centrales électriques pour limiter ou arrêter l'invasion de *Dreissena polymorpha*. Cependant, aucune

méthode proposée n'est entièrement satisfaisante lorsqu'on tient compte de leur réalisation sur le site industriel, leur coût ou leur impact environnemental. C'est pourquoi des nouvelles méthodes sont testées soit en laboratoire soit sur le site industriel.

Le Mexel[®] 432 fait partie de ces nouvelles méthodes testées. Toute une série de tests de mortalité sur différentes espèces animales, obligatoires pour le dossier de mise sur le marché ou non, ont été réalisées. En complément de ces tests, il est apparu intéressant de connaître la toxicité globale du composé sur la Dreissène, l'espèce ciblée par le produit, en condition de laboratoire, mais également sur *Corbicula fluminalis* autre espèce posant des problèmes de fouling et sur des espèces faisant partie de l'écosystème aquatique tel que *Anodonta cygnea*, *Chironomini sp.*, *Gammarus pulex* et *Daphnia magna*. Ces données permettront de comparer l'efficacité du Mexel[®] 432 avec d'autres substances antisalissures existantes, de comparer la sensibilité des organismes dans les mêmes conditions expérimentales, de déterminer la gamme de concentrations à tester lors des tests sublétaux et surtout de proposer des limites acceptables de concentrations pour protéger les organismes d'eau douce exposés au composé en restant toutefois efficace dans la lutte contre la Dreissène.

Lorsque l'étude d'une nouvelle substance est réalisée, les seuls tests de mortalité ne sont pas suffisants, une attention particulière doit être portée aux effets sublétaux. Ces effets peuvent être observés à différents niveaux chez l'organisme : aux niveaux physiologiques (filtration, croissance et reproduction), biochimiques, histopathologiques et comportementaux. Au niveau physiologique, la filtration, activité essentielle pour la survie de la Dreissène, apparaît comme un critère d'évaluation de la toxicité sublétales. La Dreissène est capable de diminuer son activité filtrante face à des conditions défavorables et, notamment en présence de toxiques (Mouabad, 1991 ; Kraak *et al.*, 1994 ; Stuijzand *et al.*, 1995). Au niveau comportemental, un critère d'évaluation de la toxicité sublétales sont les mouvements valvaires puisque la Dreissène est capable de diminuer son activité valvaire face à des conditions défavorables et, notamment en présence de toxiques (Kramer *et al.*, 1989 ; Borcharding, 1992 ; Matthias et Römpf, 1994 ; Bougel et Mazurie, 1997). Ainsi, il nous est apparu intéressant d'exprimer l'action potentielle du Mexel[®] 432 sur les activités filtrante et valvaire de la Dreissène au moyen du filtrovalvomètre. Ce dispositif est une amélioration du système mis au point par Mouabad (1991) concernant uniquement l'activité filtrante au moyen de l'anémométrie à film chaud. Pour comparer l'action du Mexel[®] 432 sur les activités filtrante et valvaire d'autres composés à propriété antisalissure biologique tel que le cuivre, le chlore et le tributyl étain ont été testés par ce système en laboratoire. Une étude *in situ* a été suivie conjointement avec la Société Ecotox pour connaître l'action du Mexel[®] 432 et du chlore sur les activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis* en

condition d'utilisation du composé sur un site industriel (centrale thermique). L'objectif étant de pouvoir fixer les conditions de l'injection (continue ou discontinue) et la quantité strictement suffisante à l'éradication des moules sans nuisance pour l'écosystème.

L'essentiel des travaux réalisés sur le Mexel[®] 432 recherche la mortalité des Dreissènes à court ou à moyen terme (méthode curative) mais peu d'études s'intéressent au traitement préventif. Dans ce cas des conditions défavorables sont créées pour empêcher la fixation des larves de Dreissènes. Ainsi, il nous est apparu intéressant d'étudier *in situ* son action sur la fixation de larves de Dreissènes et d'autres organismes (Protozoaires, Hydrozoaires, Rotifères, Annélides et Chironomidés à fourreaux) présents dans le milieu aquatique (la Moselle) pendant la saison de ponte (juin-octobre) de la Dreissène pendant trois années consécutives (1995-1996-1997). Le dispositif a également permis de suivre l'action de ce composé d'une part, sur des organismes se fixant sur la paroi des unités expérimentales (Dreissènes juvéniles et Spongiaires) et d'organisme se déplaçant sur ses parois (Ancylopes). D'autre part, celui-ci a permis de suivre l'action du composé sur la croissance et la mortalité de Dreissènes adultes.

CHAPITRE II :

Matériels et méthodes

Plusieurs espèces ont été utilisées lors de ce travail dont *Dreissena polymorpha*. Cette espèce étant ciblée par le Mexel® 432, ses principales caractéristiques sont présentées dans ce chapitre, ainsi que les différents protocoles expérimentaux (données physico-chimiques et biologiques) et le traitement des données.

II.1. Matériel biologique : *Dreissena polymorpha* (Photo II.1.)

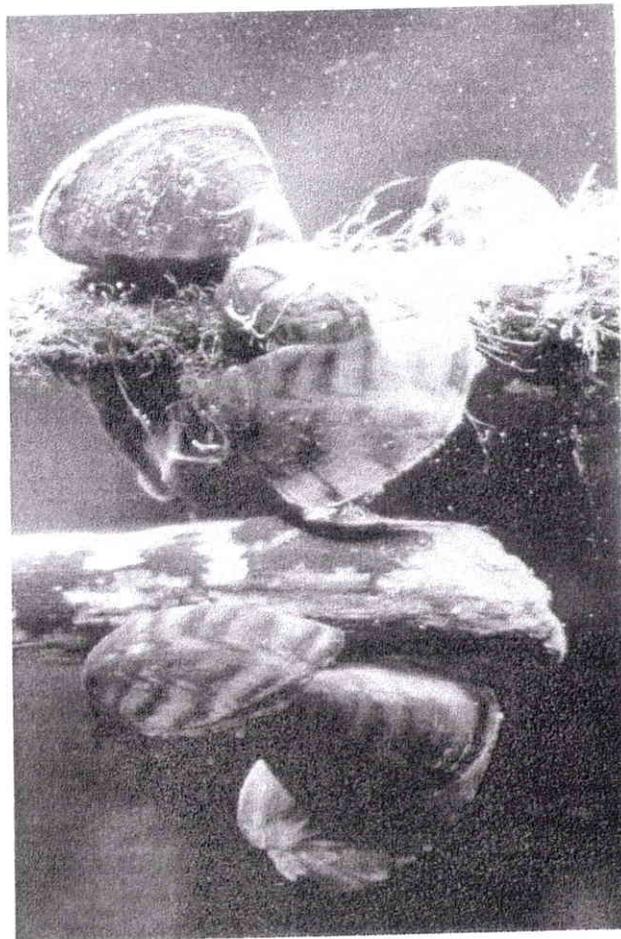


Photo II.1. : *Dreissena polymorpha*.

II.1.1. Appartenance systématique

L'appartenance systématique de *Dreissena polymorpha* est la suivante :

Embranchement	: Mollusque
Classe	: Lamellibranche (Bivalve)
Ordre	: Eulamellibranche
Famille	: Dreissenidae
Genre	: <i>Dreissena</i>
Espèce	: <i>polymorpha</i> (Pallas, 1771).

II.1.2. Historique

Les biologistes supposent que l'ancêtre de la famille des Dreissenidés sont des Corculidae apparus au pléocène.

Avant les glaciations du quaternaire, la Dreissène avait colonisé une partie importante du nord-est et de l'ouest de l'Europe en suivant les principaux fleuves de la période interglaciaire. Pendant les dernières glaciations, l'aire géographique de l'espèce se restreint considérablement et se réduit aux bassins de la mer Caspienne et de la mer Noire (Ludyanskiy *et al.*, 1993). Après les glaciations, l'espèce progresse en direction du nord en empreintant le système fluvial de la Dniepr. C'est ainsi que lors d'un voyage en Russie en 1754, le naturaliste Pallas découvre ce mollusque et lui donne le nom de *Mytilus polymorphus*, en raison de sa ressemblance avec la moule marine *Mytilus edulis* et de sa forme de coquille très variable. A partir de 1760, l'aire de répartition de l'espèce s'étend considérablement grâce à la construction d'un réseau de canaux destiné à l'exportation de bois de la Russie vers l'Europe de l'Ouest.

En France, *Dreissena polymorpha* Pallas (1771), de son nom définitif, a empreinté les canaux Sambre-Oise-Somme-Seine et Rhin-Marne. Dans la Moselle, elle a été signalée pour la première fois en 1861 (Odebrecht, 1957).

II.1.3. Répartition géographique

L'aire de répartition de *D. polymorpha*, encore appelée moule zébrée, couvre aujourd'hui une grande partie de l'Europe, du sud de la Scandinavie jusqu'en Grèce et de l'ouest de la Russie jusqu'en Grande-Bretagne. Cependant, elle a disparu dans de nombreuses rivières à cause de pollutions excessives (Odebrecht, 1957). En 1985 ou 1986, elle a été accidentellement introduite dans le lac Saint-Clair dans le nord Américain probablement à la suite d'un relarguage d'eau de

ballaste d'un bâtiment transocéanique (Hebert *et al.*, 1989). Elle a ensuite envahi rapidement tous les Grands Lacs et la majorité des rivières drainant l'est des Etats-Unis, le Saint Laurent, l'Hudson, le Mississippi, l'Ohio, l'Illinois, le Tennessee, le Susquehanna et l'Arkansas (Ludyanskiy *et al.*, 1993).

Contrairement à l'Europe où la moule zébrée est établie, son invasion aux Etats-Unis n'est pas terminée. Des modèles de répartition potentielle de la Dreissène ont été proposés (Neary et Leach, 1992 ; Whittier *et al.*, 1995). Ces modèles fondés sur des données physico-chimiques ne tiennent probablement pas assez compte de la capacité d'adaptation de l'organisme aux conditions locales.

II.1.4. Morphologie

La coquille de *D. polymorpha* est de forme très variable, globalement mytiliforme et zébrée de bandes irrégulières sombres et claires (Morton, 1969a ; Wallet, 1984).

Sa taille moyenne est de 20-30 mm de long et sa durée de vie moyenne est de 3 à 5 ans.

II.1.5. Physiologie

* Reproduction

Les deux sexes sont séparés ; cependant, quelques cas d'hermaphrodisme sont observés (Tourari, 1988 ; Nichols, 1993).

La maturité sexuelle est atteinte soit en fin de première année (Tourari, 1988 ; Garton et Haag, 1993), soit au début de la seconde année (Walz, 1978 ; Sprung, 1993), lorsque la Dreissène mesure entre 5 et 12 mm. La reproduction débute au printemps, lorsque la température de l'eau est comprise entre 10-15 °C (Tourari *et al.*, 1988 ; Mackie *et al.*, 1989), puis s'étale sur toute la saison chaude. L'embryogenèse est externe. Les gamètes mâles et femelles sont relargués chroniquement dans la colonne d'eau (Borcherding, 1990 ; Haag et Garton, 1992).

Le cycle larvaire dure généralement quatre semaines (Morton, 1969c ; Neuman *et al.*, 1993). Cependant, cette phase est très influencée d'une part par la température (Nichols, 1996), et d'autre part par la quantité et la qualité du phytoplancton (Borcherding, 1990). Trois stades de développement se succèdent : le stade véligère, le stade post-véligère et le stade de fixation (Figure II.1.). Chacun de ces stades peut être identifié par une morphologie larvaire caractéristique. Le premier stade, particulier aux Dreissènes, se caractérise par une véligère libre avec un vélum (organe de locomotion). Sa taille varie de 70 à 100 µm (Sprung, 1989). Le

développement du pied et la perte du vélum caractérisent le stade post-véligère. La Dreissène atteint alors une taille comprise entre 220 et 300 μm (Walz, 1973). Au cours du stade de fixation, qui marque la transition entre le stade planctonique et le stade benthique, le vélum a totalement disparu et les branchies se développent en même temps que la glande du byssus devient fonctionnelle. La moule zébrée est alors capable de se fixer sur les différents substrats en sécrétant des filaments du byssus.

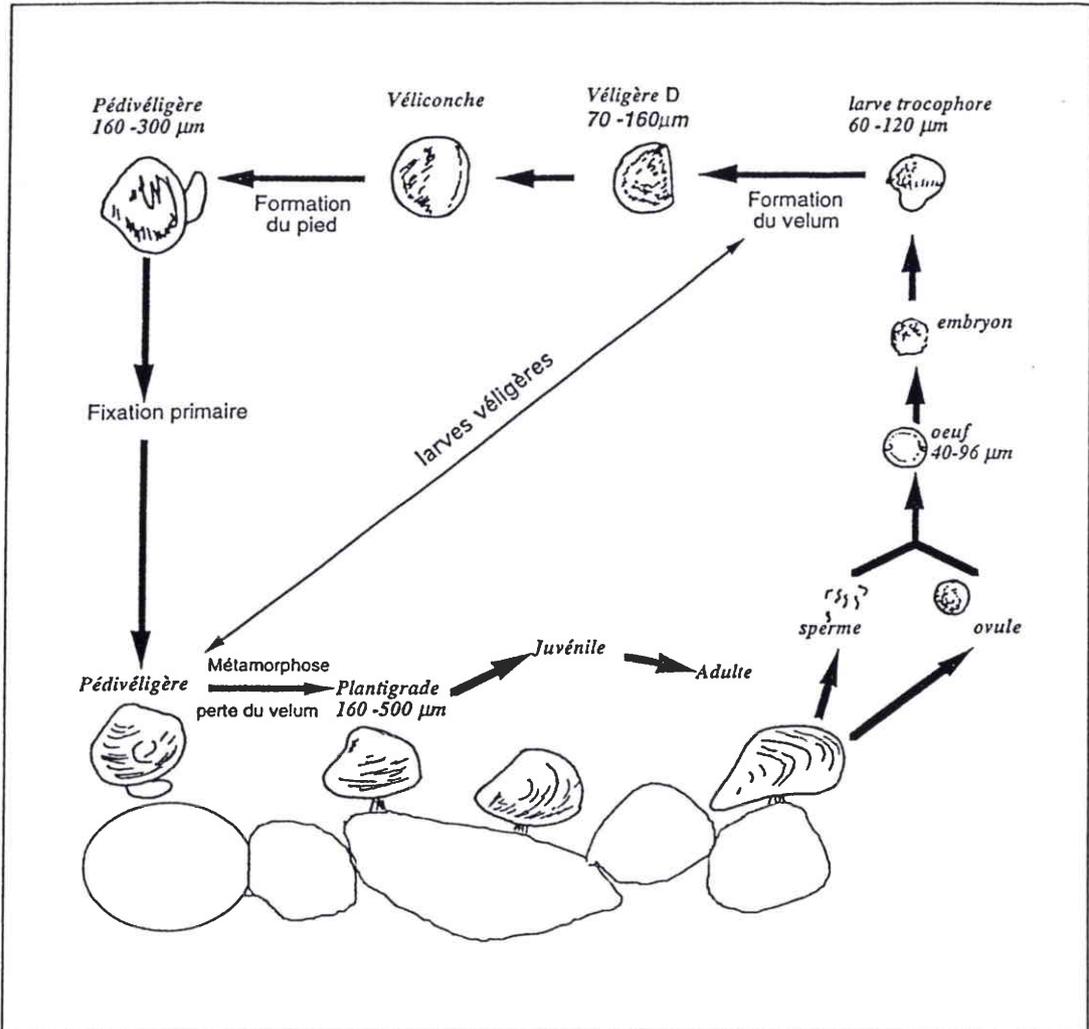


Figure II.1. : Représentation schématique du cycle biologique de *Dreissena polymorpha* (Khalanski, 1997a).

*** Alimentation**

D. polymorpha montre un régime alimentaire opportuniste, elle consomme à la fois des algues et des débris organobactériens (Testard, 1991). La gamme préférentielle de taille des particules ingérables demeure relativement limitée. Ten Winkel et Davids (1982) montrent qu'une Dreissène adulte sélectionne préférentiellement le phytoplancton de 15-40 μm de diamètre.

Les particules alimentaires entrent dans la cavité palléale où une sélection est effectuée selon la nature et la taille. Une partie du filtrat est véhiculée par la couronne ciliaire branchiale vers les palpes labiaux puis, vers la bouche, avant d'être digérée. Les fèces résultant sont rejetées via le siphon exhalant. Les particules non retenues pour l'alimentation sont agglutinées dans du mucus puis, expulsées à contre courant via le siphon inhalant par une brève fermeture de la coquille (Morton, 1969b). Ces pseudofèces sont également observés lorsque la concentration algale dans le milieu est trop élevée.

* *Croissance*

La croissance des Dreissènes adultes suit un rythme saisonnier. Elle débute au printemps lorsque des températures de 11-12°C sont atteintes (Morton, 1969c) et s'achève en automne avec un ralentissement durant la saison de ponte (Morton, 1969b).

La vitesse de croissance des animaux de l'année ou âgés d'un an est plus élevée que celle des individus plus âgés. Testard (1991) trouve que dans la plupart des rivières et lacs européens la taille de la coquille des cohortes de Dreissènes en fin du premier été (0+) est de 4,0 - 5,0 mm. Lorsque des conditions optimales de température, de vitesse du courant et une nourriture abondante sont réunies des valeurs largement supérieures peuvent être observées. Ainsi, dans les circuits de la centrale de Cattenom, où ces conditions existent, la taille des Dreissènes issues du premier pic de larves atteint 15 mm à la fin de l'été (Moreteau et Khalanski, 1995).

D'après Ricciardi et Rasmussen (1998), la Dreissène possède les principales caractéristiques attribuées aux espèces invasives :

- large distribution géographique,
- temps de génération courte,
- croissance rapide,
- maturité sexuelle précoce,
- fécondité élevée,
- régime alimentaire opportuniste,
- mode de vie agrégatif,
- mécanismes naturels de dispersion rapide,
- commensal des activités humaines (par exemple le transport fluvial).

* *L'activité de filtration*

La filtration de l'eau et des matières en suspension est la principale activité physiologique des bivalves. Elle s'effectue au niveau des branchies. Elle assure à la fois la nutrition (plancton), la respiration (oxygène) et l'excrétion (fèces, produits génitaux). L'eau pompée dans le milieu entre dans la cavité palléale par l'intermédiaire du siphon inhalant. Après un tri des particules alimentaires au niveau de la branchie, l'eau passe au niveau de la cavité suprabranchiale où elle est expulsée par le siphon exhalant. La filtration fait donc essentiellement intervenir deux organes : les siphons et les branchies.

Dreissena polymorpha, présente deux siphons courts et séparés (Figure II.2.).

Le siphon inhalant est rond et relativement large. Il est entouré de 80 à 100 tentacules disposés en 2 cercles concentriques.

Le siphon exhalant est, quant à lui, dirigé dorsalement. De forme conique, il présente une ouverture plus petite, dépourvue de tentacules (Morton, 1993). Les siphons et l'ouverture palléale, servant également de passage au byssus, sont les seules ouvertures du manteau.

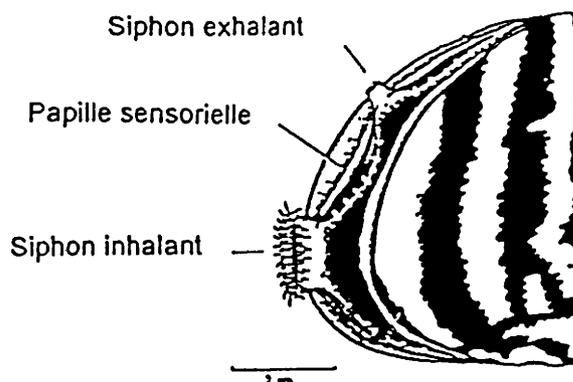


Figure II.2. : Siphons de *Dreissena polymorpha* en vue postéro-latérale droite (selon Morton, 1993).

Les branchies, ou cténidies, de la moule d'eau douce sont bilatérales, dans la cavité palléale, entre un pan du manteau et le corps. Chacune présente deux hémibranchies subégales disposées selon la forme caractéristique d'un W. Elles sont constituées de filaments branchiaux disposés selon la forme caractéristique d'un W. Elles sont constituées de filaments branchiaux d'une largeur de 40 μm environ, séparés par des espaces interfilamentaires de 25 μm (Morton, 1993). Chaque filament porte un ensemble ciliaire bien défini (Figure II.3.) qui remplit une fonction spécifique.

Les cils latéraux forment une frange continue de part et d'autre du filament branchial, et leurs battements sont responsables des courants inhalants et exhalants provoquant le transport de l'eau au travers des branchies. La coordination de leurs mouvements est d'origine nerveuse (Morton, 1983).

Les cils latéro-frontaux sont les plus importants car ils assurent le tri des particules alimentaires. Ils sont responsables du spectre de taille et de la qualité des particules filtrées (Sprung et Rose, 1988). Ces cils sont les plus longs. Situés de chaque côté du filament, ils sont composés d'un nombre variable de sous unités (se divisant vers l'extrémité), et disposés de façon à former un maillage rigide entre les filaments branchiaux. Ils battent perpendiculairement à l'axe du filament, renvoyant ainsi les particules vers les cils frontaux. Elles sont ensuite prises dans le courant de surface qui les conduit vers les palpes labiaux (Moore, 1971 ; Owen, 1974).

Les cils frontaux sont les plus courts. Ils conduisent les particules alimentaires en direction des palpes, puis de la bouche.

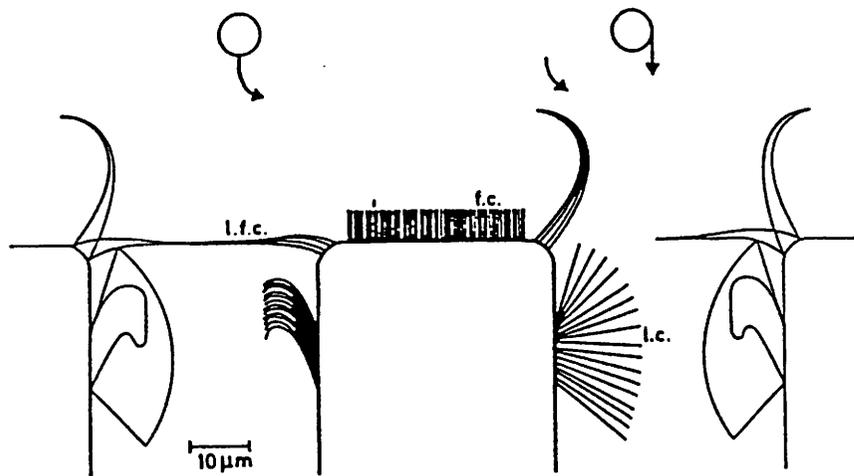


Figure II.3. : Section transversale schématique de la surface branchiale de *Mytilus edulis*.
cf : cils frontaux ; cl : cils latéraux ; clf : cils latéro-frontaux (selon Jorgensen, 1981).

Ainsi pour quantifier cette activité physiologique essentielle pour la Dreissène, c'est le courant d'eau au niveau du siphon exhalant qui est utilisé. Ceci permet de mesurer uniquement la quantité d'eau qui passe dans la cavité palléale. La mesure se fait au moyen d'une méthode directe, l'anémométrie à température constante.

II.1.6. Comportement

* *L'activité valvaire*

Les muscles adducteurs interviennent dans les mouvements d'ouverture et de fermeture des valves. Alors que l'ouverture est due au relâchement de ces muscles et à l'action du ligament intervalvaire, la fermeture est due à leurs contractions. Ce mécanisme d'ouverture et de fermeture de la coquille est un phénomène ne consommant qu'une énergie très faible (McCorkle *et al.*, 1979).

II.2. Expériences au laboratoire

II.2.1. Toxicité létale du Mexel® 432

Un test préliminaire est réalisé avant chaque essai pour déterminer la gamme de concentration à tester. Ces tests n'étant pas normalisés (sauf pour la Daphnie), les essais ont été adaptés à nos conditions expérimentales. Des réplicats sont réalisés lorsque le nombre d'individus récoltés est suffisant.

II.2.1.1. Condition expérimentale

* *Dreissena polymorpha*

Les moules d'eau douce sont prélevées dans la rivière Moselle au niveau de la ville de Metz. Leur transport s'effectue dans une glacière contenant de l'eau de la rivière. Au laboratoire, les Dreissènes sont soigneusement mesurées afin de ne garder que celles dont la taille est comprise entre 16-20 mm (apex-sommet des jointures des deux valves). Cette opération permet d'obtenir un lot d'individus le plus homogène possible. Les animaux retenus sont mis à stabuler dans des bacs en polyéthylène contenant 20 l d'eau du site de prélèvement. Le milieu est oxygéné par des bulleurs et homogénéisé à l'aide d'une pompe (Eheim 1021) dont le débit est de 6 l/mn fonctionnant en circuit fermé.

Après 2 jours, 6 Dreissènes sont disposées dans chaque cristalliseur dans lequel l'expérience aura lieu. Le milieu expérimental est constitué d'1 litre d'eau de conduite déchlorée par passage sur du charbon actif. La température du milieu est de 20°C et les animaux sont

exposés à une photopériode de 16h/8h (16h de lumière suivies de 8h d'obscurité). Au cours des phases d'acclimatation et de stabulation, les moules d'eau douce sont nourries avec une solution d'algues (*Chlorella vulgaris*). Le milieu de culture utilisé est le milieu de Lefevre-Czarda modifié par l'incorporation d'oligo-éléments d'après Mugel et Férard (1978).

Après 24 heures, le test débute sans nourriture. Un premier test est réalisé à l'automne (octobre) avec la gamme de concentrations théorique suivante : 1,00 ; 2,25 ; 5,06 ; 11,39 et 25,63 mg/l (facteur multiplicateur de 2,25). En fonction de ses résultats, un second test est réalisé en été (juillet) avec la gamme de concentrations suivante : 1 ; 2 ; 4 ; 8 et 16 mg/l. La solution de Mexel® 432 est renouvelée quotidiennement. Un pourcentage de mortalité inférieur à 10% chez les témoins est une condition de validité du test.

* *Corbicula fluminalis*

Les Corbicules sont récoltés dans la rivière Moselle, au niveau du village d'Argancy. Les animaux sont mesurés afin de ne garder que ceux dont la taille est comprise entre 16 et 17 mm (apex-sommet des jointures des deux valves). Elles subissent le même protocole d'acclimatation et de stabulation (Figure II.4.) que celui des Dreissènes.

Le test est réalisé sur 6 Corbicules dans des cristallisoirs contenant 1 litre d'eau de conduite déchlorée. La gamme de concentrations suivante : 4, 8, 12 et 16 mg/l a été testée. Trois réplicats sont réalisés pour le témoin et chaque concentration. La solution de Mexel® 432 est renouvelée quotidiennement. Un pourcentage de mortalité inférieur à 10% chez les témoins est une condition de validité du test.

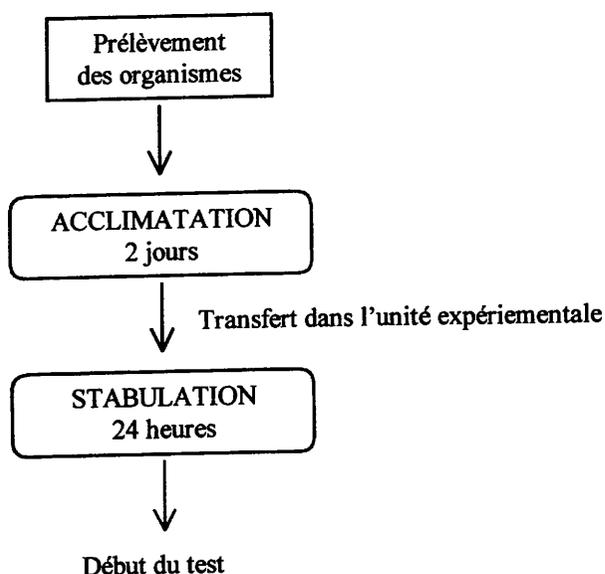


Figure II.4. : Schéma du protocole expérimental.

* *Anodonta cygnea*

Les Anodontes sont récoltés dans la rivière Moselle, au niveau du village d'Argancy. Les animaux sont mesurés afin de ne garder que ceux dont la taille est comprise entre 65 et 70 mm (apex-sommet des jointures des deux valves). Ils subissent le même protocole d'acclimatation et de stabulation (Figure II.4.) que celui des Dreissènes.

Le test est réalisé sur 5 Anodontes dans des bacs contenant 3 litres d'eau de conduite déchlorée. La gamme de concentrations suivante : 5 ; 6,5 ; 8 et 9,5 mg/l a été testée. La solution de Mexel® 432 est renouvelée quotidiennement. Un pourcentage de mortalité inférieur à 10% chez les témoins est une condition de validité du test.

* *Chironomini sp.*

Les Chironomes proviennent du commerce (aliment pour poisson) afin d'avoir un lot d'individus formé uniquement d'une seule espèce. Les animaux subissent le même protocole d'acclimatation et de stabulation que les espèces précédentes (Figure II.4.) que celui des Dreissènes.

Le test est réalisé sur 25 chironomes dans des cristallisoirs contenant 1 litre d'eau de conduite déchlorée. La gamme de concentrations théoriques suivantes : 1,00 ; 2,25 ; 5,06 ; 11,39 et 25,63 mg/l a été testée. Trois réplicats sont réalisés pour le témoin et chaque concentration. La solution de Mexel® 432 est renouvelée quotidiennement. Un pourcentage de mortalité inférieur à 10% chez les témoins est une condition de validité du test.

* *Gammarus pulex*

Les Gammares sont récoltés dans la rivière Moselle, au niveau du même site de prélèvement que les Dreissènes. Ils subissent le même protocole d'acclimatation et de stabulation (Figure II.4.) que celui des Dreissènes.

Le test est réalisé sur 5 Gammares dans des bêchers de 200 ml contenant 150 ml d'eau de conduite déchlorée. La gamme de concentrations suivantes : 5, 6, 7, 8 et 9 mg/l a été testée sur un seul lot d'individus. La solution de Mexel® 432 est renouvelée quotidiennement. Un pourcentage de mortalité inférieur à 10% chez les témoins est une condition de validité du test.

* *Daphnia magna*

Un premier test est réalisé suivant la norme ISO 6341, 1989.

Un second test de 7 jours est réalisé sur 15 daphnies âgées de 7 jours dans des bêchers de 150 ml contenant 100 ml d'eau de conduite déchlorée. Durant l'exposition les animaux sont nourris une fois par jour pendant 1 heure avec un mélange d'algues (*Chlorella vulgaris* et *Raphidocelis subcapitatus*) et d'un mélange d'aqualarves, de levures boulangères et de cerophyls (mélange deshydraté de blé, d'avoine, d'orge et de seigle). La gamme de concentrations suivante : 0,1 ; 0,2 ; 0,3 ; 0,4 et 0,5 mg/l a été testée. La solution de Mexel® 432 est renouvelée quotidiennement. Un pourcentage de mortalité inférieur à 10% chez les témoins est une condition de validité du test.

II.2.1.2. Expression des résultats

A la fin de l'essai, la mortalité ou l'immobilisation (pour le test Gammare et Daphnie) cumulée pour chaque concentration est évaluée. Le calcul de la concentration qui provoque la mort ou l'immobilisation de 50% des organismes en expérience (CL_{50}) est effectué par la méthode des probits au moyen d'un programme informatique avec établissement de l'équation de la droite de régression du probit de la mortalité ou de l'immobilisation en fonction du logarithme décimal de la concentration (Programme EPA, version 1.5.).

Cette CL_{50} est exprimée en concentration nominale.

II.2.2. Toxicité sublétales de substances antisalissures évaluée par les activités filtrante et valvaire de *D. polymorpha*

La toxicité sublétales des substances antisalissures est évaluée au moyen du filtrovalvomètre. La Dreissène, exposée à des conditions défavorables, peut réagir en diminuant ses activités filtrante et valvaire. Ainsi, le dispositif utilise ces deux activités pour exprimer l'action potentiellement toxique d'un produit donné. La mesure simultanée de ces deux activités (filtrante et valvaire) se fait respectivement au moyen d'une méthode anémométrique et d'une méthode photoélectrique. Dans la suite du travail, les activités filtrante et valvaire seront présentées séparément pour plus de clarté.

II.2.2.1. L'activité de filtration

* Anémomètre à température constante

L'anémomètre est formé d'un pont de Wheatstone alimenté en courant continu. La sonde est une résistance variable du pont, les trois autres composantes sont fixes. Le film chaud formant la partie sensible de la sonde est maintenu à température constante grâce d'une part, au pont, et d'autre part à un dispositif électronique. Cette température est supérieure à la température ambiante, elle-même constante. Par conséquent, toute variation de la vitesse du fluide autour de la sonde modifie les échanges thermiques entre le milieu et celle-ci. La tension à fournir au système pour maintenir la température de la sonde constante est proportionnelle à la variation de l'activité de filtration. Un enregistrement en continu de la tension est obtenu.

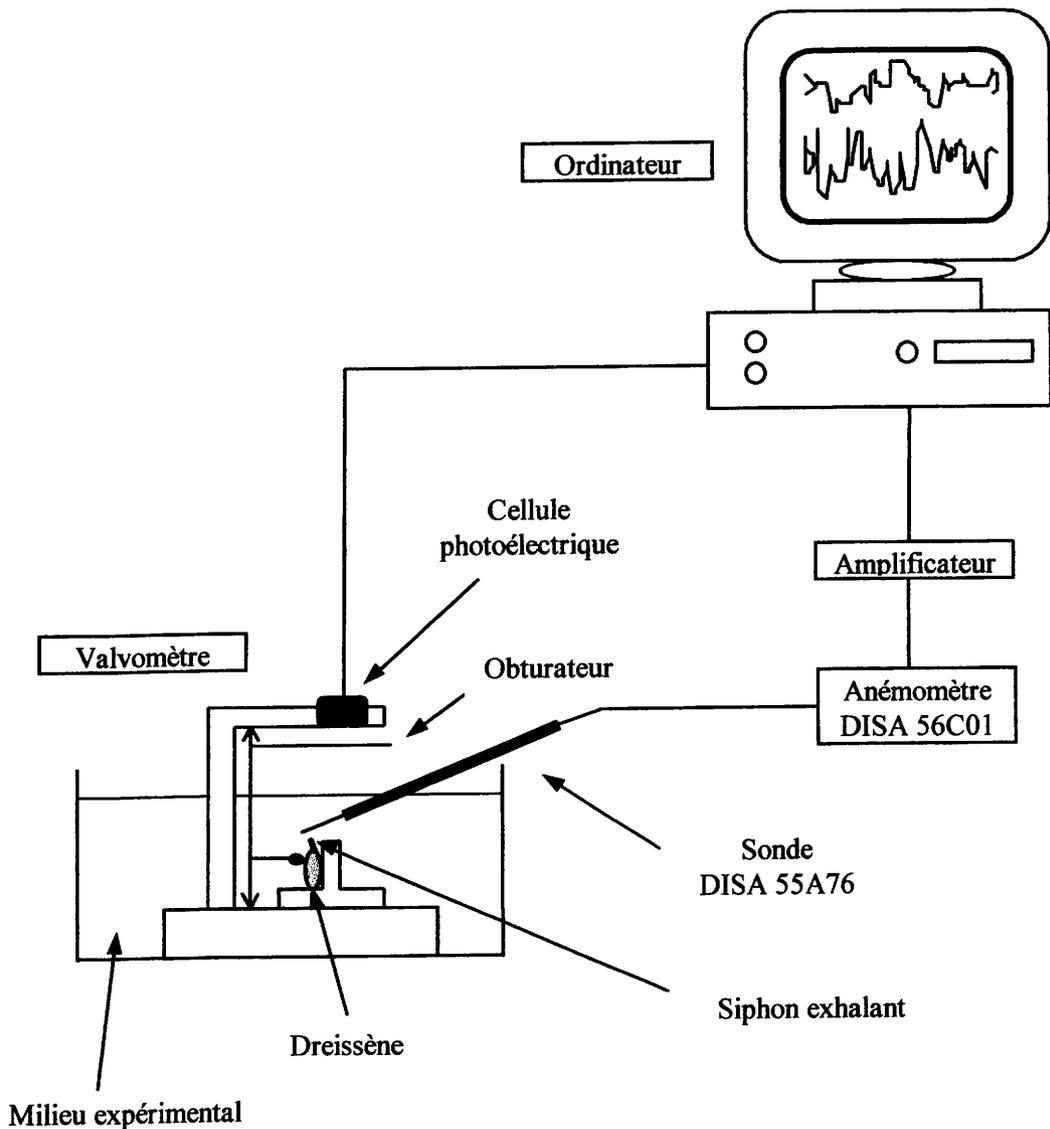


Figure II.5. : Schéma du dispositif d'enregistrement des activités filtrante et valvaire, le filtrovalvomètre.

Le premier maillon du dispositif expérimental est formé d'une sonde de type DISA 55A76, commercialisée par Dantec Measurement Technology (Figure II.5.). Elle est sensible à la composante de vitesse perpendiculaire à l'axe du film. La sonde fait partie du pont DISA CTA 56C16 qui est connecté à l'unité de base DISA 56CO1. Pour réaliser l'objectif de traitement automatisé du signal, l'ensemble est relié à un amplificateur. Celui-ci permet d'une part de baisser la ligne de base du signal et d'autre part, de faire varier l'amplitude du signal d'un facteur 2 au minimum. A sa sortie, le signal est enregistré chaque seconde sur un ordinateur (IBM) muni d'une carte de conversion analogique numérique.

** Caractérisation de l'activité filtrante*

Sur un enregistrement, plusieurs positions du curseur, traduisant l'état du siphon exhalant, peuvent être définies (Figure II.6.) :

- lorsque le siphon est fermé, aucun courant d'eau n'est émis par la Dreissène. La tension enregistrée est nulle. Cette position (I) définit la ligne de base.
- lorsque l'animal émet un courant d'eau par son siphon, la sonde se refroidit, une augmentation de la tension est nécessaire pour maintenir la température de la sonde constante, le curseur se déplace (II).
- tant que l'animal filtre, la tension reste élevée (III). Des variations peuvent intervenir soit lorsque la vitesse d'émission change, soit lorsqu'un changement de position du siphon se produit.
- lorsque la filtration de la Dreissène s'arrête, le courant d'eau est interrompu, il n'y a plus de déperdition de chaleur au niveau de la sonde. La tension nécessaire pour maintenir une température constante de la sonde diminue, un déplacement vers la ligne de base est observé sur l'enregistrement (IV).

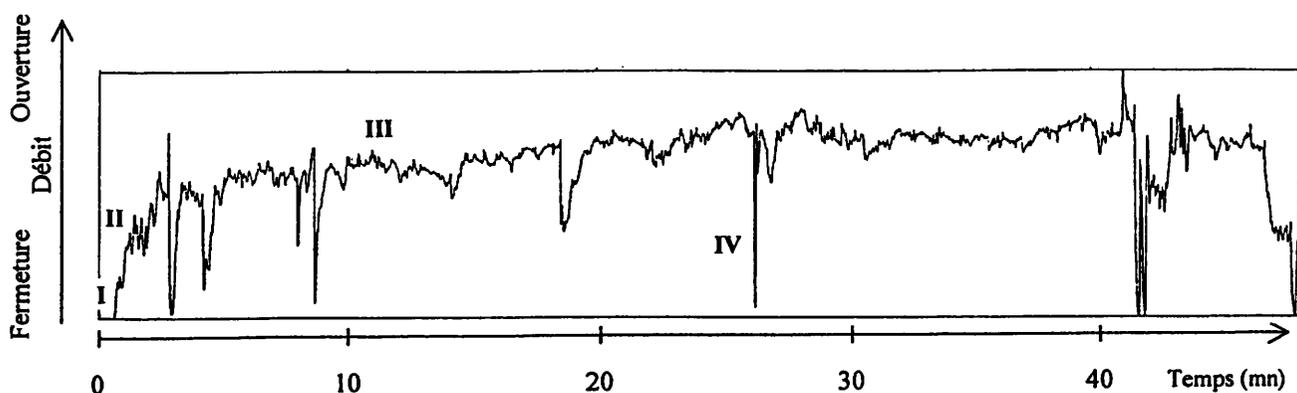


Figure II.6. : Exemple d'enregistrement de l'activité de filtration normale de *D. polymorpha* avec précision des différents états du siphon exhalant.

Mouabad (1991) a défini deux types d'activités :

- une activité continue ou 'normale' (Figure II.6.) qui est caractérisée par une émission continue de courant de filtration sur plusieurs minutes où surviennent des interruptions brèves, plus ou moins fréquentes, dues à des fermetures brusques du siphon exhalant. Cette activité correspond à l'enregistrement obtenu chez des Dreissènes témoins en situation de bonne acclimatation, c'est pourquoi elle est appelée 'normale'.

- une activité discontinue (Figure II.7.) qui est caractérisée par des émissions de courant de filtration fréquemment interrompues par des fermetures de durée plus longue (de quelques secondes à plusieurs minutes) et intermittentes du siphon exhalant.

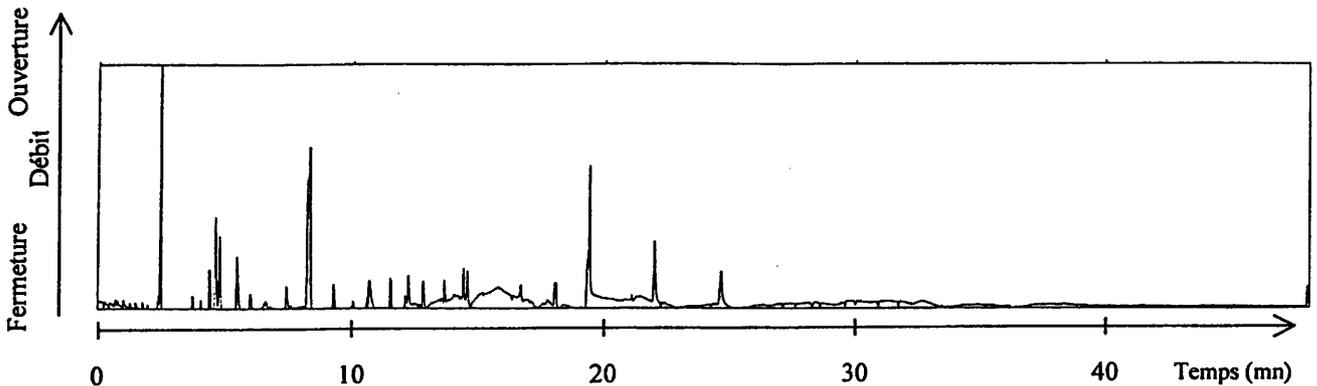


Figure II.7. : Exemple d'enregistrement de l'activité de filtration discontinue de la Dreissène.

** Expression des résultats*

Les données brutes acquises au cours de l'expérimentation sont traitées informatiquement au moyen du logiciel élaboré par P. Rousselle (1993). Ce programme de gestion des données permet :

1) d'afficher la courbe de l'activité filtrante avec des modifications éventuelles telles que le réajustement de la ligne de base, la coupure de séquence non significative, des agrandissements de portions intéressantes de l'enregistrement.

2) de caractériser l'activité filtrante en précisant les paramètres suivants (Tableau II.1.):

- le nombre de fermetures du siphon par heure,
- les durées de filtration (DF) et d'arrêt (DA) exprimées en minutes par période de 1 heure,
- le rapport entre la durée de filtration (DF) et d'arrêt (DA), dénommé coefficient d'activité de filtration C.A.F. : DF/DA ,
- les durées moyennes d'une filtration et d'un arrêt de filtration exprimées en minutes.

Tableau II.1. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432 durant 1 heure.

	Dreissène avant exposition	Dreissène exposée à 4 mg/l de Mexel® 432
Nombre de fermetures du siphon / h	6	27
Durée de filtration (DF), mn / h	59	6
Durée d'arrêt (DA), mn / h	1	54
C.A.F* : DF/DA	59,0	0,1
Durée moyenne d'une filtration, mn	9,8	0,2
Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,2	2,0

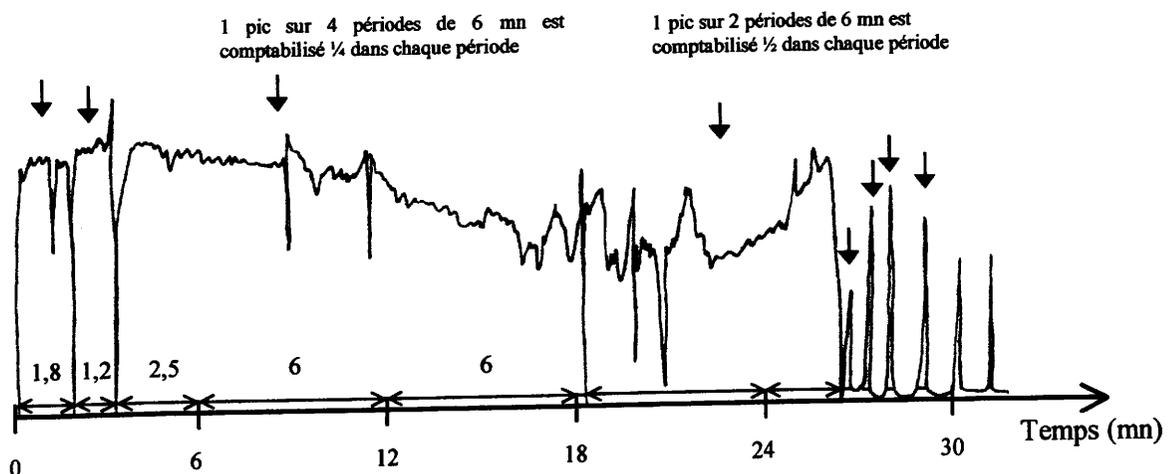
Cet exemple montre la différence entre l'activité de filtration d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432. L'animal réagit en présence du composé en modifiant son mode de filtration. Une diminution de 90% de la durée de filtration est observée. Celle-ci devient intermittente avec une durée moyenne d'arrêt de 2,0 minutes.

3) de réaliser trois types d'exploitation graphique :

- Le filtrogramme.

Pour cette représentation graphique, le nombre de pics de filtration et leur durée (%) sont comptabilisés pendant des périodes successives de 6 minutes. Un exemple est donné ci-dessous. Cette figure permet de simplifier la représentation de l'enregistrement en donnant une allure générale.

Analyse de l'enregistrement

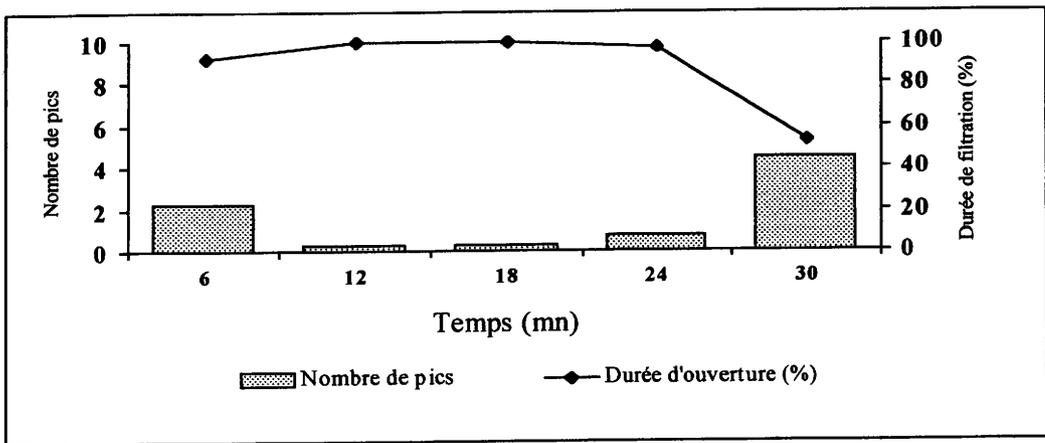


Traitement des données brutes

Intervalles	0-6		6-12		12-18		18-24		24-30	
	Nombre de pics	Durée des pics	Nombre de pics	Durée des pics	Nombre de pics	Durée des pics	Nombre de pics	Durée des pics	Nombre de pics	Durée des pics
	1	1,8	1/4	6	1/4	6	1/4	0,2	1/2	2,3
	1	1,2					1/2	5,6	1	0,2
	1/4	2,5							1	0,2
									1	0,2
									1	0,3
Somme *	2 1/4	5,5 mn (92 %)	1/4	6 mn (100 %)	1/4	6 mn (100 %)	3/4	5,8 mn (97 %)	4 1/2	3,2 (53 %)

* la somme de la durée des pics de filtration est exprimée en minutes et en pourcentage de temps de filtration.

Représentation graphique



La figure II.8. montre un exemple de filtragramme d'une Dreissène avant exposition (1 heure) puis exposée au Mexel® 432 (1 heure).

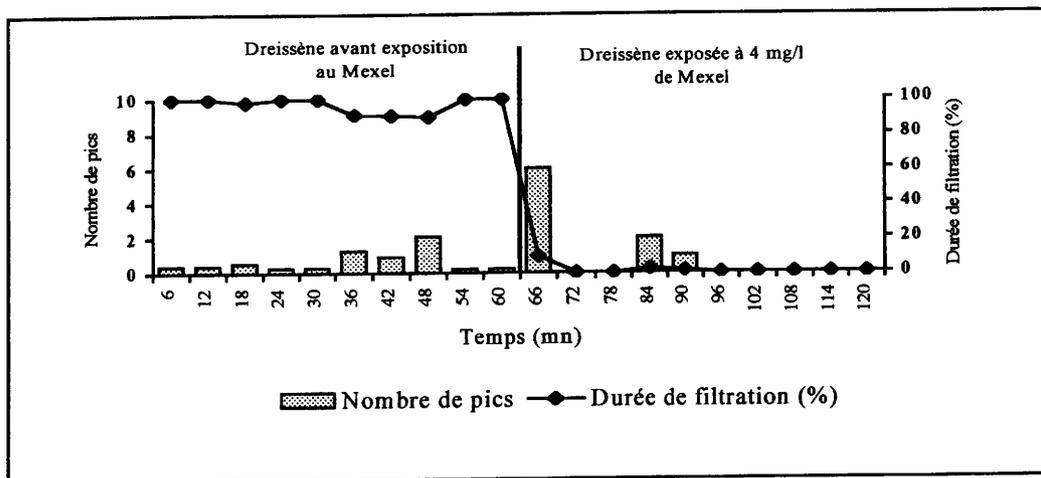


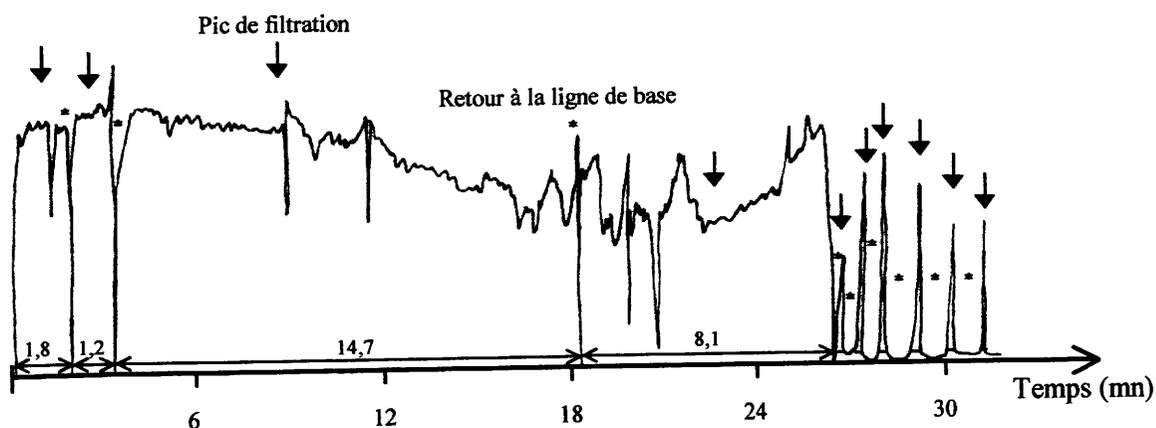
Figure II.8. : Filtragramme d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432.

Cet exemple montre la différence de l'activité de filtration entre une Dreissène avant exposition qui filtre pendant la quasi-totalité des 6 minutes (89 à 100%), avec peu d'interruption du flux puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432. L'animal adopte une activité de stress pendant les 6 premières minutes après l'injection et se ferme par la suite.

- Distribution des phases de filtration et d'arrêt.

Pour cette représentation graphique, les pics de filtration et les retours à la ligne de base (arrêt) sont rangés dans des classes de temps prédéfinies et comptabilisés. Un exemple est donné ci-dessous en reprenant le même enregistrement que précédemment.

Analyse de l'enregistrement



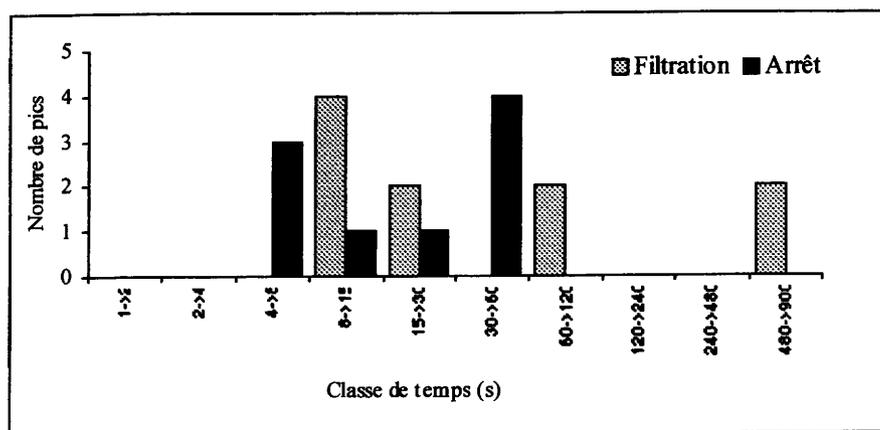
Traitement des données brutes

Pic de filtration	Durée des pics (s)	Retour ligne de base	Durée des retours (s)
1 ^{ère}	108	1 ^{ère}	7
2 ^{ème}	72	2 ^{ème}	7
3 ^{ème}	882	3 ^{ème}	7
4 ^{ème}	486	4 ^{ème}	11
5 ^{ème}	11	5 ^{ème}	15
6 ^{ème}	11	6 ^{ème}	33
7 ^{ème}	11	7 ^{ème}	37
8 ^{ème}	17	8 ^{ème}	44
9 ^{ème}	15	9 ^{ème}	49
10 ^{ème}	10		

Ces données rangées dans les classes de temps prédéfinies donnent :

Classe de temps	Nombre de pics de filtration	Nombre de retours à la ligne de base
1->2	0	0
2->4	0	0
4->8	0	3
8->15	4	1
15->30	2	14
30->60	0	0
60->120	2	0
120->240	0	0
240->480	0	0
480->900	2	

Représentation graphique



La figure II.9. montre un exemple de distribution des phases de filtration et d'arrêt d'une Dreissène avant exposition (4 heures) puis exposée au Mexel® 432 (24 heures).

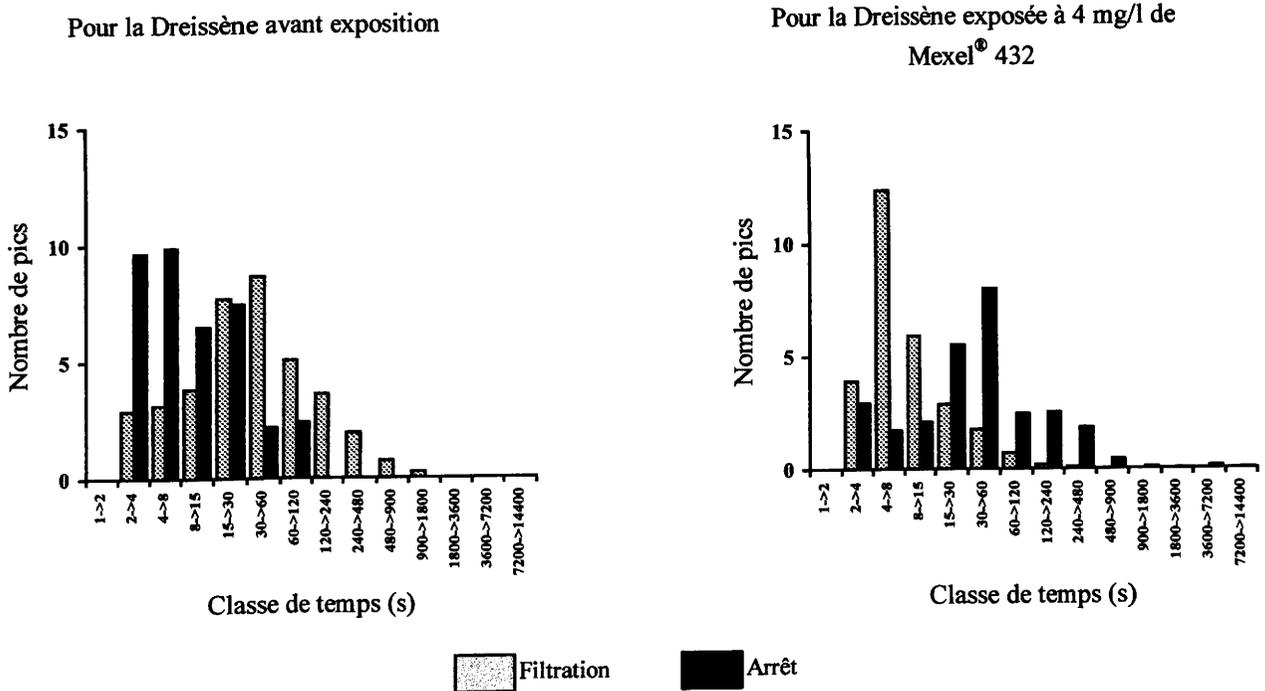


Figure II.9. : Distribution des phases de filtration et d'arrêt d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432.

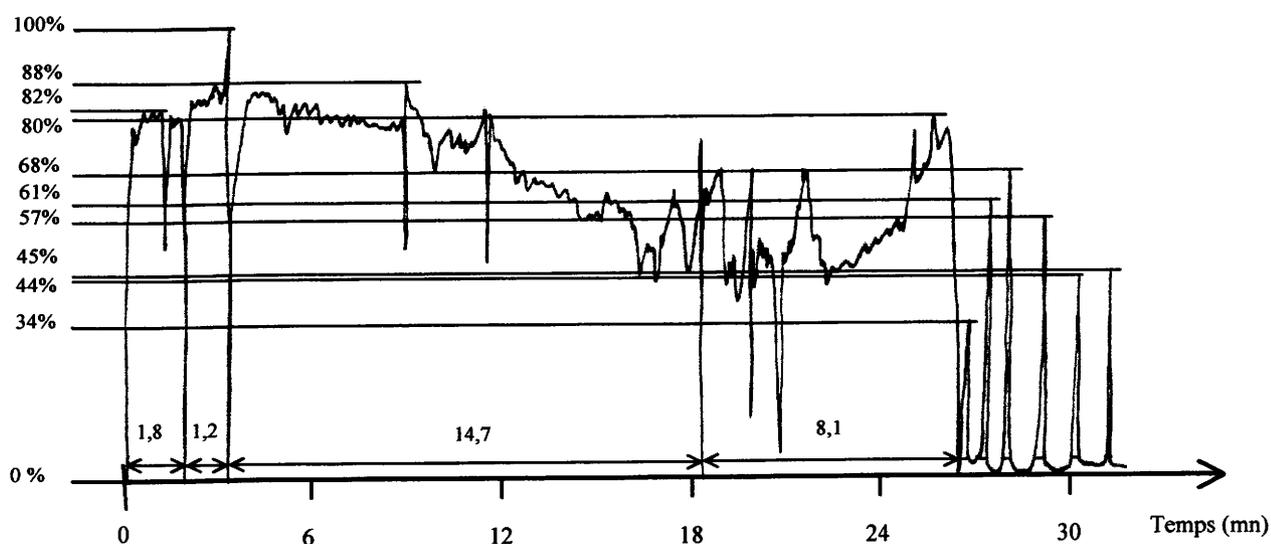
Cet exemple montre la différence de la répartition du nombre de pics de filtration et de retours à la ligne de base (arrêt) dans les classes de temps prédéfinies pour une Dreissène avant exposition puis exposée au Mexel® 432. Pour la Dreissène avant exposition, l'activité de filtration est caractérisée par des pics de filtration de longue durée avec un maximum de pics dans la classe de temps 30-60 s et des retours à la ligne de base de courte durée avec un maximum de retours observé entre 2-4 s et 4-8 s. Pour la Dreissène exposée, la répartition des phases de filtration et d'arrêt subi une profonde modification, les retours à la ligne de base deviennent les plus nombreux dans les classes de temps où précédemment les pics de filtration sont les plus représentés.

- Fréquence cumulée des pics de filtration

Pour cette représentation graphique, le pourcentage de l'amplitude de filtration est représenté en fonction du pourcentage du temps d'expérience. Le 100% de filtration est

représenté par le pic de filtration de plus forte amplitude. Un exemple est donné ci-dessous en reprenant le même enregistrement que précédemment.

Analyse de l'enregistrement

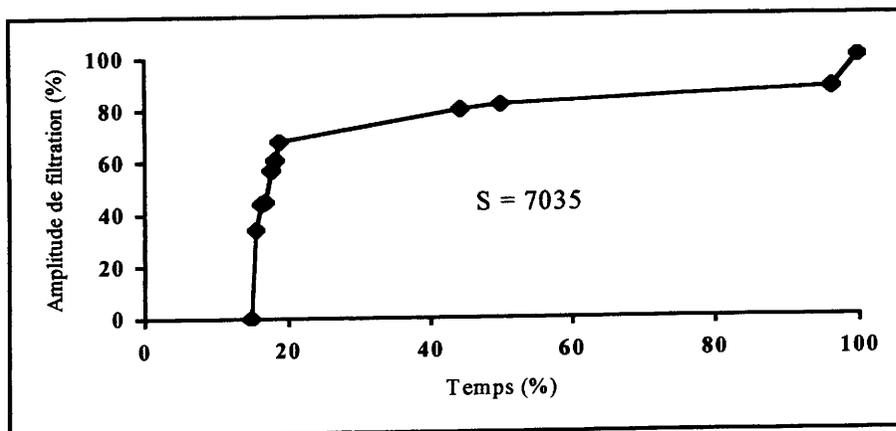


Traitement des données brutes

Amplitude des pics de filtration (%)	Durée des pics	Durée cumulée (%)
0	4 mn 45 s – 14,93%	14,93
34	11 s – 0,58%	15,51
44	15 s – 0,79%	16,30
45	10 s – 0,52%	16,82
57	17 s – 0,89%	17,71
61	11 s – 0,58%	18,29
68	11 s – 0,58%	18,87
80	8 mn 6 s – 25,47%	44,34
82	1 mn 48 s – 5,66%	50,00
88	14 mn 42 s – 46,23%	96,23
100	1 mn 12 s – 3,77%	100

Durée de l'enregistrement : 31,8 mn (100%)

Représentation graphique



S représente la surface sous la courbe.

La figure II.10. montre un exemple de fréquence cumulée d'une Dreissène avant exposition puis après exposition au Mexel® 432.

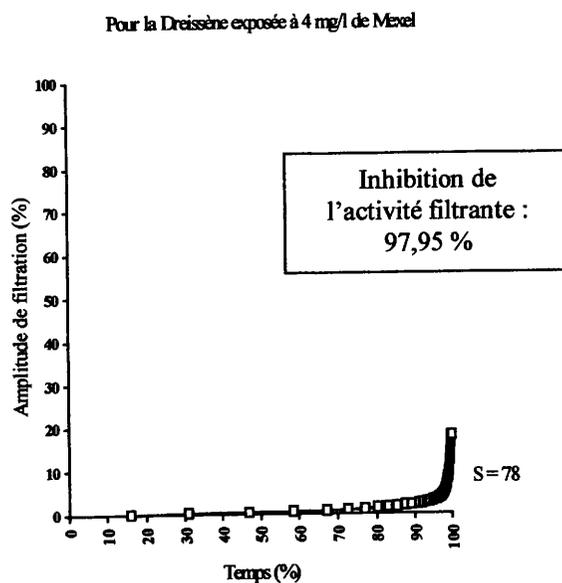
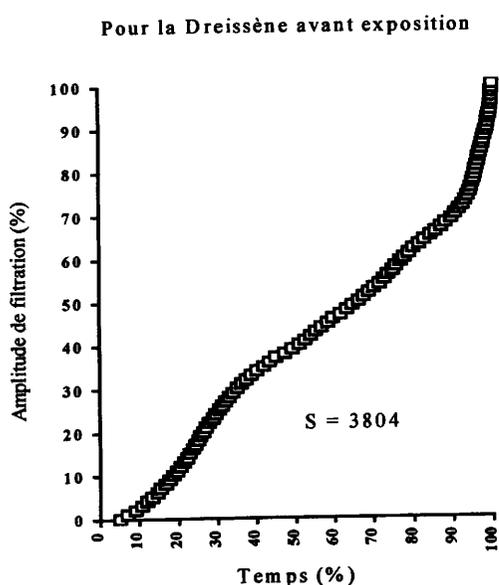


Figure II.10. : Fréquence cumulée de l'amplitude des pics de filtration d'une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel® 432.

Cet exemple montre la différence entre la fréquence cumulée de l'amplitude des pics de filtration d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432. Une diminution de l'amplitude des pics de filtration est observée pour la Dreissène exposée.

II.2.2.2. L'activité valvaire

* Valvométrie

Comme l'enregistrement de l'activité valvaire nécessite la transformation d'un mouvement mécanique en un signal électrique, la Dreissène est immobilisée sur un support par une de ses valves au moyen d'une colle non toxique. Un axe mobile est ajusté contre la seconde valve libre. A l'extrémité de cet axe, un obturateur est fixé. Lorsque les valves sont fermées, l'obturateur empêche le passage de la lumière vers la cellule photoélectrique. L'ouverture de la coquille provoque le retrait de l'obturateur et la lumière captée par le récepteur de la cellule photoélectrique entraîne une variation de la tension (Figure II.11.).

A sa sortie, le signal est enregistré en continu et simultanément aux mesures de filtration sur un ordinateur (IBM) muni d'une carte de conversion analogique numérique.

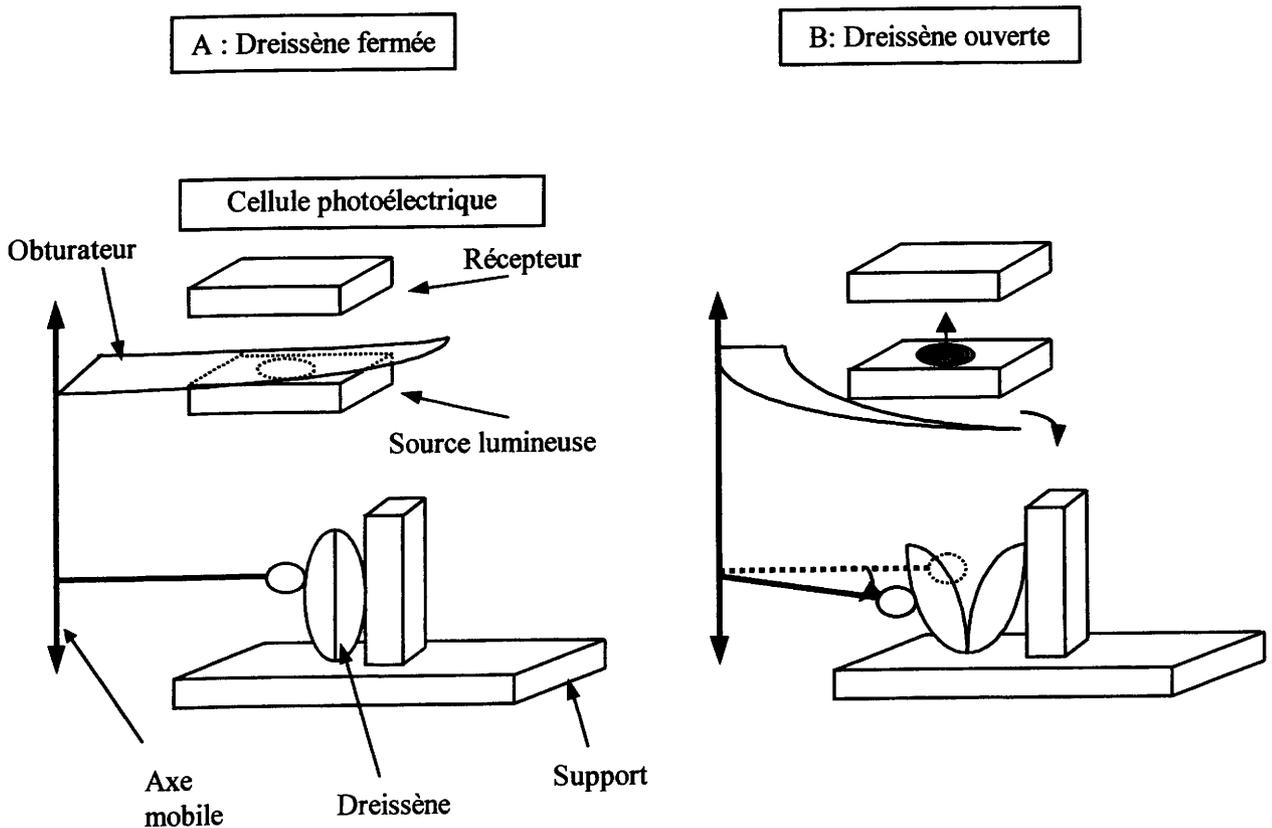


Figure II.11. : Principe du valvomètre

** Caractéristique de l'activité valvaire*

Comme précédemment, plusieurs positions du curseur, traduisant l'état d'ouverture des valves peuvent être définis sur un enregistrement (Figure II.12.) :

- lorsque les valves sont fermées, aucune lumière n'atteint la cellule photoélectrique et par conséquent, aucune tension n'est émise ; cette position trace la ligne de base (I).
- lorsque les valves s'écartent, l'obturateur se retire et la lumière atteint la photorésistance. Une augmentation de tension est alors observée, le curseur se déplace (II).
- tant que les valves restent écartées, la tension reste élevée. Des variations de tension interviennent lorsque l'animal écarte plus ou moins les valves (III).
- lorsque la Dreissène ferme ses valves, l'obturateur intercepte la lumière et une chute de la tension est enregistrée avec un retour à la ligne de base (IV).

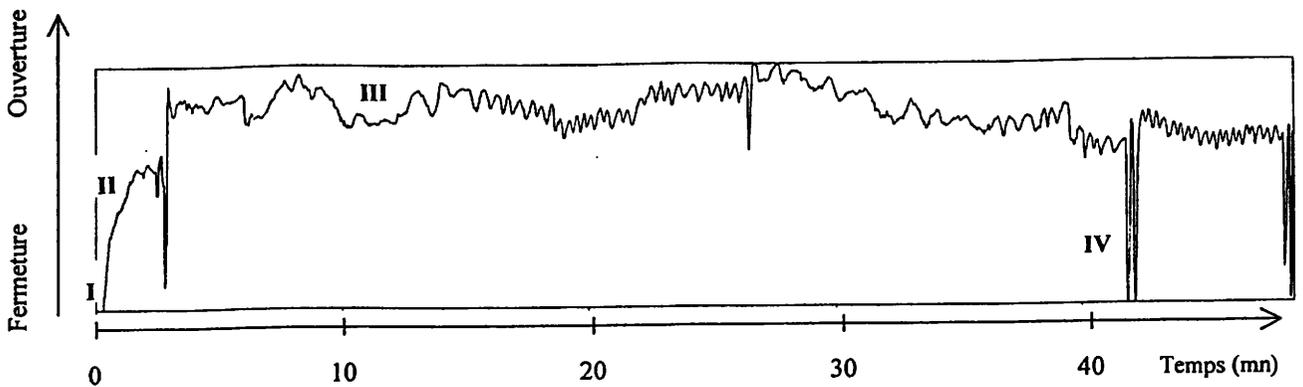


Figure II.12. : Exemple d'enregistrement de l'activité valvaire normale de *D. polymorpha* avec précision des différents états des valves.

Une remarque importante peut être faite au sujet du système de mesure. Il n'existe aucune réponse linéaire entre l'augmentation ou la diminution de tension et le degré d'écartement des valves. Une amélioration de ce système peut être envisagée ultérieurement par exemple avec un diaphragme circulaire étalonné.

Comme pour l'activité de filtration, Jenner *et al.* (1989) ont défini deux types d'activités valvaires :

- une activité normale (Figure II.12.) qui est caractérisée par une ouverture continue des valves pendant laquelle surviennent des interruptions brèves et régulières, dues à des fermetures brusques des valves. Cette activité correspond à l'enregistrement obtenu chez des Dreissènes témoins.

- une activité discontinue (Figure II.13.) qui est caractérisée par une ouverture des valves fréquemment interrompue par des fermetures incomplètes de la coquille.

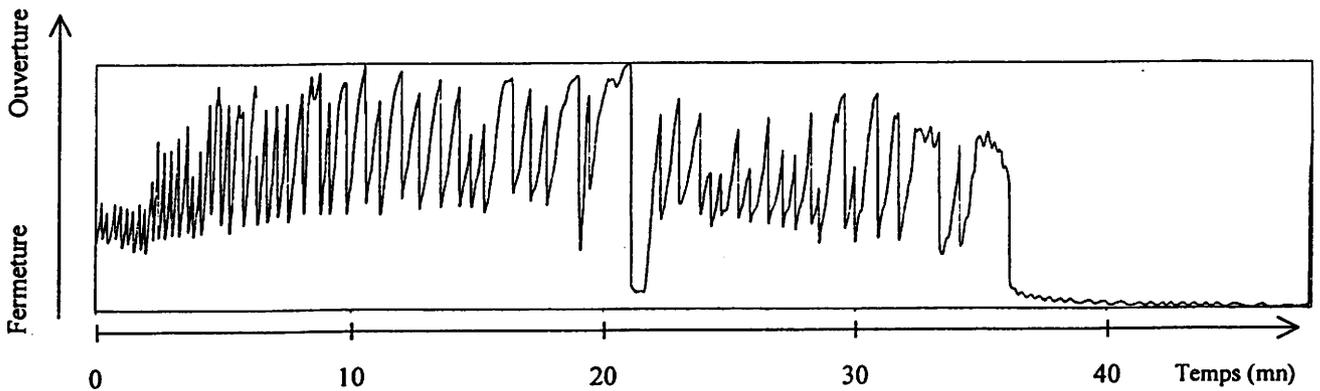


Figure II.13. : Exemple d'enregistrement de l'activité valvaire discontinue de la Dreissène.

** Expression des résultats*

Comme pour l'activité de filtration, les données acquises au cours de l'expérimentation sont traitées informatiquement au moyen du logiciel élaboré par P. Rousselle (1993). Ce programme de gestion de données permet :

1) d'afficher la courbe de l'activité valvaire avec des modifications éventuelles telles que le réajustement de la ligne de base, la coupure de séquence non significative, des agrandissements de portions intéressantes de l'enregistrement.

2) de caractériser l'activité valvaire en précisant les paramètres suivants :

- le nombre de fermetures des valves par heure,
- les durées d'ouverture (DOV) et de fermeture (DFV) des valves exprimées en minutes pour une période de 1 heure,
- le rapport entre la durée d'ouverture des valves (DOV) et de fermeture des valves (DFV), dénommé coefficient d'activité valvaire C.A.V. : DOV/DFV ,
- les durées moyennes d'ouverture et de fermeture des valves exprimées en minutes.

Tableau II.2. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432 durant 1 heure.

	Dreissène avant exposition	Dreissène exposée à 4 mg/l de Mexel® 432
Nombre de fermetures des valves / h	1	3
Durée d'ouverture (DOV), mn / h	59,98	36,28
Durée de fermeture (DFV), mn / h	0,02	23,72
C.A.V.* : DOV/DFV	2999	1,53
Durée moyenne d'une ouverture, mn	59,98	12,09
Durée moyenne d'une fermeture, mn	0,02	7,91

Cet exemple montre la différence entre l'activité valvaire d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432. L'animal réagit en présence du composé en fermant ses valves. Une diminution de 40% de la durée d'ouverture des valves est observée. La durée moyenne d'arrêt entre deux ouvertures des valves est de 7,91 minutes.

3) de réaliser trois types d'exploitation graphique. Le principe du calcul des différents graphiques étant le même que pour l'activité de filtration, seul des exemples de ces représentations seront donnés.

- Le valvogramme.

Pour cette représentation graphique, le nombre de pics d'ouverture des valves et leur durée (%) sont comptabilisés pendant une période de 6 minutes. La figure II.14. montre un exemple de valvogramme d'une Dreissène avant exposition (1 heure) puis exposée au Mexel® 432 (1 heure).

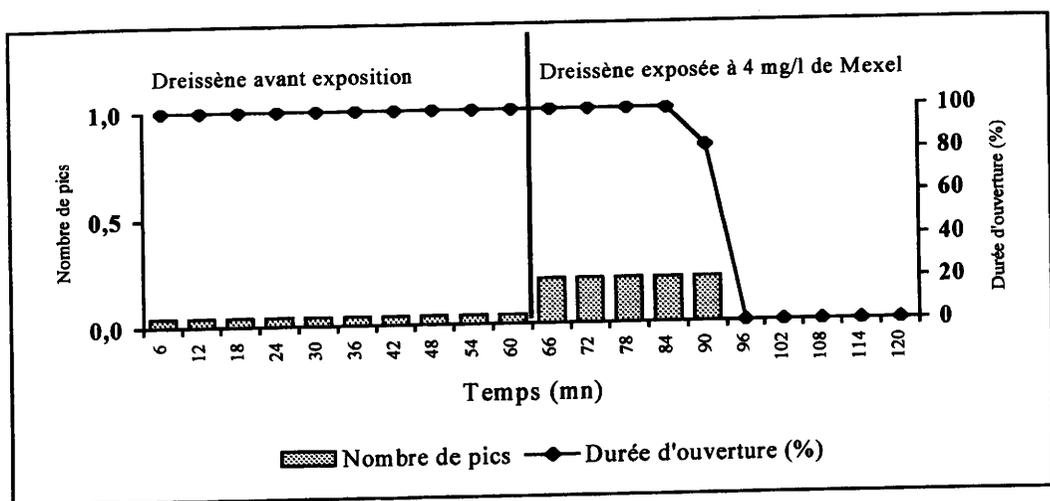


Figure II.14. : Valvogramme d'une Dreissène avant exposition puis exposée à 4 mg/l de Mexel® 432.

Cet exemple montre la différence de l'activité valvaire entre une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel[®] 432. L'animal avant exposition présente ces valves ouvertes pendant la totalité de l'essai, avec très peu de fermeture des valves. Lorsque l'animal est exposé au composé, il augmente tout d'abord son nombre de pics sans modifier sa durée d'ouverture puis se ferme complètement après 30 minutes d'exposition.

- Distribution des phases d'ouverture et de fermeture.

Pour cette représentation graphique, les pics d'ouverture et les retours à la ligne de base (fermeture des valves) sont représentés en fonction de classes de temps prédéfinies. La figure II.15. montre un exemple d'une distribution des phases d'ouverture et de fermeture d'une Dreissène avant exposition (8 heures) puis exposée au Mexel[®] 432 (23 heures).

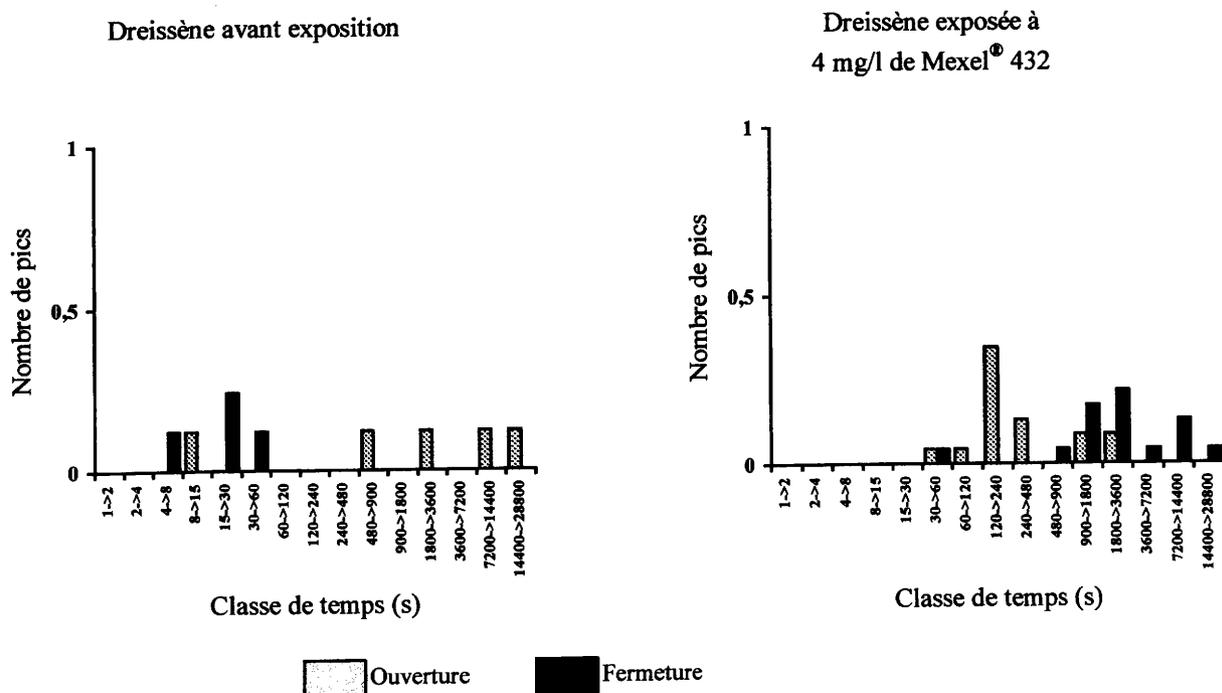


Figure II.15. : Distribution des phases d'ouverture et de fermeture d'une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel[®] 432.

Cet exemple montre la différence de la répartition du nombre de pics d'ouverture et des retours à la ligne de base (fermeture) dans les classes de temps prédéfinies pour une Dreissène avant exposition puis exposée au Mexel[®] 432. Pour la Dreissène avant exposition, l'activité valvaire est caractérisée par des pics d'ouverture de longue durée (entre 480 s et 28800 s) et des retours à la ligne de base de courte durée (entre 4 s et 60 s). Pour la Dreissène exposée, la répartition des phases d'ouverture et de fermeture subit une profonde modification, les retours à la

ligne de base deviennent les plus nombreux dans les classes de temps où précédemment les pics d'ouverture sont les plus représentés.

- Fréquence cumulée des pics d'ouverture

Pour cette représentation graphique, le pourcentage de l'amplitude d'ouverture est représenté en fonction du pourcentage du temps d'expérience. Le 100% d'ouverture est représenté par le pic d'ouverture de plus forte amplitude. La figure II.16. montre un exemple de fréquence cumulée des pics d'ouverture d'une Dreissène avant exposition puis après exposition au Mexel® 432.

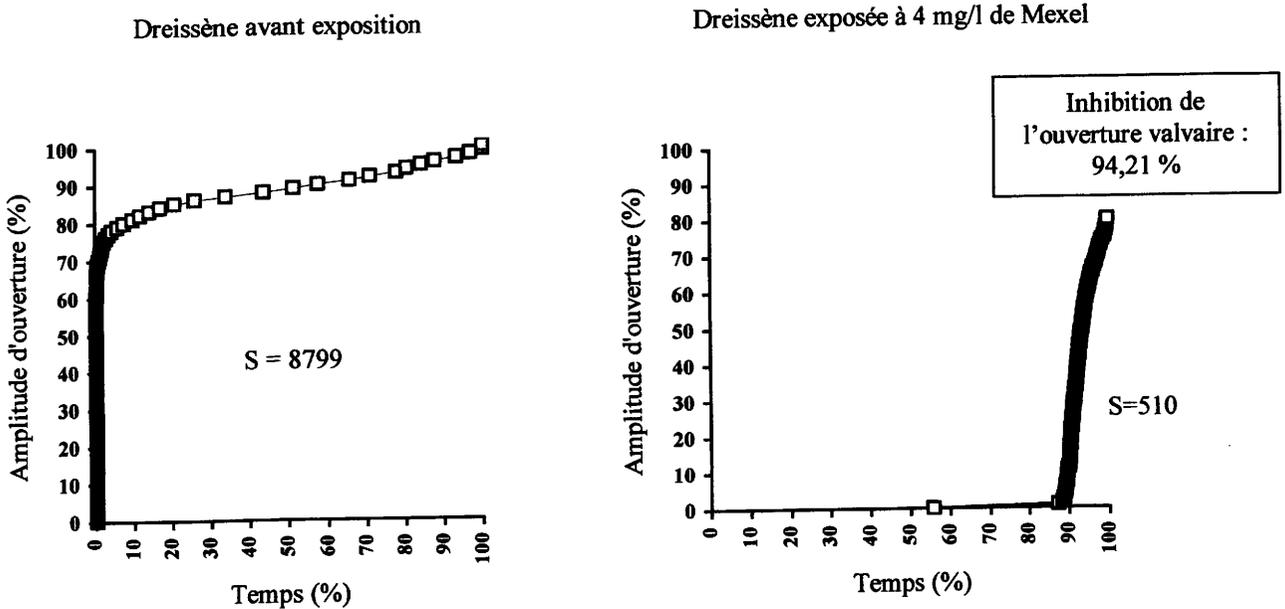


Figure II.16. : Fréquence cumulée de l'amplitude des pics d'ouverture d'une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel® 432.

Cet exemple montre la différence entre la fréquence cumulée de l'amplitude des pics d'ouverture d'une Dreissène avant exposition puis après exposition à 4 mg/l de Mexel® 432. Une diminution de l'amplitude des pics d'ouverture est observée pour la Dreissène exposée.

Toutes les données brutes acquises lors des expérimentations effectuées avec le filtrovalvomètre ont été traitées informatiquement en précisant les paramètres descriptifs et en

exploitant graphiquement les données. Cependant, nous avons choisi dans ce travail de caractériser les activités filtrante et valvaire uniquement au moyen des paramètres descriptifs.

II.2.2.3. Mode opératoire

Les Dreissènes sont échantillonnées dans la rivière Meuse au niveau de la ville de Commercy (54). Naturellement fixées sur des blocs de pierre proche de la berge, les animaux sont détachés en coupant délicatement le byssus contre le substrat à l'aide d'un scalpel. Ils sont mesurés grossièrement puis, lavés sur place. Leur transport au laboratoire s'effectue dans une glacière contenant de l'eau de la rivière. Cette dernière est également prélevée pour servir de milieu au cours de la phase d'acclimatation aux conditions de laboratoire.

Au laboratoire, les moules zébrées sont soigneusement mesurées. Cette opération permet d'obtenir un lot d'individus le plus homogène possible. Elles sont nettoyées afin d'éliminer les organismes épibiontes (éponges, algues). Les animaux retenus sont alors placés dans un bac en polyéthylène contenant 10 litres de l'eau du site de prélèvement. La température du milieu est ajustée à celle rencontrée *in situ*. Le milieu est oxygéné par des bulleurs et homogénéisé à l'aide d'une pompe (Eheim 1021) dont le débit est de 6 l/mn fonctionnant en circuit fermé.

Après 2 jours, les Dreissènes sont transférées dans un bac contenant 10 litres d'eau de conduite déchlorée par passage sur du charbon actif. La température du milieu est augmentée ou diminuée de 2°C tous les deux jours jusqu'à atteindre une température de 20°C. Une durée d'acclimatation d'une semaine est nécessaire, car des variations brutales de la température peuvent avoir une influence négative sur la filtration. Malgré son importance, cette phase est trop souvent négligée par certains expérimentateurs. L'eau du bac d'acclimatation est renouvelée afin d'éviter une augmentation du pH et l'accumulation d'éléments toxiques rejetés par la moule zébrée (NH₄ par exemple) dans le milieu. Lors de ces renouvellements l'état physiologique des Dreissènes est vérifié. Celles qui n'opposent aucune résistance lorsqu'on essaye d'écarter légèrement leurs valves ou celles qui ne se sont pas fixées sur les supports sont éliminées.

Après cette phase d'acclimatation aux conditions de laboratoire et à la température, les Dreissènes sont maintenues dans de l'eau de conduite déchlorée par passage sur du charbon actif à une température de 20°C.

Au cours de l'acclimatation et de la maintenance, les Dreissènes sont nourries avec une algue, *Chlorella vulgaris*, qui a été choisie en raison de sa bonne rétention par les branchies des

moules zébrées (Jorgensen *et al.*, 1984 ; Kryger et Riisgård, 1988). La concentration algale dans les bacs est de 10 000 à 12 000 cellules/ml comme proposée par Mouabad (1991).

24 heures avant l'expérience, les Dreissènes présentant leurs valves ouvertes et leurs siphons protractés dans le bac de maintenance sont choisies pour les expériences. Elles sont collées par une de leur valve sur un support à l'aide d'une colle rapide, insoluble et non toxique et mises à jeûner. Cette dernière précaution permet d'éviter les mouvements du siphon exhalant dû au rejet des fèces pendant les expériences.

Le jour de l'expérience, le réglage de l'anémomètre est réalisé avec la sonde plongée dans le milieu d'essai. La tension de sortie du dispositif est réglée sur 5V. L'équilibre du pont est vérifié avant chaque mesure. D'autre part, la tension de sortie de l'amplificateur est réglée sur -1V afin d'obtenir un signal d'amplitude correcte sur l'écran de l'ordinateur.

Hors de l'eau, la Dreissène fermée est placée par une de ses valves au contact du capteur du valvomètre pour que le moindre mouvement d'ouverture des valves soit enregistré. Le support de la Dreissène est maintenu immobile sur le valvomètre.

L'ensemble est ensuite déposé au centre du cristalliseur. L'emplacement du capteur contre la valve est vérifié. La sonde est placée approximativement au-dessus de la Dreissène. Son positionnement perpendiculaire au siphon est ajusté sous la loupe binoculaire lorsque le siphon exhalant s'ouvre. L'enregistrement sur l'ordinateur débute avec la Dreissène fermée. L'anémomètre et le valvomètre sont mis en fonction avec la même ligne de départ d'enregistrement. A la fin de l'enregistrement, le système est mis en 'pause'. Le milieu est siphonné. Cette opération permet de ne pas déplacer l'animal devant la sonde entre les enregistrements témoins et exposés. Ainsi, une comparaison quantitative entre les signaux sera possible. La solution à tester est versée dans le cristalliseur. Elle est préparée au moyen d'eau déchlorée, oxygénée et à la température de $20 \pm 1^\circ\text{C}$. Le composé est introduit en une seule fois et, pendant cette opération, la moule d'eau douce est fermée. Ainsi, elle ne subit pas de stress particulier. L'enregistrement reprend lorsque le milieu est devenu calme.

Chaque concentration est testée sur 5 moules. Chaque individu est son propre témoin.

II.2.2.4. Les substances antisalissures testées

Les solutions mères sont préparées dans de l'eau déchlorée. Les substances antisalissures utilisées sont :

- le Mexel[®] 432
- le sulfate de cuivre hydraté, $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$
- l'hypochlorite de sodium (eau de javel), NaOCl
- le chlorure de tributylétain, $[\text{CH}_3(\text{CH}_2)_3]_3\text{SnCl}$

II.2.2.5. Test statistique

Le test non paramétrique de Mann Whitney a été appliqué pour comparer les résultats obtenus par cette méthode entre l'activité des Dreissènes avant exposition et après exposition aux composés testés (Logiciel Minitab).

II.3. Expériences *in situ*

II.3.1. Etude de l'action du Mexel[®] 432 et du chlore sur les activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis*

L'étude *in situ*, en milieu marin, a été réalisée en collaboration avec F. Ghillebaert (Société ECOTOX¹) pour connaître l'action du Mexel[®] 432 et du chlore sur les activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis* en condition d'utilisation sur site industriel (centrale thermique). Ceci afin de fixer les conditions de l'injection (continue ou discontinue) et la quantité strictement suffisante à l'éradication de cette moule.

II.3.1.1. Dispositif

L'unité expérimentale est placée au niveau de la centrale thermique du Havre (E.D.F.). L'eau élevée au moyen d'une pompe immergée, transite à travers des réservoirs et arrive dans l'aquarium de mesure. Une pousse-seringue reliée à une horloge permet d'injecter les substances antisalissures qui sont mélangées avec l'eau de la mer au moyen d'une pompe de mélange. Une électrovanne reliée à une horloge permet de programmer l'arrivée de l'eau de mer avec ou sans substances dans l'unité expérimentale.

¹ Société ECOTOX, Dr. F. Ghillebaert, 11 rue Principale F-62380 Affringues

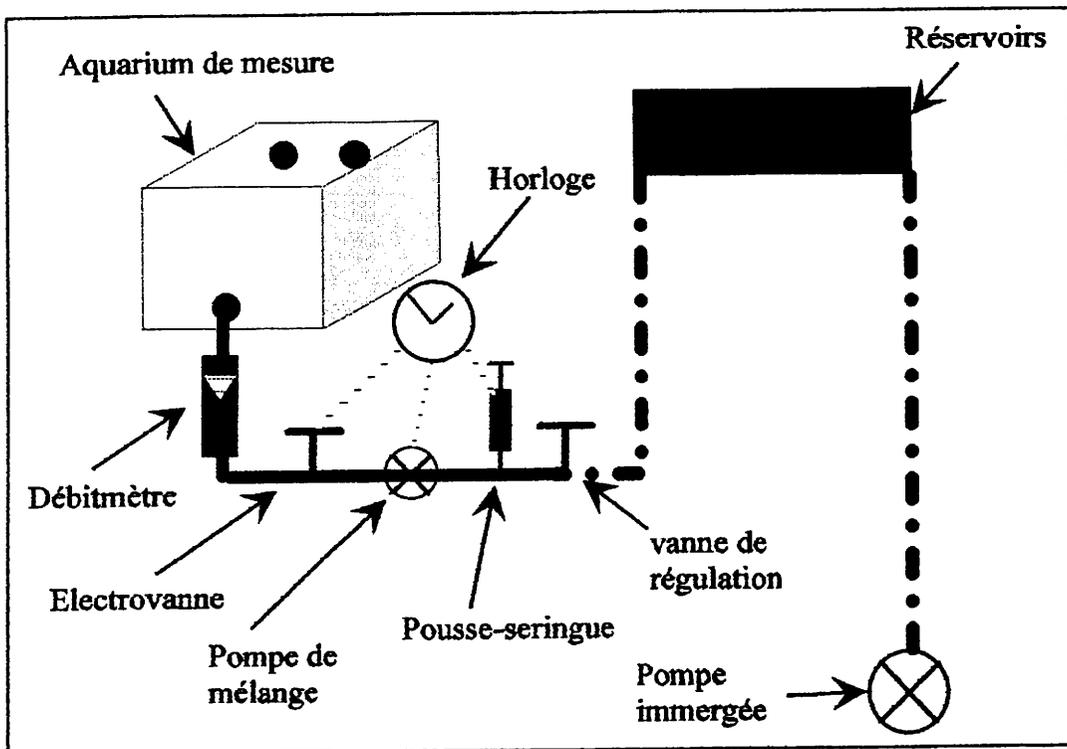


Figure II.17. : Schéma du dispositif expérimental en milieu marin.

II.3.1.2. Protocole

Le Mexel 432 (lots n° 9903242 et 9907052) et l'hypochlorite de sodium sont injectés indépendamment selon les modalités décrites dans les tableaux II.3. et II.4.

Pour chacun des deux produits, deux types d'exposition sont réalisés :

- expositions continues,
- expositions séquentielles.

Dans ce dernier cas durant plusieurs jours consécutifs, l'animal est exposé quotidiennement au moins une fois à l'agent antisalissure testé pendant une durée inférieure à 24 heures.

Hormis l'essai réalisé en flux continu avec l'hypochlorite de sodium (essai du 27/08 au 6/09/99), les essais sont réalisés en mode semi-statique. Pour cela, au début de l'exposition les substances antisalissures sont injectées en flux continu durant 15 à 30 minutes selon les conditions expérimentales. Pour des expositions supérieures à 1h30, le milieu d'exposition est renouvelé toutes les 50 minutes à 2 heures durant 15 à 20 minutes selon les conditions d'exposition (produit, concentration...). A la fin de l'exposition, le milieu est renouvelé durant 30 à 45 minutes selon les essais. Enfin, en dehors des périodes d'exposition, l'eau de l'aquarium est renouvelée durant 15 minutes toutes les deux heures environ. Ce renouvellement permet d'éviter l'épuisement du milieu en oxygène dissous, particules... mais, également permet de limiter les

variations de la température du milieu liées à la différence entre la température initiale de l'eau et la température de l'air ambiant.

Selon cette procédure, il est possible de mesurer en continu l'activité valvaire des moules. L'activité de filtration ne peut être mesurée qu'en dehors des périodes d'injection ou de renouvellement du milieu. En effet, durant ces périodes le courant d'eau induit dans l'aquarium est supérieur au flux généré par les moules et donc masque ce dernier.

Tableau II.3. : Conditions expérimentales testées lors de l'étude du produit Mexel[®] 432.

Date de l'essai	T°C	Concentrations testées (mg/l)				Protocole d'exposition
		Cn	Cr			
			Moy	Min	Max	
Exposition continue						
9/07		0,472	0,177	0,056	0,253	Exposition durant 1h40.
15/07	19,7		0,152	0,127	0,197	
12/07	19,6		0,185	0,105	0,296	Exposition durant 2h30.
26/07			0,192	0,155	0,267	
8/07	19,9	0,529	0,161	0,149	0,205	Exposition durant 2h30.
27/5	16,0	0,755	0,230	0,042	0,386	Exposition durant 3h15. Injection de 30 mn, milieu stagnant 2h30.
3-4/06	16,6	0,948	0,101	0,000	0,439	Exposition durant 45 mn.
8-9/06	16,7		0,348	0,338	0,417	
9-10/06	16,7		0,460	0,408	0,601	
10/06	16,7		0,463	0,470	0,545	
7/07	19,9		0,308	0,312	0,388	Exposition durant 1h15.
6/07	19,6		0,555	0,536	0,651	Exposition durant 1h40.
28/05	16,7		0,277	0,000	0,370	Exposition durant 5h. Injection de 30 mn, milieu stagnant 4h30.
1-2/06			0,331	0,272	0,528	
29-30/05	16,3		0,215	0,060	0,393	
29/06				3,54		
25/05	15,1	5	3,5	3,5	4,0	Deux expositions de 15 mn.
29/10-4/11	16,0		3,4			Quotidiennement une exposition de 30 mn.
13-22/11	13,8		2,75			
23-29/11	12,2		2,59	2,4	2,8	
Exposition séquentielle						
16/07	20,7	0,472	0,231	0,211	0,26	2 expositions durant 2h30 espacées de 3h.
19/26/07	21,2		0,239	0,162	0,456	Premier jour : exposition 2h30. Les jours suivants : 2 expositions durant 2h30 espacées de 3h.
27/07-09/08	21,2		0,151	0,056	0,272	2 expositions durant 2h30 espacées de : 3 h, 6 h (4/08), 4 h (6/08).
16-23/08	20,2	0,529	0,174	0,127	0,246	2 expositions durant 2h30 espacées de 4h.
11-14/06		0,944	0,414	0,421	0,467	Quotidiennement 6 expositions de 45 mn et 1 exposition de 30 mn espacées d'1 heure du 11 au 13/06.
2-14/10	17,7	0,567 6,045	0,106 4,981	0,095 4,510	0,118 5,453	En alternance : 1 jour : 2 expositions durant 2 h 30 espacées de 2 h à 0,567 mg/l, 1 jour : 1 exposition durant 30 mn à 6,045 mg/l.
15-21/10	16,9		0,145 3,819			
22-28/10	16,3		3,188			

Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle, Moy : concentration moyenne, Min : concentration minimale après une durée supérieure ou égale à 5 minutes, Max : concentration maximale au cours de l'essai.

Tableau II.4. : Conditions expérimentales testées lors de l'étude du chlore.

Date de l'essai	T°C	Concentrations testées (mg/l)				Protocole d'exposition
		Cn	Cr			
			Moy	Min	Max	
Exposition continue						
25-28/06	18,5	0,25	0,12	0,08	0,20	Injection de 15 mn toutes les 1h15.
28-29/06	18,0		0,12	0,07	0,29	
11/08		0,5	0,35			Exposition durant 15 mn.
12/08	21,4	1	0,32			Exposition durant 15 mn.
13/08			0,43			Exposition durant 30 mn.
23-24/06	18,6		0,61	0,30	0,93	Injection de 15 mn toutes les 2h.
Exposition séquentielle						
23-27/08	20,6	1	0,40			Exposition de 30 mn toutes les 45 mn.
27/08-6/09	21,2		0,26			En flux continu : exposition durant 15 mn toutes les 45 mn. Pas de mesure de la filtration.

Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle, Moy : concentration moyenne, Min : concentration minimale après une durée supérieure ou égale à 5 minutes, Max : concentration maximale au cours de l'essai.

II.3.2. Etude, en microcosme, de l'activité antisalissure du Mexel® 432

II.3.2.1. Dispositif

Pour suivre la capacité d'inhibition du Mexel® 432 sur la fixation des larves de Dreissène, un pilote expérimental est placé au niveau de l'Usine d'Electricité de Metz (U.E.M.) sur la rive droite de la Moselle en amont du barrage de Wadrinau. Pendant, trois années successives (1995, 1996 et 1997) des mesures sont réalisées de juin à octobre.

En 1995, le dispositif (Figure II.18.) est constitué d'un bac témoin et de 3 bacs exposés au Mexel® 432 formant 3 réplicats. Les bacs expérimentaux en P.V.C. possèdent une contenance de 10 litres.

L'eau de la Moselle élevée au moyen d'une pompe de grand débit (200 l/mm), transite à travers un bac de décantation. Celui-ci possède une surverse servant d'évacuation pour le trop plein et d'une connection allant d'une part vers le bac témoin et d'autre part vers le bac d'injection. Ce dernier a un rôle d'homogénéiseur de la solution de Mexel® 432 avec l'eau de la Moselle avant la distribution dans les 3 bacs d'exposition. Des portoirs de lames de verre (75x25 mm) sont disposés verticalement dans les bacs pour évaluer la colonisation par les espèces du fouling. Les lames sont disposées dans le sens du courant et se trouvent à mi-hauteur dans les enceintes. L'eau transite à travers le pilote par simple gravité. L'ajustement des débits de chaque bac expérimental est effectué à l'aide d'un robinet placé entre le bac de décantation et le bac expérimental pour le bac témoin, entre le bac d'injection et les bacs d'exposition au Mexel® 432 pour ces derniers.

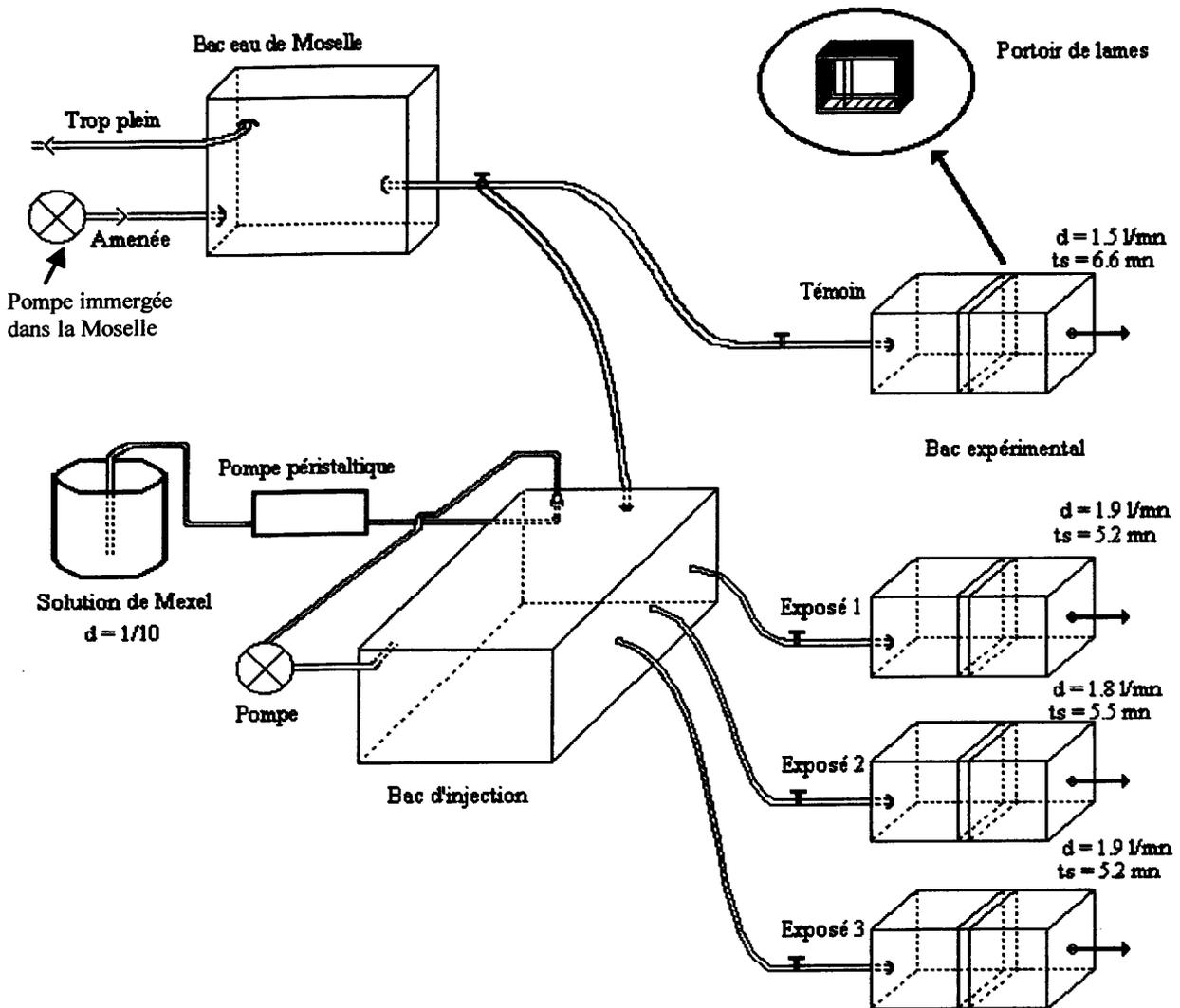


Figure II.18. : Schéma du dispositif expérimental *in situ* 1995.

En 1996, le dispositif (Figure II.19.A.) est amélioré. Il est constitué de 3 bacs témoins et de 3 bacs d'exposition au Mexel[®] 432 formant 3 réplicats.

L'eau de la Moselle prélevée au moyen d'une pompe d'un débit de 200 l/mn, transite à travers un bac de décantation qui possède des lames de décantation et un nid d'abeille pour retenir les matières en suspension. Celui-ci possède une surverse servant d'évacuation pour le trop plein et une connexion allant d'une part vers le bac d'injection témoin et d'autre part vers le bac d'injection recevant le Mexel[®] 432. Le même dispositif a été réalisé pour les témoins afin d'éviter les phénomènes de préférences hydriques. Le bac d'injection exposé a un rôle d'homogénéiseur de la solution de Mexel[®] 432 avec l'eau de la Moselle avant de la distribuer dans les 3 bacs

d'exposition. La distribution dans les bacs se fait au moyen de pompes. Des portoirs de lames de verre (75x25 mm) sont disposés verticalement dans les bacs pour évaluer la colonisation par les espèces du fouling. Les lames sont disposées dans le sens du courant et se trouvent à mi-hauteur dans les enceintes. L'ajustement des débits de chaque bac expérimental est effectué à l'aide d'un robinet placé entre le bac d'injection et le bac expérimental.

En 1997, le dispositif est le même qu'en 1996 mais le système de décantation est allégé en supprimant le nid d'abeille car celui-ci retenait trop les larves de Dreissène (Figure II.19.B.).

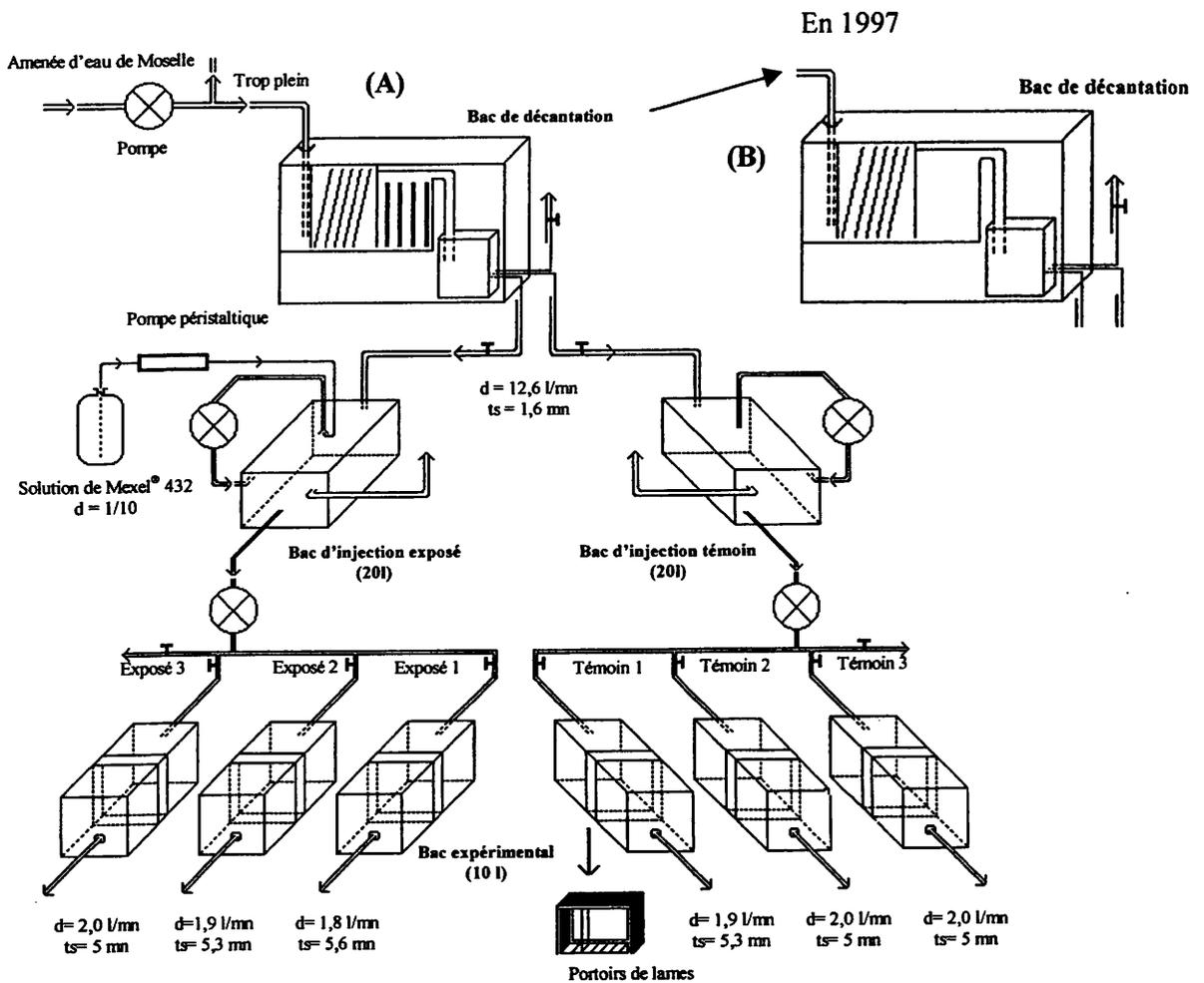


Figure II.19. : Schéma du dispositif expérimental *in situ*
(A) : en 1996 et (B) : en 1997

II.3.2.2. Protocole

* Injection du Mexel[®] 432

Le Mexel[®] 432 est injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l. Le reste du temps, seule l'eau de la Moselle transite dans les bacs expérimentaux (Figure II.20.).

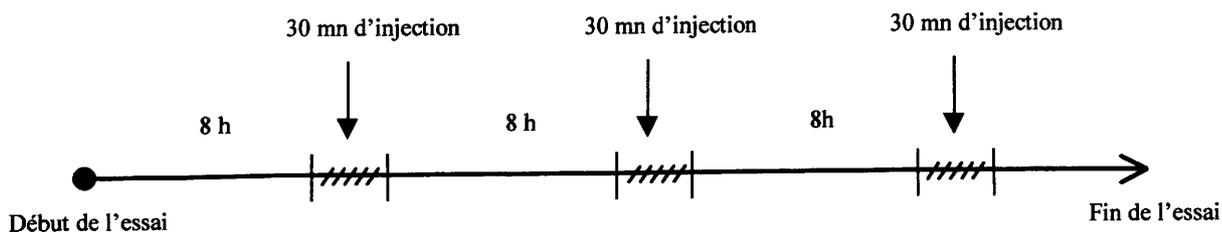


Figure II.20. : Protocole d'injection séquentielle du Mexel[®] 432.

* Dosage du Mexel[®] 432

Le Mexel[®] 432 étant un composé filmant à forte capacité d'adsorption, il est apparu nécessaire de réaliser son dosage pour optimiser son injection.

Dans une première expérience, la droite d'étalonnage en eau eau déminéralisée est établie. Pour cela, une gamme de concentration de 0 à 8 mg/l de Mexel[®] 432 est réalisée à partir d'une solution mère de 1 g/l.

L'équation de la droite d'étalonnage en eau déminéralisée (Figure II.21.) est la suivante :

$$C = 53,5 * DO - 0,42$$

C : Concentration de Mexel[®] 432 (mg/l)

DO : Densité Optique en cuve de quartz de 1 cm et à une longueur d'onde de 430 nm

Cette équation de droite possède une pente égale à 53.5, cette valeur est 2,9 fois plus importante que celle calculée par Allonier *et al.* (1997) qui ont obtenu une valeur moyenne égale à 18,3. Cette différence peut s'expliquer par des conditions expérimentales différentes. En effet, les longueurs d'ondes utilisées lors des mesures de densité optique ne sont pas les mêmes.

Allonier *et al.* utilisent une densité optique à 414 nm et effectuent une lecture de l'échantillon après 10 mn de stabulation, alors que dans ce travail la longueur d'onde est de 430 nm et la lecture est immédiate.

Cette équation de droite d'étalonnage en eau déminéralisée a permis d'estimer par la suite les concentrations résiduelles de Mexel[®] 432 dans le bac d'injection et dans l'un des 3 bacs exposés (bac n° 3).

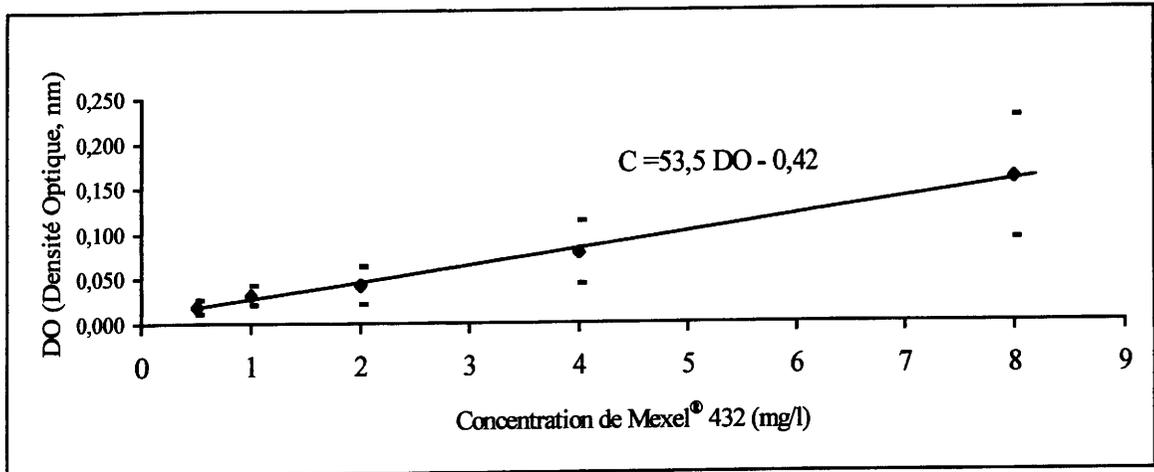


Figure II.21. : Droite d'étalonnage du Mexel[®] 432 en eau déminéralisée (Cuve en quartz de 1 cm, DO à 430 nm).

Dans une seconde expérience, la dégradation du composé est suivie le long du dispositif expérimental. Pour cela, 4 concentrations différentes de Mexel[®] 432 (4 ; 5,8 ; 7,3 et 7,8 mg/l) sont testées l'une après l'autre. Après 30 minutes de passage du composé dans le système, un prélèvement d'eau est réalisé d'une part dans le bac d'injection et d'autre part dans le bac exposé n°3. Les flacons sont transportés au laboratoire et le dosage est réalisé immédiatement. La méthode colorimétrique à l'orange de méthyle (Annexe 1) est utilisée. La lecture au spectrophotomètre est réalisée dans une cuve en quartz de 1 cm à une longueur d'onde de 430 nm.

Dans une troisième expérience, l'évolution de la concentration du composé dans le bac exposé n°3 est suivie en fonction du temps. Une concentration de 4 mg/l est injectée dans le dispositif expérimental et un prélèvement d'eau est effectué toutes les 5 minutes dans le bac exposé n°3 pendant une durée de 30 minutes. Les flacons sont transportés au laboratoire et le dosage est réalisé immédiatement. La méthode colorimétrique à l'orange de méthyle est utilisée. La lecture au spectrophotomètre est réalisée dans une cuve en quartz de 1 cm à une longueur d'onde de 430 nm.

** Paramètres physico-chimiques et hydrologique*

L'évolution des paramètres physico-chimiques (température, pH, concentration en oxygène dissous et conductivité) de la rivière Moselle a été réalisée grâce à l'accès à divers banques de données mises à notre disposition par Electricité de France CPT La Maxe d'une part, et l'Agence de l'Eau Rhin-Meuse, Banque de l'Eau Rhin-Meuse, Réseau National des Données sur l'Eau d'autre part.

L'évolution des débits de chaque bacs d'expériences témoins et exposées est effectuée à la sortie du système.

** Effet du Mexel[®] 432 sur la fixation des larves de Dreissènes et d'autres espèces du fouling*

6 lames en 1995 et 10 lames en 1996 et en 1997 sont prélevées dans chaque bac et remplacées par de nouvelles lames sur lesquelles un biofilm a été créé en laboratoire par stabulation dans de l'eau de conduite.

Les lames prélevées sont transportées au laboratoire dans des récipients contenant de l'eau du milieu. Le comptage des larves fixées et du fouling est réalisé par observation sous la loupe binoculaire. La lecture de l'une des deux faces est uniquement effectuée.

Les résultats de la fixation des organismes sont exprimés par Unité de Surface (U.S.) et par semaine. Cette unité représente la surface totale des dix lames c'est à dire 171,6 cm². Elle a été choisie afin d'exprimer les résultats de manière comparative.

** Biomasse*

5 lames prélevées sont raclées sur les deux faces pour déterminer la masse présente sur les lames. La biomasse est exprimée en milligramme de poids sec après 48 heures de séchage à l'étuve 60°C.

** Effet du Mexel[®] 432 sur la croissance et la mortalité de Dreissènes adultes*

Des Dreissènes sont récoltées sur le site d'expérience et sont transportées au laboratoire dans des glacières contenant l'eau du site. Elles sont mesurées et marquées. Le même jour, elles sont raplacées *in situ*. Un lot d'individus est placé dans chaque bac expérimental à mi-hauteur sur des supports en P.V.C.. Les Dreissènes sont mesurées mensuellement. La mortalité est contrôlée

dans chaque unité expérimentale. Les individus morts sont retirés des unités et comptabilisés. A la fin de l'expérimentation, les organismes restant sont prélevés et ramenés au laboratoire.

II.3.2.3. Test statistique

Le test non paramétrique de Mann Whitney a permis de comparer les effectifs des organismes s'étant développés en milieu témoin et en milieu exposé au Mexel[®] 432 (Logiciel Minitab).

CHAPITRE III : RESULTATS

Etude de la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur des espèces cibles et non cibles représentatives de l'écosystème aquatique

L'objectif de ce chapitre est de déterminer la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur l'espèce cible, *Dreissena polymorpha*, mais également sur *Corbicula fluminalis* autre espèce posant des problèmes de fouling et sur des espèces faisant partie de l'écosystème aquatique tel que *Anodonta cygnea*, *Chironomini sp.*, *Gammarus pulex* et *Daphnia magna*. Ces données permettront : 1) de comparer l'efficacité du Mexel[®] 432 avec les autres substances antisalissures existantes, 2) de comparer la sensibilité des organismes dans les mêmes conditions expérimentales, 3) de déterminer la gamme de concentrations à tester lors des tests sublétaux de filtration et de mouvements valvaires, 4) et surtout de proposer des limites acceptables de concentrations pour protéger les organismes d'eau douce exposés au composé en restant toutefois efficace dans la lutte contre la Dreissène.

III.1. Etude de la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur *Dreissena polymorpha* en fonction du cycle biologique

Mouabad (1991), Kilgour et Baker (1994) ont montré que l'état de maturité sexuelle de la Dreissène a un effet significatif sur sa mortalité lors de tests écotoxicologiques. Aussi, deux tests ont été réalisés, le premier en automne (octobre) lorsque l'animal est en repos sexuel, le second en été (juillet) lorsque l'animal a une gamétogenèse active.

III.1.1. Essai d'automne

Les résultats (Tableau III.1.) montrent que la mortalité se manifeste dès 24 heures pour une concentration de 25,63 mg/l. Une mortalité de 100% est atteinte en 48 heures pour 25,63 mg/l et en 96 heures pour 11,39 mg/l. Une concentration de 1,00 mg/l provoque la mortalité de 22 % de la population au bout de 4 jours d'exposition.

Tableau III.1. : Evolution de la mortalité au cours de l'essai (automne) chez la Dreissène
(nombre d'animaux par concentration : 3 x 6=18).

Temps d'exposition	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)					
	0	1,00	2,25	5,06	11,39	25,63
24 h						12
48 h					8	6
72 h			3	4	8	
96 h		4	8	8	2	
Mortalité cumulée	0	4	11	12	18	18

La mortalité (M) des Dreissènes dépend de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432 selon la relation suivante : $\text{probit}(M) = 2,323 * \log(c) + 4,241$.

La CL50, 96h déterminée par la méthode de calcul informatisé des Probits (intervalle de confiance à 95%) est de 2,121 mg/l (1,373-2,962 mg/l) de Mexel[®] 432 pour l'essai d'automne.

III.1.2. Essai d'été

Les résultats (Tableau III.2.) montrent que les premières mortalités interviennent après 48 heures pour une concentration de 16 mg/l. Une mortalité de 100% est atteinte en fin d'expérience pour 8 mg/l et 16 mg/l. Une concentration de 1 mg/l de Mexel[®] 432 provoque la mortalité de 33 % de la population de Dreissènes après 4 jours d'exposition.

Tableau III.2. : Evolution de la mortalité au cours de l'essai (été) chez la Dreissène
(nombre d'animaux par concentration : 9).

Temps d'exposition	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)					
	0	1	2	4	8	16
24 h						
48 h						2
72 h					3	5
96 h		3	1	5	6	2
Mortalité cumulée	0	3	1	5	9	9

La mortalité (M) des Dreissènes dépend de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432 selon la relation suivante : $\text{probit}(M) = 2,598 * \log(c) + 3,898$.

La CL50, 96h déterminée par la méthode de calcul informatisé des Probits (intervalle de confiance à 95%) est de 2,657 mg/l (1,580-4,068 mg/l) de Mexel® 432 pour l'essai d'été.

Notons qu'en fin d'expérience, la concentration de 2 mg/l provoque la mortalité d'un individu alors qu'une concentration de 1 mg/l provoque la mortalité de 3 individus. Mouabad (1991) observe la même réponse avec le mercure. Le délai d'apparition de l'effet du toxique sur l'animal est plus long à 1 mg/l qu'à 2 mg/l. Ainsi, l'organisme est plus exposé au toxique pour 1 mg/l. En fait, pour une concentration de 2 mg/l, la fermeture des valves est plus rapide, permettant à la Dreissène de se protéger, évitant ainsi une intoxication trop importante. Pour des concentrations supérieures, l'action du Mexel® 432 est suffisante pour que la toxicité subie, pendant la période d'ouverture, soit mortelle.

III.1.3. Discussion

Aucune différence de sensibilité des Dreissènes vis-à-vis du Mexel® 432 n'est observée entre les Dreissènes récoltées à l'automne, lors du repos sexuel et celles récoltées durant l'été (gamétogenèse active), contrairement aux observations réalisées par Mouabad (1991) et Kilgour et Baker (1994). Mouabad (1991) montre que des Dreissènes adultes récoltées à l'automne sont plus sensibles au mercure que celles récoltées durant l'été. Par contre, Kilgour et Baker (1994) observent une sensibilité plus élevée en été (juillet-août) de la Dreissène exposée à l'hypochlorite de sodium et au Bayer 73®, deux biocides.

Dans nos conditions expérimentales, des concentrations de 8,273 mg/l (été) et de 7,553 mg/l (automne) de Mexel® 432 provoquent 90% de mortalité des animaux exposés après 96 heures. Ces résultats sont supérieurs à la concentration à l'injection de 5,25 mg/l calculée au moyen de la relation dose-effet établie par Khalanski (1994). Cette différence de sensibilité des Dreissènes entre les deux essais pourrait s'expliquer par des conditions expérimentales différentes. Notre système d'exposition, statique avec renouvellement périodique, influence les résultats. Il est probable que la concentration de Mexel® 432 diminue entre deux renouvellements du milieu. La demande immédiate du composé (adsorption sur les parois) est réduite, en revanche le composé est rapidement consommé par les Dreissènes qui filtrent l'eau du cristalliseur. Il y a donc une sous-estimation de la toxicité par rapport au système en flux continu utilisé par Khalanski (1994).

Il est difficile de comparer nos résultats avec d'autres travaux étudiant la toxicité létale de substances antialgues car des conditions expérimentales différentes (taille des animaux, durée d'acclimatation aux conditions de laboratoire plus ou moins longue, température des expériences, critère de mortalité différent) sont utilisées d'une étude à l'autre. Cependant, d'après les données relevées dans la littérature, le Mexel[®] 432 semblerait moins toxique vis-à-vis de la Dreissène adulte que le chlore, le dioxyde de chlore et l'ozone (produits oxydants), que l'Endod (molluscicide d'origine naturelle) et que le Clamtrol CT-1, l'H130 et le TD2335 (molluscicides de synthèse), mais plus toxique que les sels de potassium (produit non-oxydant) ou le Bulab 6002 et le Bulab 6009 (molluscicides de synthèse).

III.2. Etude de la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur *Corbicula fluminalis*

Les résultats (Tableau III.3.) montrent que les premières mortalités interviennent dès les premières 24 heures pour les concentrations de 8 mg/l et 12 mg/l. Une mortalité de 100% est atteinte après 72 heures pour 16 mg/l de produit. Une concentration de 4 mg/l de Mexel[®] 432 provoque la mortalité de 28 % de la population de Corbicule après 4 jours d'exposition

Tableau III.3. : Evolution de la mortalité au cours de l'essai chez la Corbicule (nombre d'animaux par concentration : 3x6=18).

Temps d'exposition	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)				
	0	4	8	12	16
24 h			1	1	
48 h					4
72 h			4	3	14
96 h		5	4	12	
Mortalité cumulée	0	5	9	16	18

La mortalité (M) des Corbicules dépend de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432 selon la relation suivante : $\text{probit}(M) = 4,106 * \log(c) + 1,707$.

La CL50, 96h déterminée par la méthode de calcul informatisé des Probits (intervalle de confiance à 95%) est de 6,337 mg/l (4,777-7,728 mg/l) de Mexel[®] 432.

Dans nos conditions expérimentales, la Corbicule est plus tolérante au composé que la Dreissène. Cette différence de sensibilité entre les deux espèces peut s'expliquer par une différence de comportement. Selon cette hypothèse, la Corbicule détecterait rapidement la

présence du Mexel[®] 432 se protégerait en filtrant moins ou en fermant ses valves et ainsi diminuerait son contact avec le toxique. McMahon *et al.* (1993) observent ce comportement chez *Corbicula fluminea* exposé à deux molluscicides le Bulab 6009 et le Bulab 6002.

Fisher *et al.* (1991) montrent que le potassium (KH₂PO₄) n'entraîne aucune mortalité de *Corbicula fluminea* à une concentration de 2 g/l au bout de 24 heures. Par contre, Petrille (*in* Bidwell *et al.*, 1995) trouve qu'une concentration de 2,7 mg/l de Clamtrol CT-1 provoque après 72 heures la mortalité de 50% des animaux exposés.

III.3. Etude de la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur *Anodonta cygnea*

Les résultats (Tableau III.4.) montrent que les premières mortalités interviennent après 48 heures d'exposition à 5 mg/l et à 6,5 mg/l de Mexel[®] 432. Une concentration de 9,5 mg/l provoque la mortalité de 80 % de la population d'Anodonte après 96 heures d'exposition.

Tableau III.4. : Evolution de la mortalité au cours de l'essai chez l'Anodonte (nombre d'animaux par concentration : 5).

Temps d'exposition	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)				
	0	5	6,5	8	9,5
24 h					
48 h		1	1		
72 h					2
96 h		2	1	3	2
Mortalité cumulée	0	3	2	3	4

La mortalité (M) des Anodontes dépend de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432 selon la relation suivante : $\text{probit}(M) = 2,012 * \log(c) + 3,553$.

La CL₅₀, 96h déterminée par la méthode de calcul informatisé des Probits est de 5,236 mg/l de Mexel[®] 432. L'intervalle de confiance à 95% n'a pas pu être déterminée.

Dans nos conditions expérimentales, l'Anodonte est plus tolérante au composé que la Dreissène. Cette différence de sensibilité au composé peut s'expliquer par une vitesse de filtration moins élevée chez l'Anodonte (Kryger et Riisgård, 1988 ; Usseglio-Polatera, 1997). Ainsi filtrant moins, l'animal est moins exposé au toxique que la Dreissène.



Notons qu'en fin d'expérience, la concentration de 5 mg/l provoque plus de mortalité qu'une concentration de 6,5 mg/l et autant qu'une concentration de 8 mg/l. Cette réponse également observée pour la Dreissène (essai d'été), montrerait que l'organisme est plus exposé au composé aux faibles concentrations (5 mg/l) qu'aux concentrations intermédiaires (6,5 mg/l). En effet, à cette concentration la fermeture des valves serait plus rapide, permettant à l'Anodonte de se protéger, évitant ainsi une intoxication trop importante. Pour des concentrations supérieures (8 mg/l), l'action du Mexel[®] 432 est suffisante pour que la toxicité subie, pendant la période d'ouverture, soit mortelle.

III.4. Etude de la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur les Chironomes

Les résultats (Tableau III.5.) montrent que les premières mortalités interviennent dès les premières 24 heures pour la concentration de 25,63 mg/l. Elle provoque une mortalité de 100% après 72 heures d'exposition.

Tableau III.5. : Evolution de la mortalité au cours de l'essai chez le Chironome (nombre d'animaux par concentration : 3x25=75).

Temps d'exposition	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)					
	0	1,00	2,25	5,06	11,39	25,63
24 h	2			1		24
48 h		5	1		3	27
72 h		1		1	6	24
96 h						
120 h	1	4	7	7	9	
Mortalité cumulée	3	10	8	9	18	75

La mortalité (M) des Chironomes ne dépend pas de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432. Une relation dose/effet n'a pu être établie.

Aucune relation dose/effet n'est observée pour les Chironomes avec la gamme de concentrations de Mexel[®] 432 retenue. Néanmoins, un test complémentaire aurait pu être réalisé pour confirmer ce résultat (gamme entre 11,4 et 25,6 mg/l). Malgré cela, les Chironomes semblent plus tolérants au composé puisqu'une mortalité de 32% est observée au bout de 24 heures pour une concentration de 25,63 mg/l alors que pour la Dreissène ce pourcentage est de 67. A la différence des

mollusques lamellibranches, les Chironomes possèdent une chitine protectrice au niveau des trachéo-branchies, qui pourrait diminuer l'effet du composé sur l'organisme et ainsi diminuer le taux de mortalité.

Les mortalités observées chez les témoins peuvent s'expliquer par du cannibalisme entre les individus, les animaux n'étant pas nourris pendant l'expérience.

III.5. Etude de la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur *Gammarus pulex*

Les résultats (Tableau III.6.) montrent qu'une concentration de 5 mg/l de Mexel[®] 432 ne provoque aucune immobilisation de Gammare après 24 heures d'exposition. Les premières immobilisations interviennent à partir de 6 mg/l. Une immobilisation de 100% est atteinte pour une concentration de 9 mg/l de produit en fin d'expérience.

Tableau III.6. : Evolution de l'immobilisation au cours de l'essai chez le Gammare (nombre d'animaux par concentration : 5).

Temps d'exposition	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)					
	0	5	6	7	8	9
24 h			3	3	4	5
Immobilisation cumulée	0	0	3	3	4	5

L'immobilisation (I) des Gammars dépend de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432 selon la relation suivante : $\text{probit}(I) = 12,337 * \log(c) - 4,957$.

La CI50, 24h déterminée par la méthode de calcul informatisé des Probits (intervalle de confiance à 95%) est de 6,413 mg/l (5,354-7,297 mg/l) de Mexel[®] 432.

Dans nos conditions expérimentales, le Gammare est moins tolérant au composé que la Dreissène puisqu'aucune mortalité n'est observée pour cette dernière pour des concentrations de 1 à 16 mg/l au bout de 24 heures alors que 9 mg/l de Mexel[®] 432 sont suffisants pour immobiliser tous les Gammars exposés.

III.6. Etude de la toxicité létale du Mexel[®] 432 sur *Daphnia magna*

Le test est validé après vérification de la sensibilité des Daphnies au bichromate de potassium. La concentration provoquant 50% d'immobilisation des Daphnies doit être comprise entre 0,6 mg/l et 1,7 mg/l.

III.6.1. Essai en conditions normalisées (ISO 6341, 1989)

Les résultats (Tableau III.7.) montrent qu'une concentration de 1,51 mg/l de Mexel[®] 432 ne provoque aucune inhibition de la nage de Daphnies après 24 heures d'exposition. Les premières immobilisations interviennent à partir de 1,85 mg/l. Une immobilisation de 100% est atteinte à partir d'une concentration en Mexel[®] 432 de 5,04 mg/l en fin d'expérience.

Tableau III.7. : Evolution de l'immobilisation au cours de l'essai 1 et de l'essai 2 chez la Daphnie après 24 heures d'exposition (nombre d'animaux par concentration : 4x5=20).

Essai 1		Essai 2	
Conc. en Mexel (mg/l)	Total d'immobilisations après 24 h	Conc. en Mexel (mg/l)	Total d'immobilisations après 24 h
0	0	0	0
0,92	0	1,12	0
1,51	0	1,85	1
2,50	7	3,06	9
4,10	13	5,04	20
6,80	20	8,32	20
11,20	20		

L'immobilisation (I) des Daphnies dépend de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432 selon la relation suivante :

$$\text{essai 1 : probit(I) = 6,209 * log(c)+1,862.}$$

$$\text{essai 2 : probit(I) = 9,038 * log(c)+0,656.}$$

La CI50, 24h déterminée par la méthode de calcul informatisé des Probits (intervalle de confiance à 95%) est de 3,202 mg/l (2,758-3,719 mg/l) de Mexel[®] 432 pour l'essai 1 et de 3,024 mg/l (2,658-3,438 mg/l) de Mexel[®] 432 pour l'essai 2.

Ces résultats montrent que la Daphnie est moins tolérante au composé que la Dreissène puisque pour cette dernière, aucune mortalité n'est observé pour des concentrations de 1 à 16 mg/l

après 24 heures alors que 5,04 mg/l de Mexel[®] 432 sont suffisants pour tuer également en 24 heures toutes les Daphnies exposées.

Les résultats obtenus pour la Daphnie, en appliquant la norme ISO, sont semblables à ceux obtenus par l'Institut Nationale de la Recherche Chimique Appliquée (1990) qui a déterminé une CL50, 24h de 3,1 mg/l. Par contre, ils sont très différents des résultats obtenus par Ghillebaert (1997) et Ghillebaert et Brooke (1997) qui déterminent respectivement une CL50, 24h de 0,64 mg/l et de 0,63 mg/l. Différents facteurs peuvent expliquer cette hétérogénéité dans les résultats. D'une part les conditions d'élevage, le clone et les caractères génétiques des animaux sont des facteurs d'hétérogénéité des résultats du test daphnie (Calow, 1993 ; Calow, 1994). D'autre part, le lot de Mexel[®] 432 utilisé intervient. Ghillebaert et Brooke (1997) montrent que chez la Daphnie, les CL50, 48 h varient d'un facteur 3 (0,20 mg/l à 0,60 mg/l) entre deux lots (1995 et 1996) de composé. Dans nos expériences, un lot de 1994 a été utilisé.

III.6.2. Essai chronique chez la Daphnie

Les résultats (Tableau III.8.) montrent que des concentrations de 0,1 mg/l et 0,2 mg/l ne provoquent aucune immobilisation d'individus lors du test. Les premières immobilisations interviennent après 72 heures pour une concentration de 0,5 mg/l. Cette concentration provoque une immobilisation de 100% au bout de 144 heures (6 jours).

Tableau III.8. : Evolution de l'immobilisation au cours de l'essai chronique chez la Daphnie (nombre d'animaux par concentration : 15).

Temps d'exposition	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)					
	0	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5
24 h						
48 h						
72 h						2
96 h					5	8
120 h					2	4
144 h				1	2	1
168 h				2	2	
Immobilisation cumulée	0	0	0	3	11	15

L'immobilisation (I) des Daphnies dépend de la concentration nominale (c) de Mexel[®] 432 selon la relation suivante : $\text{probit}(I) = 13,601 * \log(c) + 11,189$.

La CI50, 7 j déterminée par la méthode de calcul informatisé des Probits (intervalle de confiance à 95%) est de 0,351 mg/l (0,317-0,382 mg/l) de Mexel® 432.

Ces résultats sont très différents de ceux obtenus par Brooke (1996) qui obtient une CL50,4j de 8,5 mg/l alors que dans nos conditions expérimentales 0,5 mg/l de Mexel® 432 sont suffisants pour immobiliser 66% des organismes exposés au bout de 4 jours. Cette différence entre les résultats peut s'expliquer par des conditions expérimentales différentes et notamment par l'apport de nourriture durant les essais réalisés par Brooke (1996). Ainsi, les conditions expérimentales sont importantes dans la détermination d'une concentration létale.

III.7. Discussion

Tableau III.9. : Tableau récapitulatif des CL50 du Mexel® 432 sur les différentes espèces (CL : Concentration Létale ; NOEC : No Observed Effect Concentration).

Espèces	CL ₅₀	Intervalle de confiance à 95%	NOEC (mg/l)		
			24 h	96 h	168 h
<i>Dreissena polymorpha</i> (16-20 mm)					
Automne	CL _{50, 96h} = 2,121 mg/l	1,373 - 2,962 mg/l	11,39	< 1	
Été	CL _{50, 96h} = 2,657 mg/l	1,580 - 4,068 mg/l	> 16	< 1	
<i>Corbicula fluminalis</i> (16-17 mm)					
	CL _{50, 96h} = 6,337 mg/l	4,777 - 7,728 mg/l	4	< 4	
<i>Anodonta cygnea</i> (65-70 mm)					
	CL _{50, 96h} = 5,236 mg/l	non déterminé	> 9,5	< 5	
<i>Chironomini sp.</i>					
	pas de relation dose/effet		11,39	< 1	
<i>Gammarus pulex</i>					
	CL _{50, 24h} = 6,413 mg/l	5,354 - 7,297 mg/l	5		
<i>Daphnia magna</i>					
Essai 1	CL _{50, 24h} = 3,202 mg/l	2,758 - 3,719 mg/l	1,51		
Essai 2	CL _{50, 24h} = 3,024 mg/l	2,658 - 3,438 mg/l	1,12		
Essai chronique	CL _{50, 7j} = 0,351 mg/l	0,317 - 0,382 mg/l		0,3	0,2

Les données de cette étude (Tableau III.9.) permettent de classer les espèces testées selon leur sensibilité au Mexel® 432 dans l'ordre suivant :

- pour les Mollusques Bivalves : Dreissène > Anodonte > Corbicule
- pour les Crustacés et Insectes : Daphnie > Gammare > Chironome.

La Dreissène est l'espèce la plus sensible des Bivalves testés sur une durée de 96 heures (4 jours). Sur une durée de 24 heures, elle est moins sensible que la Daphnie et le Gammare mais plus sensible que le Chironome. Le classement toutes espèces confondues, dans l'ordre décroissant de sensibilité, est le suivant :

Daphnie > Gammare > Dreissène > Anodonte > Corbicule > Chironome*. (* sans relation dose/effet)

Le Mexel® 432 peut être utilisé dans la lutte contre la Dreissène en milieu naturel. Mais pour protéger les organismes non ciblés par le composé (Figure III.1.), des concentrations résiduelles inférieures à 3 mg/l pourraient être acceptées pendant des durées très courtes (moins d'une heure). Dans le cas de traitements en continu, une concentration résiduelle inférieure à 0,20 mg/l est recommandée. Ces propositions de concentrations coïncident avec celles recommandées par Khalanski (1997b). Cet auteur, synthétisant les différentes données sur la toxicité du Mexel® 432, établit des limites d'acceptabilité de concentration résiduelle pour protéger les organismes d'eau douce, autres que la Dreissène, à savoir entre 1 et 3 mg/l pour des rejets de courte durée (moins de 1 heure) et 0,25 mg/l pour un traitement en continu au-delà de 36 heures.

Les valeurs de concentrations proposées comme limite d'acceptabilité pour l'environnement dans cette étude ne sont pas définitives. Des tests de toxicité à long terme, doivent confirmer ces données de toxicité aiguë. De plus, toutes ces études se sont intéressées au compartiment animal sans tenir compte de l'effet du composé sur le compartiment végétal.

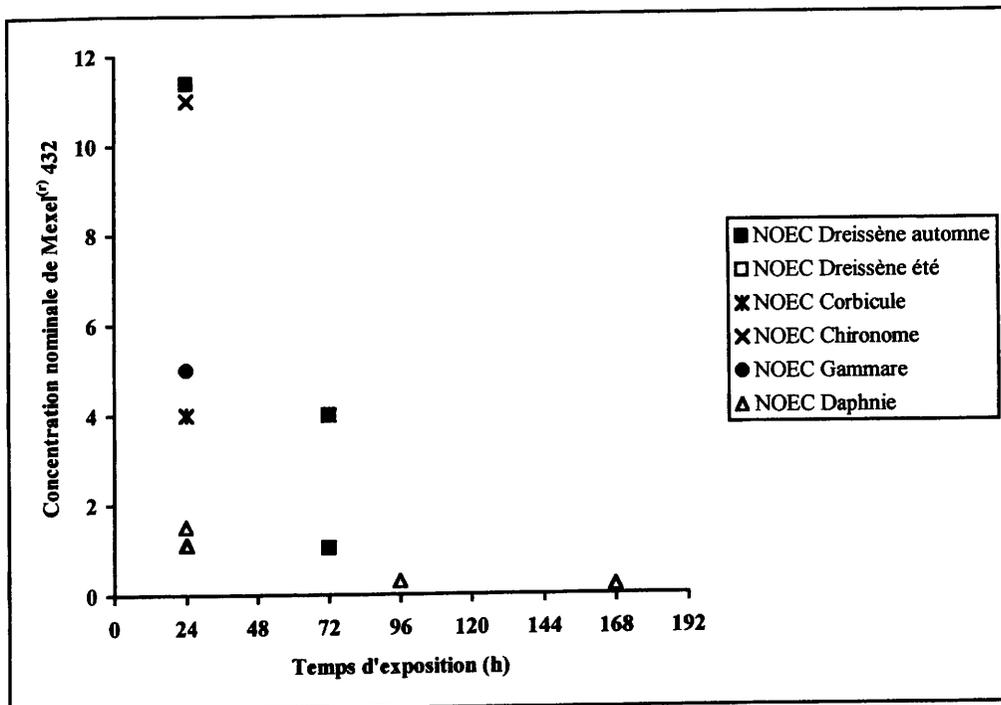


Figure III.1. : Seuils de toxicité pour les organismes testés.

CHAPITRE IV :

Optimisation du protocole d'utilisation du biodétecteur. Etude de la toxicité sublétales du Mexel® 432 et d'autres substances antisalissures (Cuivre, Chlore et Tributyl étain). Essai *in situ*.

L'objectif de ce chapitre est d'étudier la toxicité sublétales potentielle du Mexel® 432 sur *Dreissena polymorpha*. Les critères retenus pour évaluer cette toxicité sont, au niveau physiologique, la filtration et au niveau comportemental, les mouvements valvaires. En laboratoire, l'action potentielle du composé sur ces deux activités chez la Dreissène est mesurée au moyen du filtrovalvomètre. Pour comparer l'action du Mexel® 432 sur les activités filtrante et valvaire, d'autres composés à propriété antisalissure biologique tels que le cuivre, le chlore et le tributyl étain ont été testés. Ces différentes expériences ont été exploitées pour optimiser le protocole d'utilisation du biodétecteur.

IV.1. Essai en laboratoire

IV.1.1. Optimisation du protocole d'utilisation du biodétecteur, validation du témoin

Il nous est apparu nécessaire de caractériser le comportement d'une Dreissène témoin en bonne condition en définissant pour chaque paramètre **une valeur repère et un intervalle**.

La valeur repère indique pour chaque paramètre descriptif la valeur la plus fréquemment observée chez la Dreissène en l'absence d'une contamination. Elle est définie comme la valeur pivot autour de laquelle s'étend la gamme de référence. La médiane de la distribution est préférée à la moyenne car ce paramètre de position n'est pas influencé par la distribution des données.

L'intervalle des valeurs intègre l'ensemble des sources de variation imputables à la biologie de la Dreissène et aux conditions d'expérimentation. Après vérification statistique de la normalité de la distribution des données pour chaque paramètre, l'écart-type à la moyenne constitue un bon descripteur de l'étendue de la distribution autour de la concentration repère donnée par la médiane. Une limite inférieure et supérieure de l'intervalle peuvent être calculée selon les formules suivantes :

$$\text{Limite inférieure} = \text{Médiane} - 1,645 \times \text{écart-type}$$

$$\text{Limite supérieure} = \text{Médiane} + 1,645 \times \text{écart-type}$$

Les valeurs des paramètres comprises entre ces deux limites représentent 95% des données issues des expérimentations.

Le tableau IV.1. présente, pour chaque paramètre, la valeur repère (médiane) et la gamme de référence (limite inférieure et supérieure) calculée.

Tableau IV.1. : Détermination de la valeur repère et de l'intervalle pour chaque paramètre descriptif des activités filtrante et valvaire (n=75).

		Valeur repère		
		Médiane	Limite inférieure	Limite supérieure
Activité filtrante	Nombre de fermetures du siphon / h	19	0	41
	Durée de filtration (DF), mn / h	56	48	60
	Durée d'arrêt (DA), mn / h	4	0	12
	C.A.F.*	14	0	80,5
	Durée moyenne d'une filtration, mn	3	0	12,6
	Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,25	0	0,6
Activité valvaire	Nombre de fermetures des valves / h	1	0	3
	Durée d'ouverture (DO), mn / h	59,8	58,7	60,0
	Durée de fermeture (DF), mn / h	0,2	0	1,3
	C.A.V. *	129	0	1137
	Durée moyenne d'une ouverture, mn	55,7	24,4	60,0
	Durée moyenne d'une fermeture, mn	0,3	0	1,1

* C.A.F : Coefficient d'Activité de Filtration, * C.A.V : Coefficient d'Activité Valvaire

Ces valeurs calculées dans nos conditions de laboratoire, à 20°C, en eau déchlorée, sans nourriture et sur une population de Dreissènes sont des valeurs préliminaires et ne constituent pas un cadre rigide.

Comme le filtrovalvomètre est destiné à être utilisé sur le terrain, ces valeurs obtenues sous des conditions contrôlées doivent être validées *in situ*. Pour cela, plusieurs paramètres, dont la photopériode et la saison, doivent être considérés. En effet, aucun changement dans les activités filtrante et valvaire n'a été observé en fonction de la photopériode lors de nos essais. Ces résultats sont en accord avec ceux de Walz (1978), Wallet (1984) et Sprung et Rose (1988) qui n'identifient pas de rythme circadien. Mais ce résultat est différent de celui énoncé par Sluyts *et al.* (1996) qui montrent que la Dreissène en milieu naturel possède un rythme valvaire jour/nuit. Nous pouvons émettre l'hypothèse que la photopériode n'est pas directement le facteur qui provoquerait ce rythme mais probablement les modifications des paramètres physico-chimiques qui lui sont associés. *In situ*, la modification de la température de l'eau, du flux de phytoplancton et de la concentration en oxygène dissous variant entre le jour et la nuit pourrait être responsable du rythme observé. En laboratoire, ces paramètres sont constants et ainsi aucun facteur n'interviendrait sur les activités filtrante et valvaire.

De plus, lors de nos essais qui se sont étalés sur les différentes périodes de l'année aucun effet de la saison n'a pu être observé sur les activités filtrante et valvaire hormis la période pendant laquelle les Dreissènes émettent leurs gamètes dans le milieu expérimental. En effet durant cette période, le tracé des enregistrements de l'activité de filtration est complètement modifié. Des mouvements rapides et répétés d'ouvertures et de fermetures incomplètes du siphon exhalant sont observés. Néanmoins, la durée de filtration et d'ouverture des valves n'est pas modifiée. Cette constance des activités filtrante et valvaire au cours de l'année, contrairement aux observations réalisées par Englund *et al.* (1996), pourrait être expliqué par l'utilisation d'une température identique pour toutes les expériences. L'acclimatation progressive des Dreissènes à une température de 20°C annulerait les modifications des activités filtrante et valvaire dues aux différents états physiologiques des animaux observés au cours de l'année.

IV.1.2. Etude de la toxicité sublétales des substances antisalissures

Comme une réponse rapide est exigée des biodétecteurs, la durée des essais en laboratoire avec le filtrovalvomètre est limitée volontairement à 1 heure. Les résultats des activités filtrante et valvaire sont présentés séparément mais leurs mesures se font simultanément.

IV.1.2.1. Effet du Mexel[®] 432 sur les activités filtrante et valvaire de *Dreissena polymorpha*

Afin de tenir compte de la variation inter-individuelle, pour chaque paramètre, la moyenne globale des 30 animaux (6 concentrations, 5 réplicats) est utilisée pour décrire l'activité filtrante et valvaire des Dreissènes témoins.

** Activité filtrante*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité de filtration des Dreissènes témoins et exposées au Mexel[®] 432 sont présentés dans le tableau IV.2.

Tableau IV.2. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à six concentrations de Mexel[®] 432 durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, n=30 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Concentration en Mexel [®] 432 (mg/l)						
	Témoin	0,5	1	2	4	6	10
Nombre de fermetures du siphon / h	20 \pm 11	46 \pm 16	82 \pm 40	31 \pm 12	30 \pm 13	19 \pm 10	10 \pm 11
Durée de filtration (DF), mn / h	54 \pm 4	22 \pm 11	24 \pm 2	7 \pm 8	13 \pm 15	14 \pm 17	6 \pm 10
Durée d'arrêt (DA), mn / h	6 \pm 4	38 \pm 11	36 \pm 2	53 \pm 8	47 \pm 15	46 \pm 17	54 \pm 10
C.A.F*	17,6 \pm 16,7	0,7 \pm 0,5	0,7 \pm 0,1	0,2 \pm 0,2	0,5 \pm 0,8	0,5 \pm 0,8	0,2 \pm 0,3
Durée moyenne d'une filtration, mn	4,0 \pm 2,9	0,5 \pm 0,3	0,4 \pm 0,2	0,2 \pm 0,1	0,4 \pm 0,4	0,7 \pm 0,9	1,1 \pm 2,2
Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,3 \pm 0,2	0,9 \pm 0,3	0,5 \pm 0,3	2,0 \pm 0,8	2,2 \pm 2,1	3,1 \pm 2,0	13,0 \pm 11,9

* C.A.F : Coefficient d'Activité de Filtration

Le suivi de l'activité filtrante des Dreissènes témoins montre que la filtration (90% du temps) est interrompue par des fermetures brèves du siphon d'une durée moyenne de 0,3 mn.

La Dreissène change son activité de filtration dès la plus faible concentration testée (0,5 mg/l). Trois comportements peuvent être distingués selon les concentrations de Mexel[®] 432 testées. Le premier type de comportement est observé pour les concentrations de 0,5 et 1 mg/l de composé. Elles provoquent une augmentation significative du nombre de fermetures du siphon et une diminution de la durée de filtration de l'ordre de 57%. Le second type de comportement est observé pour les concentrations de 2 à 6 mg/l. Le nombre de fermetures du siphon diminue et redevient égal à celui des témoins. La différence entre la durée de filtration des Dreissènes témoins et exposées s'aggrave. Le dernier comportement est observé pour la concentration de 10 mg/l. Le nombre de fermetures du siphon continue à diminuer et la durée moyenne d'un arrêt augmente significativement.

* *Activité valvaire*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité valvaire des Dreissènes témoins et exposées au Mexel® 432 sont présentés dans le tableau IV.3.

Tableau IV.3. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à six concentrations de Mexel® 432 durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, n= 30 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Concentration en Mexel® 432 (mg/l)						
	Témoin	0,5	1	2	4	6	10
Nombre de fermetures des valves / h	1 \pm 1	2 \pm 1	2 \pm 2	3 \pm 2	3 \pm 3	3 \pm 2	3 \pm 1
Durée d'ouverture (DOV), mn / h	59,6 \pm 0,9	56 \pm 4	55 \pm 6	51 \pm 7	38 \pm 13	46 \pm 13	44 \pm 6
Durée de fermeture (DFV), mn / h	0,4 \pm 0,9	4 \pm 4	5 \pm 6	9 \pm 7	22 \pm 13	14 \pm 13	16 \pm 6
C.A.V.*	672 \pm 1043	27 \pm 20	30 \pm 22	16 \pm 20	1,2 \pm 0,4	9 \pm 9	3 \pm 2
Durée moyenne d'une ouverture, mn	49,7 \pm 18,5	39,8 \pm 14,2	41,7 \pm 25,9	28,8 \pm 23,5	9,6 \pm 4,8	16,8 \pm 7,5	15,9 \pm 6,1
Durée moyenne d'une fermeture, mn	0,6 \pm 0,6	3,7 \pm 5,0	2,0 \pm 1,5	4,4 \pm 5,1	8,4 \pm 5,4	6,4 \pm 7,0	5,6 \pm 2,0

* C.A.V : Coefficient d'Activité Valvaire

Le suivi de l'activité valvaire des Dreissènes témoins montre une activité plus régulière. Les valves sont ouvertes pendant 99,3% du temps. Une seule fermeture courte de 0,6 mn est observée durant l'expérience d'une heure.

La Dreissène modifie son activité valvaire dès la plus faible concentration testée. Pour des concentrations de 0,5 et 1 mg/l, aucune différence significative n'est observée entre les Dreissènes témoins et exposées pour les paramètres, nombre de fermetures des valves et la durée moyenne d'une ouverture. Cependant, la durée d'ouverture des valves diminue significativement. Ainsi, le seuil de détection de la Dreissène vis-à-vis du Mexel® 432 est inférieur à une concentration de 0,5 mg/l puisque trois Dreissènes sur les cinq testées modifient leur activité normale après l'ajout du composé (entre 5 et 47,7 mn). A partir d'une concentration de 2 mg/l, une différence significative est observée entre les Dreissènes témoins et exposées quel que soit le paramètre étudié. La durée d'ouverture des valves continue à diminuer alors que la durée moyenne d'une fermeture augmente, caractérisant une activité discontinue. L'action du composé s'aggrave pour des concentrations croissantes de Mexel® 432.

* Discussion

L'action toxique du Mexel[®] 432 sur les activités filtrante et valvaire de la Dreissène se fait progressivement. Dès 0,5 mg/l de composé, la Dreissène modifie son activité de filtration en adoptant une activité discontinue qui caractérise un état de stress chez les organismes. Cette activité apparaît entre 4,2 mn et 34,8 mn après l'ajout du composé. La Dreissène modifie également son activité valvaire en augmentant la durée de fermeture de ses valves. Pour une concentration de 1 mg/l, le délai d'apparition de l'activité de stress au niveau du siphon diminue (0 à 21 mn). A partir d'une concentration de 2 mg/l, l'action du composé s'aggrave. Le délai d'apparition de l'activité discontinue du siphon exhalant devient nul. L'actogramme des mouvements valvaires est profondément modifié, des mouvements incomplets de fermetures/ouvertures des valves sont enregistrés. La Dreissène se protège du milieu en diminuant son contact avec le composé en fermant tout d'abord son siphon exhalant puis ses valves.

Ces résultats sont comparables à ceux obtenus par Mouabad et Pihan (1993). Ils montrent qu'en présence de 2 et 10 mg/l de Mexel[®] 432 (concentration injectée) la Dreissène réduit son activité de filtration. Cependant, ils n'observent aucune diminution pour une concentration de 1 mg/l. La différence des milieux expérimentaux utilisés dans chaque étude peut expliquer cette différence. Dans nos essais, le milieu est constitué d'eau déchlorée alors que les essais effectués par Mouabad et Pihan (1993) ont été réalisés avec de l'eau de Moselle dans laquelle environ 50% du produit n'est plus dosable après mélange.

IV.1.2.2. Effet du cuivre sur les activités filtrante et valvaire de *D. polymorpha*

Afin de tenir compte de la variation inter-individuelle, pour chaque paramètre, la moyenne globale des 15 animaux (3 concentrations, 5 réplicats) est utilisée pour décrire l'activité filtrante et valvaire des Dreissènes témoins.

* Activité filtrante

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité de filtration des Dreissènes témoins et exposées au cuivre sont présentés dans le tableau IV.4.

Tableau IV.4. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de cuivre durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Témoin	Concentration en cuivre ($\mu\text{g/l}$)		
		10	20	40
Nombre de fermetures du siphon / h	24 \pm 9	23 \pm 11	45 \pm 30	57 \pm 22
Durée de filtration (DF), mn / h	56 \pm 3	50 \pm 8	25 \pm 7	23 \pm 8
Durée d'arrêt (DA), mn / h	4 \pm 3	10 \pm 8	35 \pm 7	37 \pm 8
C.A.F.	18,4 \pm 10,1	5,1 \pm 4,7	0,8 \pm 0,3	0,7 \pm 0,4
Durée moyenne d'une filtration, mn	2,3 \pm 1,2	2,2 \pm 2,1	0,9 \pm 0,6	0,4 \pm 0,2
Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,2 \pm 0,1	0,4 \pm 0,6	1,0 \pm 0,4	0,7 \pm 0,4

Le suivi de l'activité filtrante des Dreissènes témoins montre que la filtration (82% du temps) est interrompue par des fermetures brèves du siphon d'une durée moyenne de 0,3 mn.

Aucune différence significative n'est observée entre les Dreissènes témoins et exposées à 10 $\mu\text{g/l}$ de cuivre. Néanmoins, le seuil de détection de ce composé par l'activité filtrante des moules d'eau douce est proche puisqu'un individu sur les cinq testés adopte une activité de stress après 9 mn d'exposition au cuivre.

Le cuivre modifie significativement l'activité filtrante de la Dreissène à partir d'une concentration de 20 $\mu\text{g/l}$. Elle adopte une activité de stress caractérisée par une augmentation du nombre de fermetures du siphon et une diminution de la durée de filtration. Cette activité se manifeste dès l'introduction du composé. A cette concentration, une seule Dreissène garde une activité normale.

L'activité de stress de la Dreissène s'aggrave pour une concentration de 40 $\mu\text{g/l}$. Tous les animaux présentent cette activité.

** Activité valvaire*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité valvaire des Dreissènes témoins et exposées au cuivre sont présentés dans le tableau IV.5.

Tableau IV.5. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de cuivre durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, $n=15$ pour les témoins et $n=5$ pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Concentration en cuivre ($\mu\text{g/l}$)			
	Témoin	10	20	40
Nombre de fermetures des valves / h	1 \pm 1	1 \pm 1	2 \pm 3	2 \pm 1
Durée d'ouverture (DO), mn / h	59,8 \pm 0,4	59,8 \pm 0,2	58,0 \pm 2,8	57,5 \pm 2,4
Durée de fermeture (DF), mn / h	0,2 \pm 0,4	0,1 \pm 0,2	2,0 \pm 2,8	2,5 \pm 2,4
C.A.V.	85 \pm 45	125	12 \pm 4	105 \pm 127
Durée moyenne d'une ouverture, mn	28,1 \pm 5,6	22,7	11,3 \pm 2,6	37,4 \pm 21,8
Durée moyenne d'une fermeture, mn	0,4 \pm 0,3	0,2	1,1 \pm 0,6	1,7 \pm 1,9

Les valves des Dreissènes témoins sont ouvertes pendant 99,6% du temps. Une seule fermeture courte de 0,4 mn est observée durant l'expérience d'une heure.

Aucune différence significative n'est observée entre les Dreissènes témoins et exposées à 10 et 20 $\mu\text{g/l}$ de cuivre quel que soit le paramètre étudié. Néanmoins, deux Dreissènes exposées à 20 $\mu\text{g/l}$ de cuivre modifient leur activité valvaire en adoptant une activité de stress dès l'ajout du composé et après 16,2 mn.

Le cuivre modifie l'activité valvaire de toutes les Dreissènes exposées à une concentration de 40 $\mu\text{g/l}$. Elles adoptent une activité de stress caractérisée par une augmentation du nombre de fermetures des valves et une diminution de leur durée d'ouverture. Cette activité se manifeste après un délai de quelques minutes (1,2 à 10,8 mn) et dure entre 4,8 mn et 30 mn. Après cette phase, la Dreissène retrouve une activité normale.

* Discussion

L'action toxique du cuivre sur les activités filtrante et valvaire de la Dreissène se fait progressivement. Une concentration de 20 $\mu\text{g/l}$ de composé est suffisante pour modifier l'activité filtrante de la Dreissène. Dès l'ajout de cuivre dans le milieu expérimental, elle adopte une activité discontinue qui caractérise un état de stress chez les organismes. Par contre, l'activité valvaire n'est pas significativement modifiée à cette concentration. A partir d'une concentration de 40 $\mu\text{g/l}$, l'action du composé s'aggrave. La durée de filtration des Dreissènes continue à diminuer et l'actogramme des mouvements valvaires est significativement modifié. La Dreissène se protège du milieu en diminuant son contact avec le composé en fermant tout d'abord son siphon exhalant puis ses valves.

La concentration limite de cuivre détectable par l'activité filtrante de la Dreissène dans notre étude (Tableau IV.6.) est comparable à celle obtenue par Mouabad (1991) mesurant l'activité de filtration par la même méthode anémométrique. L'ajout du capteur valvaire ne modifie pas la sensibilité des Dreissènes vis-à-vis du composé.

Les conditions expérimentales et les critères d'évaluation de la concentration limite de détection de la Dreissène variant d'une étude à l'autre (Tableau IV.6.), une comparaison de la sensibilité des différents systèmes biologiques utilisant la réponse valvaire pour la détection du cuivre est difficile. De plus, peu d'études précisent le délai d'apparition de l'activité de stress alors que cette information est essentielle à la caractérisation des performances d'un biodétecteur.

Tableau IV.6. : Données bibliographiques sur les limites de détection de la réponse physiologique et comportementale de la Dreissène vis-à-vis du cuivre.

	Concentration limite détectable ($\mu\text{g/l}$)	Temps de réaction (mn)	Références Biodétecteur utilisé	Remarques
Activité filtrante	$10 < C < 20$... immédiat	Présente étude	Milieu statique, eau déchlorée.
	≤ 15		Mouabad (1991)	Milieu statique, eau déchlorée.
Activité valvaire	< 5	n.p.	Document commercial Valvomètre	n.p.
	< 10	n.p.	Jenner <i>et al.</i> , 1989 Musselmonitor®	Milieu renouvelé, eau de la rivière.
	< 10	n.p.	Kramer <i>et al.</i> , 1989 Musselmonitor®	Milieu renouvelé, eau de la rivière.
	18-50	n.p.	Slooff <i>et al.</i> , 1983	Milieu renouvelé.
	$20 < C < 40$... 1,2-10,8	Présente étude	Milieu statique, eau déchlorée.
	30-100	15...30	Matthias et Römpp, 1994 Dreissena Monitor®	Milieu renouvelé, eau de la rivière.

n.p. : non précisé.

Les niveaux de détection déterminés pour les activités filtrante et valvaire ($< 20 \mu\text{g/l}$ et $< 40 \mu\text{g/l}$) au moyen du filtrovalvomètre, répondent pour le cuivre aux exigences de qualité des eaux brutes destinées à la consommation humaine, selon les directives internationales qui indiquent un niveau guide de $100 \mu\text{g/l}$ à la sortie des installations. L'O.M.S. recommande une valeur guide provisoire de 2 mg/l compte tenu des incertitudes de la toxicité du cuivre pour l'homme.

IV.1.2.3. Effet du chlore sur les activités filtrante et valvaire de *D. polymorpha*

Afin de tenir compte de la variation inter-individuelle, pour chaque paramètre, la moyenne globale des 15 animaux (3 concentrations, 5 réplicats) est utilisée pour décrire l'activité filtrante et valvaire des Dreissènes témoins.

** Activité filtrante*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité de filtration des Dreissènes témoins et exposées au chlore sont présentés dans le tableau IV.7.

Tableau IV.7. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à six concentrations de chlore durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, $n=15$ pour les témoins et $n=5$ pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Témoin	Concentration en chlore (mg/l)		
		0,05	0,10	0,20
Nombre de fermetures du siphon / h	25 \pm 14	49 \pm 44	84 \pm 45	73 \pm 38
Durée de filtration (DF), mn / h	53 \pm 5	46 \pm 9	31 \pm 9	16 \pm 12
Durée d'arrêt (DA), mn / h	7 \pm 5	14 \pm 9	29 \pm 9	44 \pm 12
C.A.F.	18,7 \pm 23,4	5,5 \pm 5,7	1,2 \pm 0,7	0,5 \pm 0,5
Durée moyenne d'une filtration, mn	3,0 \pm 2,2	1,7 \pm 1,3	0,4 \pm 0,1	0,2 \pm 0,1
Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,3 \pm 0,2	0,3 \pm 0,2	0,4 \pm 0,3	0,9 \pm 0,8

Le suivi de l'activité filtrante des Dreissènes témoins montre que la filtration (88% du temps) est interrompue par des fermetures brèves du siphon d'une durée moyenne de 0,3 mn.

Une concentration de 0,05 mg/l de chlore n'a pas d'effet sur l'activité filtrante de la Dreissène. Aucune différence significative n'est observée entre les organismes témoins et exposés quel que soit le paramètre étudié. Cette concentration est néanmoins proche de la limite de détection du chlore par les Dreissènes puisqu'un animal sur les cinq modifie son activité de filtration lorsque le composé est ajouté au milieu. Après une période de stress de 45 mn, cette Dreissène récupère son activité normale sans que le milieu soit renouvelé.

Une concentration de 0,1 mg/l de chlore est toxique pour la Dreissène puisqu'elle modifie l'activité de filtration chez tous les organismes exposés. Le nombre de fermetures du siphon augmente, il passe de 25 à 84 alors que la durée de filtration diminue (42%). L'activité discontinue du siphon caractérisant le stress chez la Dreissène se manifeste rapidement (entre 0 et

1,8 mn). Les phases d'ouverture et de fermeture du siphon d'abord très rapprochés s'espacent, la durée de fermeture du siphon entre les pics augmente. En fin d'expérience (45 mn), une Dreissène récupère son activité normale sans que le milieu ne soit renouvelé.

L'effet s'accroît pour une concentration de 0,2 mg/l de chlore. La durée de filtration diminue de 70% et des arrêts prolongés de filtration sont observés pour trois individus. Le délai d'apparition du stress provoqué par l'ajout du composé ne varie plus que de 0 à 1,2 minutes. En fin d'exposition, les Dreissènes ne récupèrent pas une activité normale.

* *Activité valvaire*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité valvaire des Dreissènes témoins et exposées au chlore sont présentés dans le tableau IV.8.

Tableau IV.8. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de chlore durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Témoin	Concentration en chlore (mg/l)		
		0,05	0,10	0,20
Nombre de fermetures des valves / h	2 \pm 1	2 \pm 1	4 \pm 3	2 \pm 2
Durée d'ouverture (DO), mn / h	59,7 \pm 0,2	57,6 \pm 4,5	55,0 \pm 6,2	50,3 \pm 8,9
Durée de fermeture (DF), mn / h	0,3 \pm 0,2	2,4 \pm 4,5	5,0 \pm 6,2	9,7 \pm 8,9
C.A.V.	284 \pm 292	569 \pm 595	46 \pm 45	11 \pm 9
Durée moyenne d'une ouverture, mn	41,4 \pm 20,0	37,3 \pm 13,4	27,7 \pm 23,3	28,9 \pm 18,5
Durée moyenne d'une fermeture, mn	0,3 \pm 0,3	2,3 \pm 4,8	1,0 \pm 0,6	4,4 \pm 4,0

L'enregistrement des mouvements valvaires montre que les Dreissènes témoins laissent leurs valves ouvertes pendant 99,5% du temps. Deux fermetures courtes de 0,3 mn sont observées durant l'expérience.

Aucune différence significative n'est observée entre les Dreissènes témoins et exposées à 0,05 mg/l de chlore quel que soit le paramètre étudié.

Une différence significative est observée à partir d'une concentration de 0,10 mg/l. L'actogramme de l'activité valvaire est modifié. Trois individus sur les cinq montrent des mouvements valvaires non observés chez les témoins et des fermetures incomplètes des valves. Ce comportement apparaît entre 1,5 mn et 43,5 mn après l'ajout du composé.

Cette activité de stress s'accroît pour une concentration de 0,2 mg/l de chlore. L'activité discontinue est caractérisée par une diminution de la durée d'ouverture des valves et une augmentation de la durée moyenne d'une fermeture qui passe de 0,3 mn chez les témoins à 4,4 mn chez les animaux exposés. Le chlore est immédiatement détecté par la Dreissène.

* Discussion

La réponse des activités filtrante et valvaire de la Dreissène exposée à des concentrations croissantes de chlore est progressive. Dès 0,05 mg/l, une Dreissène sur le lot de cinq individus modifie sa filtration en adoptant une activité discontinue. Pour 0,1 mg/l, toutes les Dreissènes adoptent rapidement une activité discontinue au niveau du siphon et une majorité des animaux (3 sur 5) augmente leur activité valvaire traduisant une activité de stress. Aussi, les seuils de détection pour les activités filtrante et valvaire se situent entre ces deux concentrations. Ces comportements s'accroissent pour une concentration de 0,2 mg/l de chlore, la Dreissène se protège du milieu en augmentant la durée de fermetures de son siphon entre deux ouvertures et en fermant ses valves. Le délai d'apparition de ses activités discontinues diminue avec les concentrations croissantes de chlore.

D'après les résultats de ces essais, le seuil de détection du chlore par l'activité de filtration est compris entre 0,05 et 0,1 mg/l. Cette altération du comportement normal de filtration sous l'effet du chlore pourrait être responsable d'une diminution du taux de filtration. Van der Velde *et al.* (1997), qui ont étudié le taux de filtration de Dreissènes exposées à des concentrations faibles de chlore au moyen d'une méthode de mesure indirecte, ont observé une activité filtrante discontinue due à des interruptions du flux exhalant causées par la fermeture des valves pour des concentrations résiduelles de chlore supérieures à 0,1 mg/l.

Une étude comparative de la sensibilité des différents systèmes biologiques utilisant la réponse valvaire pour la détection du chlore est difficile car les travaux réalisés appliquent des conditions expérimentales et des critères d'évaluation de la concentration limite de détection différents. De plus, peu d'études précisent le délai d'apparition de l'activité de stress alors que cette information est essentielle à la caractérisation des performances du biodétecteur (Tableau IV.9.).

Néanmoins, nous pouvons remarquer que notre système, le filtrovalvomètre, présente la limite de détection la plus élevée. Ceci pourrait s'expliquer par l'utilisation d'un milieu expérimental statique sans apport continu de chlore, ceci par nécessité méthodologique. En effet, l'introduction du chlore est unique (au début), et compte tenu de sa volatilité, sa disponibilité diminue dans le milieu. Aussi, certaines Dreissènes récupèrent une activité normale sans que le milieu soit renouvelé aux concentrations les plus basses (0,05 mg/l et 0,1 mg/l). Les limites de détection déterminées dans cette étude sous-estimeraient les effets réels du chlore injecté en continu.

Tableau IV.9. : Données bibliographiques sur les limites de détection de la réponse physiologique et comportementale de la Dreissène vis-à-vis du chlore.

	Concentration limite détectable (mg/l)	Temps de réaction (mn)	Références Nom commercial	Remarques
Activité filtrante	0,05 < < 0,1	...0-1,8	Présente étude	Milieu statique, eau déchlorée.
Activité valvaire	< 0,01	n.p.	Document commercial Valvomètre	n.p.
	< 0,01	n.p.	Kramer <i>et al.</i> , 1989 Musselmonitor®	Milieu renouvelé, eau de la rivière.
	< 0,037	immédiat	Jenner <i>et al.</i> , 1989 Musselmonitor®	Milieu renouvelé, eau de la rivière.
	0,05 < < 0,1	...1,5-43,5	Présente étude	Milieu statique, eau déchlorée.

n.p. : non précisé.

Les niveaux de détection déterminés pour les activités filtrante et valvaire (< 0,1 mg/l) au moyen du filtrovalvomètre, répondent aux exigences de qualité des eaux brutes destinées à la consommation humaine, selon l'O.M.S. qui recommande une valeur guide de 5 mg/l en chlore.

IV.1.4. Effet du tributylétain sur les activités filtrante et valvaire de *D. polymorpha*

Afin de tenir compte de la variation inter-individuelle, pour chaque paramètre, la moyenne globale des 15 animaux (3 concentrations, 5 réplicats) est utilisée pour décrire l'activité filtrante et valvaire des Dreissènes témoins.

** Activité filtrante*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité de filtration des Dreissènes témoins et exposées au tributyl étain (TBT) sont présentés dans le tableau IV.10.

Tableau IV.10. : Paramètres descriptifs de l'activité filtrante de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de tributylétain durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, n=15 pour les témoins et n=5 pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Témoin	Concentration en TBT (mg/l)		
		0,10	0,25	0,50
Nombre de fermetures du siphon / h	12 \pm 10	29 \pm 15	56 \pm 16	37 \pm 4
Durée de filtration (DF), mn / h	55 \pm 6	43 \pm 13	20 \pm 3	13 \pm 3
Durée d'arrêt (DA), mn / h	5 \pm 6	17 \pm 13	40 \pm 3	47 \pm 3
C.A.F.	51,0 \pm 78,0	6,2 \pm 7,5	0,5 \pm 0,1	0,3 \pm 0,1
Durée moyenne d'une filtration, mn	10,7 \pm 10,0	1,9 \pm 1,3	0,36 \pm 0,04	0,4 \pm 0,1
Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,5 \pm 0,4	0,6 \pm 0,5	0,8 \pm 0,3	1,3 \pm 0,2

Le suivi de l'activité filtrante des Dreissènes témoins montre que la filtration (92% du temps) est interrompue par des fermetures brèves du siphon d'une durée moyenne de 0,5 mn.

La Dreissène détecte le composé dès la plus faible concentration testée (0,10 mg/l). Les animaux modifient significativement leur activité filtrante. Ils adoptent une activité discontinue du siphon qui se caractérise par une augmentation du nombre de fermetures du siphon et par une durée de filtration qui diminue (43 \pm 13 mn). Les pics d'ouverture et de fermeture du siphon d'abord très rapprochés s'espacent, la durée de fermeture du siphon entre les pics augmente. Cependant, le délai d'apparition de cette activité est long, il varie de 11,1 à 52,2 mn.

La toxicité du composé s'accroît pour les concentrations de 0,25 mg/l et de 0,5 mg/l de tributylétain. La même succession de phases est observée avec néanmoins un délai d'apparition de l'activité de stress beaucoup plus court, de 2,4 à 4,2 mn pour les Dreissènes exposées à 0,25 mg/l et de 0 à 4,2 mn pour les animaux exposés à 0,50 mg/l.

** Activité valvaire*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité valvaire des Dreissènes témoins et exposées au tributylétain sont présentés dans le tableau IV.11.

Tableau IV.11. : Paramètres descriptifs de l'activité valvaire de Dreissènes témoins et exposées à trois concentrations de tributylétain durant 1 heure (moyenne \pm écart-type, $n=15$ pour les témoins et $n=5$ pour les animaux exposés). Les valeurs en gras sont significativement différentes des valeurs témoins (Mann Whitney au seuil de 5%).

	Concentration en TBT (mg/l)			
	Témoin	0,10	0,25	0,50
Nombre de fermetures des valves / h	2 \pm 1	2 \pm 1	4 \pm 3	5 \pm 3
Durée d'ouverture (DO), mn / h	59,2 \pm 0,6	57,7 \pm 2,8	54,4 \pm 8,7	51,4 \pm 9,6
Durée de fermeture (DF), mn / h	0,8 \pm 0,6	2,3 \pm 2,8	5,6 \pm 8,7	8,6 \pm 9,6
C.A.V.	159 \pm 170	56 \pm 50	94 \pm 138	32 \pm 37
Durée moyenne d'une ouverture, mn	46,4 \pm 19,4	31,6 \pm 17,1	20,4 \pm 11,6	14,0 \pm 9,4
Durée moyenne d'une fermeture, mn	0,7 \pm 0,6	0,9 \pm 0,7	0,9 \pm 0,9	1,2 \pm 1,0

Les valves des Dreissènes témoins sont ouvertes pendant 99,7% du temps. Seules deux fermetures courtes de 0,7 mn sont observées durant l'expérience.

Aucune différence significative n'est observée entre les Dreissènes témoins et exposées à 0,10 mg/l de tributylétain quel que soit le paramètre étudié. Néanmoins, dès cette concentration l'actogramme de l'activité valvaire change pour deux Dreissènes sur les cinq du lot, après 33 mn et 35 mn. Ces animaux montrent des mouvements valvaires non observés chez les témoins et des fermetures incomplètes des valves.

Pour les paramètres, nombre de fermetures des valves et durée moyenne d'ouverture, une différence significative est observée entre les animaux témoins et ceux exposés à 0,25 mg/l de tributylétain. Toutes les Dreissènes montrent une activité de stress qui se caractérise par une augmentation des mouvements valvaires et une diminution de l'écartement des valves. Cette augmentation de l'activité se manifeste entre 1,8 mn et 18,3 mn après l'ajout du composé. De plus, une variation élevée des résultats est observée. Ceci est dû à un individu qui modifie considérablement son actogramme après 27,6 mn d'exposition et montre des séquences d'ouverture/fermeture des valves espacées de quelques minutes.

Cette activité de stress s'accroît pour une concentration de 0,50 mg/l de tributylétain. L'activité discontinue est caractérisée par une augmentation du nombre de fermetures des valves et par une diminution de la durée d'ouverture des valves qui passe de 99,7% chez les témoins à 86% chez les animaux exposés. Ce comportement se manifeste dans les 2 premières minutes d'exposition.

* Discussion

L'action du tributylétain sur les activités filtrante et valvaire de la Dreissène se fait progressivement. Pour une concentration de 0,10 mg/l, la Dreissène ne détecte pas immédiatement le composé et filtre normalement pendant 11,1 à 52,2 mn. Puis, une activité discontinue apparaît caractérisant une activité de stress. Au niveau valvaire, l'actogramme de deux Dreissènes se modifie après 33 et 35 mn. Pour des concentrations croissantes, le stress s'accroît. Au niveau du siphon, les différentes phases de stress se raccourcissent et le délai d'apparition de l'activité discontinue diminue. Au niveau valvaire, des fermetures prolongées des valves apparaissent. Aussi, le seuil de détection pour l'activité filtrante est inférieur à 0,1 mg/l et celui de l'activité valvaire se situe entre 0,1 mg/l et 0,25 mg/l de tributylétain.

Tableau IV.12. : Données bibliographiques sur les limites de détection de la réponse physiologique et comportementale de la Dreissène vis-à-vis du tributylétain.

	Concentration limite détectable (mg/l)	Temps de réaction (mn)	Références Nom commercial	Remarques
Activité filtrante	< 0,1	11,1-52,2	Présente étude	Milieu statique, eau déchlorée
Activité valvaire	< 0,01	n.p.	Document commercial Valvomètre	n.p.
	< 0,006	< 60	Jenner <i>et al.</i> , 1989 Musselmonitor®	Milieu renouvelé, eau de la rivière
	< 0,01	n.p.	Kramer <i>et al.</i> , 1989 Musselmonitor®	Milieu renouvelé, eau de la rivière
	0,1 < < 0,25	...1,8-18,3	Présente étude	Milieu statique, eau déchlorée

n.p. : non précisé.

En tenant compte des remarques émises précédemment sur la difficulté de comparer les seuils de détection des différents systèmes entre eux, il apparaît néanmoins que le filtrovalvomètre est le moins sensible des biodétecteurs vis-à-vis du tributylétain (Tableau IV.12). Deux hypothèses pourraient expliquer cette différence de sensibilité. L'utilisation de différents dérivés du tributylétain, qui possèdent des solubilités différentes, peut être mise en cause. En effet, l'oxyde de bis(n-tributylétain) (TBTO) utilisé dans les essais réalisés par Jenner *et al.* (1989) et Kramer *et al.* (1989) possède une solubilité plus élevée que le chlorure de tributylétain (TBTCI) utilisé pour déterminer la sensibilité du filtrovalvomètre. De plus, l'utilisation d'un milieu expérimental statique sans apport continu de tributylétain (ceci par nécessité méthodologique)

sous-estimerait ses effets réels. En effet, l'introduction du composé est unique (au début), étant adsorbé sur les toutes les surfaces présentes, sa disponibilité diminue dans le milieu. Ceci se traduirait par une réduction de l'action du composé par rapport à celle observée si le tributylétain était injecté en continue dans le milieu.

Il n'existe pas de valeur guide pour le chlorure de tributylétain. Néanmoins, si l'on se réfère au TBTO pour lequel une valeur guide de 2 µg/l a été établie par l'O.M.S., les niveaux de détection déterminés pour les activités filtrante et valvaire (< 0,1 mg/l et < 0,25 mg/l) au moyen du filtrovalvomètre, ne répondent pas aux exigences de qualité des eaux brutes destinées à la consommation humaine.

IV.1.2.5. Récapitulatif des résultats

** Caractérisation des activités filtrante et valvaire des Dreissènes témoins*

Les résultats des enregistrements obtenus sur les différentes Dreissènes témoins (30 témoins Mexel® 432, 15 témoins cuivre, 15 témoins chlore et 15 témoins tributylétain) sont présentés dans le tableau IV.13.

Tableau IV.13. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de Dreissènes témoins (n=75).

		Moyenne	Écart-type	Minimum	Maximum
Activité filtrante	Nombre de fermetures du siphon / h	21	13	2	64
	Durée de filtration (DF), mn / h	54	5	41	60
	Durée d'arrêt (DA), mn / h	6	5	0,2	19
	C.A.F*.	24,6	40,4	2,1	239,0
	Durée moyenne d'une filtration, mn	4,9	5,8	0,6	32,6
	Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,3	0,2	0,04	1,4
Activité valvaire	Nombre de fermetures des valves / h	1	1	0	6
	Durée d'ouverture (DO), mn / h	59,6	0,7	55,8	60,0
	Durée de fermeture (DF), mn / h	0,4	0,7	0,0	4,2
	C.A.V.*	339	613	13	2399
	Durée moyenne d'une ouverture, mn	44,5	19,0	9,9	60,0
	Durée moyenne d'une fermeture, mn	0,5	0,5	0,03	1,8

* C.A.F : Coefficient d'Activité de Filtration, * C.A.V : Coefficient d'Activité Valvaire

Dreissena polymorpha, comme l'ont décrit de nombreux auteurs (Wallet, 1984 ; Sprung et Rose, 1988 ; Mouabad, 1991), présente un flux exhalant continu interrompu par des fermetures très brèves du siphon. Lors de nos essais, une durée moyenne de ses arrêts de filtration de 0,3 mn a été observée. La durée d'émission du flux exhalant est très variable, il peut fluctuer de quelques secondes (0,6 mn) à plusieurs dizaines de minutes (32,6 mn) et dure en moyenne 4,9 mn. Les phases de filtration et d'arrêt sont réparties de façon aléatoire.

Les résultats montrent que dans nos conditions expérimentales les Dreissènes témoins filtrent 21,2 h par 24 heures, soit 88 % du temps. Ce résultat confirme la valeur déterminée par Mouabad (1991) qui a obtenu une valeur de 20,6 h ($\pm 2,6$ h).

Quant à l'activité valvaire, la Dreissène présente ses valves ouvertes la plupart du temps. Dans nos conditions expérimentales, une durée d'ouverture des valves de 23,84 h par 24 h, soit 99 % du temps, a été déterminée. Des fermetures brèves, intervenant de façon aléatoire, interrompent l'ouverture des valves. Une durée moyenne de ces fermetures de 0,5 mn a été observée. Jenner *et al.* (1989) décrivent une activité valvaire témoin similaire.

La durée d'ouverture des valves observée lors de nos essais se situe parmi les plus élevées. Elle se rapproche de la valeur observée par Kramer *et al.* (1989) égale de 23 h à 23,5 h, elle est supérieure à celle de Mouabad (1991) égale à 20,7 h et largement supérieure à celle calculée statistiquement par Walz (1978) égale à 16,8 h.

Ces résultats montrent aussi que la Dreissène ferme beaucoup plus fréquemment son siphon exhalant que ses valves, 21 fermetures du siphon par heure contre 1 fermeture des valves par heure. Corrélativement, la durée moyenne d'ouverture des valves est supérieure à la durée moyenne de filtration, 59,6 mn par heure contre 21 mn par heure. Ainsi, lorsque les auteurs assimilent l'ouverture des valves à une filtration, ils surestiment cette activité. Inversement, lorsque la filtration sert dans l'estimation de l'activité valvaire, il y a sous estimation de la valeur de cette dernière activité.

** Discussion générale de la toxicité sublétales des substances antisalissures sur les activités filtrante et valvaire de la Dreissène*

Les résultats de ces expériences ont permis de déterminer la toxicité sublétales du Mexel® 432, du cuivre, du chlore et du tributylétain, substances antisalissures, sur les activités filtrante et valvaire de la Dreissène et de définir ainsi la sensibilité du filtrovalvomètre vis-à-vis de ces

composés (Tableau IV.14.). Le classement des substances antisalissures, selon leurs toxicités croissantes sur les activités filtrante et valvaire, suivant peut être proposé :

- pour l'activité filtrante : Mexel[®] 432 < tributylétain < chlore < cuivre,
- pour l'activité valvaire : Mexel[®] 432 < tributylétain < chlore < cuivre.

Le classement de la toxicité sur les activités filtrante et valvaire des substances antisalissures est le même pour les deux activités. Néanmoins, l'activité filtrante apparaît plus sensible que l'activité valvaire puisqu'elle présente soit des seuils de toxicité inférieurs à ceux observés pour l'activité valvaire soit des délais d'apparition de l'activité de stress plus courts.

Aussi, cette différence de sensibilité montrerait que l'activité filtrante est pour une part indépendante des mouvements valvaires. S'il ne peut y avoir une filtration sans ouverture valvaire, celle-ci n'est pas forcément liée à l'activité valvaire puisque le siphon exhalant possède sa propre activité.

Tableau IV.14. : Seuils et délais de détection de la toxicité des substances antisalissures testées vis-à-vis des activités filtrante et valvaire de *Dreissena polymorpha*.

Substances antisalissures	Seuil de toxicité (µg/l)	
	Délai d'apparition de l'activité de stress (mn)	
	Activité filtrante	Activité valvaire
Mexel [®] 432	< 500 4,2-34,8	< 500 5-47,7
Cuivre	10 < C < 20 immédiat	20 < C < 40 1,2-10,8
Chlore	50 < C < 100 0-1,8	50 < C < 100 1,5-43,5
Tributylétain	< 100 11,1-52,2	100 < C < 250 1,8-18,3

De plus, ces essais ont montré que quelque que soit la substance antisalissure testée, la Dreissène répond de la même manière. La succession des mêmes séquences se retrouve.

En effet, la première manifestation de l'action de ces substances est l'apparition de périodes de filtration discontinue provoquées par des contractions intermittentes du siphon exhalant. Cette activité de stress augmente avec les concentrations de composé, la Dreissène diminue progressivement son contact avec le milieu en augmentant la durée séparant deux contractions et ceci jusqu'à la disparition totale de filtration. Mouabad (1991) observe le même schéma dans le comportement des Dreissènes exposées à des métaux lourds (zinc, cuivre, mercure, cadmium et plomb).

Soit avec un décalage dans le temps (cas du Mexel[®] 432 et du chlore), soit à une concentration supérieure (cas du cuivre et du tributylétain), l'action de ces substances sur l'activité valvaire se manifeste tout d'abord par une augmentation de l'activité valvaire. Puis avec des concentrations croissantes, la Dreissène se protège du milieu en fermant ces valves et la durée de fermetures entre deux ouvertures augmentent. Jenner *et al.* (1989) observent un comportement similaire avec le chlore et le tributylétain et émettent l'hypothèse que par ces mouvements la Dreissène essaie de 'nettoyer' la cavité du manteau et que la fermeture des valves est la réponse ultime du stress qui sépare les animaux du milieu extérieur.

Ainsi, il semblerait qu'une réponse spécifique vis-à-vis d'une famille de polluants ne peut être établie.

Finalement, pour l'activité filtrante deux types de réponses ont été distingués. D'une part, pour le cuivre et le chlore, une réponse rapide (délai d'apparition court) à des concentrations faibles est observée. Pour expliquer cette rapidité dans la réponse de l'effet du cuivre sur le siphon exhalant, Mouabad (1991), se référant à des travaux réalisés par Akberali *et al.* (1981) et Pieron (1941, cité par Franc, 1960) sur *Scrobicularia*, suggère l'existence chez *Dreissena* d'un réseau nerveux périphérique autonome du siphon, et sensible à des stimuli chimiques. Ce réseau est formé de cellules ganglionnaires réparties probablement dans la zone proche de l'extrémité du siphon. Le mode d'action du chlore étant similaire, il est vraisemblable que les systèmes impliqués soient les mêmes. D'autre part, pour le tributylétain et le Mexel[®] 432, une réponse plus lente (délai d'apparition long) à des concentrations plus élevées est observée. Cette réaction mettrait plutôt en jeu un mécanisme régi par le ganglion viscéral.

Ces deux réponses nettement marquées pour l'activité filtrante ne le sont pas pour l'activité valvaire. L'action des composés étudiés sur cette activité mettrait en jeu un seul mécanisme, probablement régi par le ganglion viscéral.

IV.1.3. Critères d'appréciation de la toxicité

Pour les niveaux de concentration proches des seuils de toxicité, l'interprétation des résultats est délicate. Une variabilité de la réponse développée par les Dreissènes est observée. Cette variabilité inter-individuelle concerne la sensibilité des animaux mais également le temps de détection. Cette variabilité est généralement observée lors des études sur les biodétecteurs (Thomas, 1996). Ainsi, la plupart des biodétecteurs ne nécessitent pas une réponse positive (toxicité détectée) de l'ensemble des organismes testés et déclenchent une alerte lorsque la majorité des organismes répondent positivement. Ainsi, le Musselmonitor[®] indique une pollution

lorsque 50 à 70% des moules répondent positivement (Slooff *et al.*, 1983 ; Kramer *et al.*, 1989) et le Biosensor[®] nécessite que 50 à 60% des poissons modifient significativement leur comportement respiratoire pour qu'une alarme soit déclenchée (Gruber et Cairns, 1981 ; Gruber *et al.*, 1994).

Cette variabilité diminue lorsque les concentrations testées augmentent et l'interprétation des résultats devient plus aisée. L'ensemble des Dreissènes testées développe une activité de stress.

En tenant compte de ces remarques, il semblerait raisonnable de développer le filtrovalvomètre en proposant l'étude simultanée de la réponse de 5 à 7 Dreissènes.

IV.2. Essai préliminaire *in situ* (réalisation en collaboration avec F. Ghillebaert, société ECOTOX)

Bien que notre sujet de recherche ait pour principal objectif l'étude écotoxicologique du Mexel[®] 432 en milieu d'eau douce, un essai en milieu marin sur *Mytilus edulis* a pu être réalisé. Une application directe du filtrovalvomètre *in situ* a permis de suivre l'action du Mexel[®] 432 et du chlore sur les activités filtrante et valvaire de cette espèce en condition d'utilisation de ces composés antisalissures sur site industriel (centrale thermique). Ceci afin de tester, d'une part, les capacités du filtrovalvomètre en conditions naturelles et d'autre part, de fixer les conditions de l'injection (continue ou discontinue) et la quantité strictement suffisante à l'éradication de cette espèce. Néanmoins, ces résultats sont à prendre avec précaution car le nombre d'individus testé est très faible (variant de 1 à 5).

IV.2.1. Description des activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis* témoin

Les résultats de l'exploitation des enregistrements des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins sont présentés dans le tableau IV.15. L'étude des activités témoins s'étalant de plusieurs heures à plusieurs jours, les données sont exprimées en heure pour une durée de 24 heures.

Tableau IV.15. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis* témoins (n=5).

		Moyenne	Écart-type	Minimum	Maximum
Activité filtrante	Nombre de fermetures du siphon / h	240	135	122	435
	Durée de filtration (DF), h / h	21,6	2,1	19,4	23,9
	Durée d'arrêt (DA), h / h	2,4	2,1	0,1	4,6
	C.A.F.*	82,7	146,2	4,2	301,7
	Durée moyenne d'une filtration, mn	6,7	3,5	2,8	11,2
	Durée moyenne d'un arrêt, mn	0,6	0,6	0,03	1,4
Activité valvaire	Nombre de fermetures des valves / h	19	16	2	46
	Durée d'ouverture (DO), h / h	22,9	1,2	21,1	23,99
	Durée de fermeture (DF), h / h	1,1	1,2	0,01	2,9
	C.A.V.*	550,6	952,6	7,4	2399
	Durée moyenne d'une ouverture, mn	202,9	263,5	30,2	719,1
	Durée moyenne d'une fermeture, mn	4,1	6,1	0,1	15,6

* C.A.F : Coefficient d'Activité de Filtration, * C.A.V : Coefficient d'Activité Valvaire

Le traitement des enregistrements de l'activité de filtration témoin sur 24 heures de *Mytilus edulis* montre que les moules marines filtrent en moyenne pendant 90% du temps. La filtration est interrompue par des fermetures brèves du siphon d'une durée moyenne de 0,6 mn.

Le suivi de l'activité valvaire quant à lui montre que les moules présentent leurs valves ouvertes la plupart du temps (95% du temps). Une moyenne de 19 fermetures d'une durée moyenne de 4,1 mn, intervenant de façon aléatoire, interrompent l'ouverture des valves.

De plus, lors de ces essais, aucun changement dans les activités filtrante ou valvaire a été observé entre le jour et la nuit.

Cette caractérisation des activités filtrante et valvaire témoin constitue la référence pour l'interprétation des effets de l'exposition du Mexel[®] 432 et du chlore chez *Mytilus edulis*.

Pour être efficace, les substances antisalissures (Mexel[®] 432 et le chlore) doivent être absorbées ou en contact avec la moule, ceci se faisant par l'intermédiaire de la filtration et/ou de l'ouverture des valves. Aussi, seule la durée de filtration et la durée d'ouverture des valves ont été retenues pour décrire les activités filtrante et valvaire. L'étude des activités s'étalant de plusieurs heures à plusieurs jours, les données sont exprimées en heure pour une durée de 24 heures.

IV.2.2. Effet du Mexel® 432 sur les activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis*

* Exposition continue

Les résultats de l'exploitation des enregistrements des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins et exposées en continue pendant 24 heures au Mexel® 432 sont présentés dans le tableau IV.16.

Tableau IV.16. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis* témoins (n=5) et exposées en continue pendant 24 heures au Mexel® 432 (n= 1 à 4) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).

C. en Mexel (mg/l)		Durée d'injection	Durée de filtration, h / 24 h	Durée d'ouverture des valves, h / 24 h
Cn	Cr			
Témoin			21,6 ± 2,1	22,9 ± 1,2
0,472	0,152	1 h 40	23,0	23,8
	0,188	2 h 30	18,9	20,3
0,529	0,161	2 h 30	13,0	23,6
0,755	0,230	3 h 15	11,7	13,4
0,944	0,343	0 h 45	14,5	23,0
	0,308	1 h 15	19,2	23,8
	0,555	1 h 40	18,1	23,6
	0,277	5 h	17,4	19,6
5	3,54*	0 h 30	19,4	23,1
5	3,5	2 x 15 mn	19,9	22,7

* : concentration minimale mesurée.

Une injection de 0,472 mg/l (Cr = 0,152 mg/l) de Mexel® 432 pendant 1 h 40 mn ne modifie pas les activités filtrante et valvaire de la moule marine. Par contre, cette concentration injectée durant 2 h 30 mn modifie l'activité filtrante. Une fermeture du siphon est observée jusqu'au renouvellement du milieu et la moule récupère alors une activité normale.

Une concentration de 0,529 mg/l (Cr = 0,161 mg/l) de Mexel® 432 injectée pendant 2 h 30 mn modifie l'activité filtrante. Après l'injection, la moule marine diminue sa durée de filtration. Malgré les renouvellements du milieu, la moule ne récupère pas une activité normale, au contraire sa filtration s'arrête.

Une concentration de 0,755 mg/l (Cr = 0,230 mg/l) de Mexel® 432 injectée pendant 3 h 15 mn modifie immédiatement les activités filtrante et valvaire de la moule marine. L'animal

montre des fermetures prolongées des valves et du siphon entrecoupées d'ouvertures des valves et de filtration de courtes durées (de quelques secondes à quelques minutes). La durée de l'enregistrement (3 h 30 mn) n'a pas permis d'observer des phases de récupération de la moule.

Quelle que soit la durée d'injection (de 45 mn à 5 h), une concentration de 0,944 mg/l de Mexel[®] 432 modifie l'activité filtrante de la moule marine. La moule réagit immédiatement après l'injection du composé et la durée de récupération d'une activité normale de filtration est de plus en plus longue. Elle varie de 16 h pour une injection de 45 mn à 5 h pour une injection de 1 h 15 mn. Il semblerait qu'une injection durant 45 mn soit plus efficace sur la filtration que des durées d'injection supérieures. Pour les expositions plus longues, le comportement de stress s'aggrave avec des durées d'exposition plus longue. Par contre, seule une injection de 5 h de 0,944 mg/l de Mexel[®] 432 modifie la durée d'ouverture des valves. Cependant, pour des durées d'injection plus courtes des mouvements valvaires non observés chez les témoins et des ouvertures incomplètes des valves sont enregistrés.

Une concentration de 5 mg/l de Mexel[®] 432 injectée soit durant 30 mn ou soit 2 fois 15 mn ne modifie pas les activités filtrante et valvaire de la moule marine.

Ces résultats montrent que l'activité de filtration est plus sensible au composé que l'activité valvaire. Hormis l'injection de 0,529 mg/l de Mexel[®] 432 pendant 2 h 30 mn pour laquelle la moule marine ne récupère pas d'activité normale et l'injection de 0,755 mg/l du composé pendant 3 h 15 mn pour laquelle la durée du test n'est pas assez longue pour observer une éventuelle récupération, les injections de Mexel[®] 432 modifient les activités filtrante et valvaire de la moule marine mais elle est capable de récupérer une activité normale après un délai qui semble en relation avec la concentration et la durée d'exposition au composé. Aussi, semblerait-il que ces injections uniques de composé ne soit pas efficace dans l'éradication de *Mytilus edulis*.

Les résultats de l'exploitation des enregistrements des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins et exposées quotidiennement à 5 mg/l de Mexel[®] 432 pendant 30 minutes sont présentés dans le tableau IV.17.

Tableau IV.17. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins (n = 5) et exposées quotidiennement à 5 mg/l de Mexel® 432 pendant 30 minutes (n = 1) (Cr : Concentration résiduelle).

Traitement	Quotidiennement une exposition de 30 mn à 5 mg/l (Cr= 2,9 mg/l)						
	Témoin	Essai 1		Essai 2		Essai 3	
Durée d'exposition	24 h	24 h	120 h	24 h	72 h	24 h	144 h
Durée de filtration, h / 24 h	21,6 ± 2,1	23,6	6,0	11,6	9,2	0,05	morte
Durée d'ouverture des valves, h / 24 h	22,9 ± 1,2	24,0	18,3	18,8	/	12,1	

Soumise à une injection quotidienne de 5 mg/l de Mexel® 432 pendant 30 minutes, la moule marine montre trois comportements différents au bout de 24 heures d'exposition. La première moule testée ne modifie ni son activité filtrante ni son activité valvaire. La seconde moule testée diminue de 52% sa durée de filtration et de 22% sa durée d'ouverture des valves. La troisième moule modifie quant à elle profondément ses activités filtrante et valvaire, puisqu'elle filtre très peu (3 mn sur 24 h) et la durée d'ouverture des valves n'est plus que de 12,1 heures. Ces différents comportements disparaissent lorsque le temps d'exposition s'allonge. Toutes les moules réagissent au composé, en diminuant leur durée de filtration et leur durée d'ouverture des valves.

Ces résultats montrent qu'une injection quotidienne de 5 mg/l (Cr = 2,9 mg/l) de Mexel® 432 modifie les activités filtrante et valvaire de deux individus sur les trois testés après 24 heures d'exposition et modifie ces activités pour toutes les moules pour des durées d'exposition plus longues (120 h).

** Exposition séquentielle*

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité filtrante de *Mytilus* témoins et exposées séquentiellement au Mexel® 432 sont présentés dans le tableau IV.18.

Tableau IV.18. : Durée de filtration de *Mytilus* témoins (n=5) et exposées séquentiellement au Mexel® 432 (n=1) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).

C. en Mexel (mg/l)		Type de traitement	Durée de filtration, h / 24 h									
Cn	Cr		24	48	72	96	120	168	192	216	240	264
Témoin			21,6 ± 2,1									
0,472	0,231	2 expositions de 2h30 espacées de 3 h	18,0									
	0,239	1 ^{er} jour : exposition de 2h30 puis 2 expositions de 2h30 espacées de 3 h	20,9	13,6		0,9	0,5					
	0,151	2 expositions de 2h30 espacées de 3h, 6h, 4h	16,8	8,9	9,6	5,8		16,0	12,8	12,5	13,8	7,1
0,529	0,174	2 expositions de 2h30 espacées de 4h	17,0	9,8	11,0	6,2	10,1					
0,944	0,414	6 expositions de 45 mn et 1 de 30 mn espacées d'1h	12,3	5,1								
0,567	0,125	En alternance : 1) 2 expositions de 2h30 espacées de 2h à 0,567 mg/l 2) 1 exposition de 30 mn à 6,045 mg/l	15,1				15,3				3,2	
6,045	3,996		5,8			2,6						
			5,1			2,3						

Deux injections de 0,472 mg/l (Cr = 0,231 mg/l) de Mexel® 432 pendant 2 h 30 mn espacées de 3 h modifient l'activité filtrante de la moule marine. L'animal réagit dès la première injection en réduisant sa durée de filtration. Elle récupère une activité normale entre les deux injections puis arrête de filtrer après la seconde injection. Elle retrouve une activité normale après deux renouvellements du milieu.

Ce comportement se retrouve pour le second traitement testé (exposition de 2 h 30 puis 2 expositions de 2 h 30 espacées de 3 h). Après la première injection du composé, la moule marine adopte une activité de stress avec arrêt total de la filtration au bout de 20 minutes mais l'animal récupère progressivement une activité normale. La moule s'ouvre à nouveau après le premier renouvellement d'eau et présente une activité de stress. Après le second renouvellement, l'animal présente une activité de filtration normale. Le second jour d'exposition, la moule montre le même schéma comportemental que pour le premier traitement testé. Néanmoins, après plusieurs renouvellement du milieu, l'animal ne récupère plus une activité normale. Au bout de 96 heures, la moule marine ne filtre pratiquement plus (0,9 heures) et ce comportement s'aggrave pour une durée d'exposition de 120 heures.

Ce schéma comportemental de la filtration se retrouve pour le troisième traitement (2 expositions de 2 h 30 espacées de 3 h puis de 6 h (4/08) puis de 4 h (6/08)). La moule marine modifie son activité de filtration après les injections du composé mais récupère une activité normale après plusieurs renouvellements du milieu. Ce délai de récupération devient de plus en plus long en fonction de la durée de l'expérience. Néanmoins, après 168 h d'exposition, la moule marine semble s'adapter aux injections puisque suite à la première injection de composé l'animal garde une activité normale et retrouve rapidement cette activité après la seconde injection. La modification de la durée entre les deux injections, à 216 h et 240 h, ne modifie pas ce schéma. Par contre, lorsque cette durée n'est plus que de 4 h, le délai de récupération de l'activité normale après la seconde injection est plus long.

Deux injections de 0,529 mg/l ($Cr = 0,174$ mg/l) de Mexel[®] 432 pendant 2 h 30 mn espacées de 4 h modifient l'activité filtrante de la moule marine dès 24 heures d'exposition. Comme pour les traitements précédents la moule marine réagit après les injections de composé en réduisant sa durée de filtration mais à chaque fois elle récupère une activité normale après plusieurs renouvellements du milieu. Pour des durées d'exposition supérieures, la diminution de la durée de filtration s'aggrave.

La moule marine exposée à 6 injections de 45 mn et 1 injection de 30 mn espacées d'1 heure à une concentration de 0,944 mg/l ($Cr = 0,414$ mg/l) de Mexel[®] 432, modifie son activité filtrante dès les premiers 24 heures d'exposition. La moule récupère une activité normale après les injections mais ceci de plus en plus difficilement jusqu'à l'arrêt de la filtration. Ce comportement s'aggrave au bout de 48 h, l'animal arrête de filtrer après 8 heures d'expérience.

La moule marine exposée alternativement à 2 injections de 2 h 30 espacées de 2h à une concentration de 0,567 mg/l ($Cr = 0,125$ mg/l) de Mexel[®] 432 et à 1 injection de 30 mn à une concentration de 6,045 mg/l ($Cr = 3,996$ mg/l), modifie son activité filtrante dès les premiers 24 heures d'exposition. Les animaux ne réagissent pas immédiatement à l'injection du composé et continuent à filtrer normalement. Après 13 h, 6 h 30 et 5 h 10 respectivement, les animaux modifient leur activité de filtration. Ils adoptent une activité de stress qui aboutit à l'arrêt total de la filtration. La durée de filtration des animaux diminue en fonction de la durée d'exposition au composé. La première moule marine testée semble plus résistante au composé que les deux animaux exposés aux mêmes concentrations.

Ces résultats montrent que tous les traitements testés modifient l'activité de filtration de la moule marine, *Mytilus edulis*. Il semblerait que les deux derniers traitements testés (6 expositions de 45 mn et 1 de 30 mn espacées d'1h à une concentration nominale de 0,944 mg/l ; En alternance : 1) 2 expositions de 2h30 espacées de 2h à 0,567 mg/l et 2) 1 exposition de 30 mn à 6,045 mg/l) soient les plus efficaces puisque des diminutions de la durée de filtration de l'ordre de 49% et de 64% en moyenne sont observées dès 24 h d'expositions et cette diminution s'accroît après 48 h d'exposition.

Les résultats de l'exploitation des enregistrements de l'activité valvaire de *Mytilus* témoins et exposés séquentiellement au Mexel® 432 sont présentés dans le tableau IV.19.

Tableau IV.19. : Durée d'ouverture des valves de *Mytilus* témoins (n=5) et exposés séquentiellement au Mexel® 432 (n=1). (C : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).

C. en Mexel (mg/l)		Type de traitement	Durée d'ouverture des valves, h / 24 h									
Cn	Cr		24	48	72	96	120	168	192	216	240	264
Témoin			22,9 ± 1,2									
0,472	0,231	2 expositions de 2h30 espacées de 3 h	20,7									
	0,239	1 ^{er} jour : exposition de 2h30 puis 2 expositions de 2h30 espacées de 3 h	21,4	19,7		22,0	23,6					
	0,151	2 expositions de 2h30 espacées de 3h, 6h, 4h	23,0	19,3	17,8	18,8		20,0	14,2	13,7	14,6	12,8
0,529	0,174	2 expositions de 2h30 espacées de 4h	18,2	10,8	12,3	9,3	19,5					
0,944	0,414	6 expositions de 45 mn et 1 de 30 mn espacées d'1h.	20,2	14,6								
0,567	0,125	En alternance :										
6,045	3,996	1) 2 expositions de 2h30 espacées de 2h à 0,567 mg/l	17,1					17,5			4,5	
		2) 1 exposition de 30 mn à 6,045 mg/l	6,7			5,3						
			23,5			23,5						

Deux injections de 0,472 mg/l (Cr = 0,231 mg/l) de Mexel® 432 pendant 2 h 30 mn espacées de 3 h modifient l'activité valvaire de la moule marine. L'animal réagit dès la première injection en réduisant la durée d'ouverture de ses valves. Elle récupère une activité normale entre les deux injections. Après la seconde injection, l'animal présente une ouverture incomplète de ses valves. La moule retrouve une activité normale après deux renouvellements du milieu.

La moule marine exposée à une injection de 2 h 30 puis 2 injections de 2 h 30 espacées de 3 h à une concentration de 0,472 mg/l (Cr = 0,239 mg/l) de Mexel® 432 modifie son activité valvaire dès les premiers 24 h d'exposition. Elle diminue sa durée d'ouverture des valves mais l'animal semble s'adapter au composé puisqu'elle récupère une activité normale après 96 h d'exposition.

Exposée à 2 injections de 2 h 30 espacées de 3 h, 6 h, 4 h, la moule marine modifie son activité valvaire après 48 h d'injection. L'animal réduit la durée d'ouverture de ses valves après les injections du composé mais récupère une activité normale après plusieurs renouvellements du milieu. Ce type de comportement est observé jusqu'à 168 h d'exposition. Puis, une diminution plus élevée de la durée d'ouverture des valves est observée. Des fermetures de plusieurs heures interviennent lors de ces enregistrements. La modification de la durée entre les deux injections, à 216 h et 240 h, ne modifie pas ce comportement.

Deux injections de 0,529 mg/l (Cr = 0,174 mg/l) de Mexel® 432 pendant 2 h 30 mn espacées de 4 h modifient l'activité valvaire de la moule marine dès 24 heures d'exposition. L'animal réagit après les injections de composé en réduisant la durée d'ouverture de ses valves. Mais après chaque injection elle récupère une activité normale après plusieurs renouvellements du milieu. Pour des durées d'exposition supérieures, la diminution de la durée d'ouverture des valves s'aggrave mais la moule marine semble s'adapter aux injections du composé puisque après 96 h d'exposition la durée d'ouverture de ses valves augmente.

La moule marine exposée à 6 injections de 45 mn et 1 injection de 30 mn espacées d'1 heure à une concentration de 0,944 mg/l (Cr = 0,414 mg/l) de Mexel® 432, modifie son activité valvaire dès les premiers 24 heures d'exposition. La moule récupère une activité normale après les injections mais ceci de plus en plus difficilement jusqu'à la fermeture complète des valves. Ce comportement s'aggrave au bout de 48 h, l'animal se ferme après 11 heures d'expérience.

La moule marine exposée alternativement à 2 injections de 2 h 30 espacées de 2 h à une concentration de 0,567 mg/l (Cr = 0,125 mg/l) de Mexel® 432 et à 1 injection de 30 mn à une concentration de 6,045 mg/l (Cr = 3,996 mg/l), modifie dès les premiers d'exposition l'activité valvaire de deux moules sur les trois testées. Les animaux réagissent au composé après 13 h et 6 h 30 d'exposition. Les animaux modifient leur actogramme. Ils adoptent une activité de stress qui aboutit à la fermeture des valves. La durée d'ouverture des valves des animaux diminue en fonction de la durée d'exposition au composé.

Ces résultats montrent que tous les traitements testés modifient l'activité valvaire de la moule marine, *Mytilus edulis*. Il semblerait que le dernier traitement testé (En alternance : 1) 2 expositions de 2h30 espacées de 2h à 0,567 mg/l et 2) 1 exposition de 30 mn à 6,045 mg/l) soit le plus efficace puisqu'une diminution de l'ouverture des valves de l'ordre de 50% en moyenne est observée après 24 h d'expositions.

IV.2.3. Effet du chlore sur les activités filtrante et valvaire de *Mytilus edulis*

* Exposition continue

Les résultats de l'exploitation des enregistrements des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins et exposés en continue au chlore sont présentés dans le tableau IV.20.

Tableau IV.20. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins (n=5) et exposés en continue au chlore (n=1) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).

C. en chlore (mg/l)		Durée d'injection	Durée de filtration, h / 24 h	Durée d'ouverture des valves, h / 24 h
Cn	Cr			
Témoin			21,6 ± 2,1	22,9 ± 1,2
0,25	0,12	15 mn toutes les 1h15	4,0	22,0
0,5	0,35	15 mn	6,3	16,1
1,0	0,32	15 mn	21,6	22,3
1,0	0,43	30 mn	17,1	17,2
1,0	0,61	15 mn toutes les 2 h	2,4	8,9

Une concentration de 0,25 mg/l de chlore injectée durant 15 mn toutes les 1 h 15 mn modifie les activités filtrante et valvaire de la moule marine. Dès la seconde injection du composé, la moule réagit en diminuant sa durée de filtration et en modifiant l'actogramme de ses mouvements valvaires. La durée d'ouverture des valves n'est pas modifiée mais des mouvements valvaires non observés chez les témoins et des fermetures incomplètes sont enregistrés.

La moule marine modifie ses activités filtrante et valvaire après 2 minutes d'exposition au chlore à une concentration de 0,5 mg/l injectée durant 15 mn. Elle s'isole du milieu durant 1 h 30 mn et retrouve une activité normale. Néanmoins, après 9 heures d'expérience, elle s'isole à nouveau du milieu.

Une exposition de 30 mn à une concentration de 1,0 mg/l de chlore sont nécessaire pour modifier les activités filtrante et valvaire de *Mytilus*. Elle s'isole du milieu en fermant son siphon

et ses valves dès l'injection du composé et récupère une activité normale après 2 h pour l'activité valvaire et après 2 h 30 mn pour l'activité filtrante. Ces modifications du comportement s'aggravent pour une injection à 1 mg/l durant 15 mn toutes les 2 heures. La moule s'isole du milieu en fermant son siphon et ses valves dès la seconde injection du composé. Durant le reste de l'essai, il n'y a plus aucune filtration et des ouvertures incomplètes des valves sont enregistrées.

Il s'avère donc que des injections répétées (toutes les 1 h 15 ou 2 h) et de courte durée (15 minutes) à des concentrations de 0,25 mg/l et 1 mg/l de chlore modifient profondément les activités filtrante et valvaire de *Mytilus*. Les résultats montrent qu'une concentration de 0,5 mg/l de chlore injectée durant 15 mn provoque une réaction plus importante qu'une concentration de 1 mg/l injectée durant 15 mn ou 30 mn. Ces résultats sont à prendre avec précaution car la durée des essais est différente. Elle varie de 17 h 30 mn pour l'exposition à 0,5 mg/l à 2 h 10 mn et 5 h 30 mn respectivement pour les essais à une concentration de 1 mg/l. Ces deux dernières durées seraient trop courtes car un effet rétroactif sur les activités filtrante et valvaire semble se produire.

* Exposition séquentielle

Les résultats de l'exploitation des enregistrements des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins et exposés séquentiellement au chlore sont présentés dans le tableau IV.21.

Tableau IV.21. : Paramètres descriptifs des activités filtrante et valvaire de *Mytilus* témoins (n=5) et exposés séquentiellement au chlore (n=1) (C. : Concentration ; Cn : Concentration nominale, Cr : Concentration résiduelle).

C. en chlore (mg/l)		Type de traitement	Durée de filtration, h / 24 h		Durée d'ouverture des valves, h / 24 h			
Cn	Cr		24 h	48 h	24 h	48 h	96 h	168 h
Témoin			21,6 ± 2,1		22,9 ± 1,2			
1,0	0,40	30 mn / 45 mn	23,3	19,3	23,42	23,13		
1,0	0,26	15 mn / 45 mn (flux continu)	/	/	19,5		10,3	8,1

Le chlore injecté durant 30 minutes toutes 45 minutes à une concentration de 1 mg/l ne semble pas avoir d'effet sur les activités filtrante et valvaire de la moule marine après 48 heures d'exposition

Une diminution de la durée d'ouverture des valves est observée au bout de 96 heures chez les moules marines exposées à une concentration de 1,0 mg/l de chlore injecté séquentiellement pendant 15 minutes toutes les 45 minutes.

IV.2.4. Discussion

Les résultats obtenus lors de ces essais sont à prendre avec précaution car le nombre d'individus testé est faible (n variant de 1 à 5 individus). Néanmoins, ces résultats semblent montrer que des injections uniques de 30 minutes à 5 heures à des concentrations nominales variant de 0,472 mg/l à 5 mg/l de Mexel® 432 modifient les activités filtrante et valvaire de la moule marine. Cependant, les animaux sont capables de récupérer une activité normale après un délai qui semble en relation avec la concentration et la durée d'exposition au composé. Aussi, semblerait-il que ces injections de composé ne soient pas efficaces dans l'éradication de *Mytilus edulis*.

Par contre, des injections continues ou séquentielles semblent efficaces, et notamment pour des traitements au cours desquels les moules marines sont exposées soit à 6 injections de 45 mn et 1 injection de 30 mn espacées d'1 heure à une concentration de 0,944 mg/l (Cr = 0,414 mg/l) de Mexel® 432, soit alternativement à 2 injections de 2 h 30 espacées de 2 h à une concentration de 0,567 mg/l (Cr = 0,125 mg/l) de Mexel® 432 et à 1 injection de 30 mn à une concentration de 6,045 mg/l (Cr = 3,996 mg/l). L'efficacité de ces traitements pourrait s'expliquer de deux manières. Pour le premier traitement, ne réagissant pas immédiatement au composé, la moule marine l'ingère. Pour les premières injections cette quantité n'est pas suffisante pour induire une réaction des organismes mais après plusieurs injections elle devient suffisante pour provoquer des lésions et la moule marine réagit en réduisant son contact avec le milieu extérieur en réduisant sa durée de filtration et sa durée d'ouverture des valves. Pour le second traitement, ne réagissant pas immédiatement au composé, la moule marine l'ingère et les quantités absorbées sont suffisantes pour induire une activité de stress.

De même pour le chlore, des injections répétées (toutes les 1 h 15 ou 2 h) et de courte durée (15 minutes) à des concentrations de 0,25 mg/l et 1 mg/l de chlore semblent être les plus efficaces.

Ainsi, ces essais montrent que la moule marine réagit au composé soit immédiatement (cas du chlore), soit avec un délai de réaction (cas du Mexel® 432) en diminuant son contact avec le milieu extérieur. Elle réduit sa durée de filtration puis sa durée d'ouverture des valves jusqu'à s'isoler complètement du milieu. Aussi, des injections de longues durées (quelques heures) ne semblent pas les traitements les mieux adapter dans l'éradication des moules contrairement aux injections séquentielles qui apparaissent mieux adapter. Mais ces conclusions préliminaires doivent être confirmées par des essais où le nombre d'individus testés soit suffisant (supérieur ou égal à 5).

Ces essais ont également permis de montrer que le filtroalvométre peut être utilisé *in situ*. Le système pourrait ainsi permettre une optimisation de l'injection du Mexel[®] 432 et du chlore. Jenner *et al.* (1989) utilisent leur capteur (Musselmonitor[®]) pour optimiser l'action de l'hypochlorite dans la lutte contre *D. polymorpha* dans les conduites d'eau de refroidissement d'une usine électrique.

CHAPITRE V : RESULTATS

Etude *in situ* des effets du Mexel® 432 sur la fixation des larves de *Dreissena polymorpha* et d'autres organismes benthiques participant aux salissures.

L'objectif de ce chapitre est d'étudier *in situ* l'action d'une injection discontinue de Mexel® 432 sur la fixation de larves de Dreissènes et d'autres organismes (Protozoaires, Hydrozoaires, Rotifères, Annélides et Insectes Chironomidés à fourreaux) présents dans la rivière Moselle pendant la saison de ponte (juin-octobre) de la Dreissène pendant trois années consécutives (1995-1996-1997). Le dispositif a également permis de suivre l'action de ce composé d'une part, sur des organismes se fixant sur la paroi des unités expérimentales (Dreissènes juvéniles et Spongiaires) et d'organismes se déplaçant sur ses parois (Ancyles). D'autre part, celui-ci a permis de suivre l'action du composé sur la croissance et la mortalité de Dreissènes adultes.

Le Mexel® 432 est injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l. Le reste du temps, seule l'eau de la Moselle transite dans les bacs expérimentaux.

V.1. Dosage du Mexel® 432

V.1.1. Stabilité et devenir du Mexel® 432 dans le bac d'injection

4 concentrations différentes de Mexel® 432 (4 ; 5,8 ; 7,3 et 7,8 mg/l) ont été injectées dans le dispositif expérimental et dosées dans le bac d'injection après 30 minutes.

Les valeurs des concentrations de Mexel® 432 injectées et résiduelles se trouvent en annexe 2.

Tableau V.1. : Valeurs des concentrations de Mexel[®] 432 injectées (Ci) et résiduelles (Cr) après 30 minutes dans le bac d'injection (moy. = moyenne ; s = écart-type ; n = nombre d'échantillons).

Ci (mg/l)	Cr (mg/l)			
	Concentration moy.	s	n	Mini. - Maxi.
4	1,6	0,9	8	0,5 - 3,0
5,8	3,0	0,6	9	2,1 - 4,2
7,3	4,3	0,4	9	3,5 - 4,9
7,8	5,5	0,4	9	5,0 - 6,1

Une diminution de la concentration de Mexel[®] 432 a été mise en évidence dans le bac d'injection (Tableau V.1.). Il est nécessaire de distinguer la concentration injectée (ou nominale) de Mexel[®] 432 et la concentration résiduelle.

Il existe une demande immédiate en Mexel[®] 432 de l'eau de Moselle. Cette diminution serait essentiellement due aux propriétés filmantes du composé et plus particulièrement à son adsorption sur les acides humiques. Cette diminution de concentration du composé n'est pas due aux matières en suspension car le dosage de celles-ci montre que leurs concentrations restent constantes pendant la période des essais dans les bacs expérimentaux.

L'équation de la dégradation du Mexel[®] 432 en eau de Moselle dans le bac d'injection (Figure V.1.) a été établie :

$$Cr = 0,9498 \times Ci - 2,2248$$

Cr : Concentration résiduelle de Mexel[®] (mg/l)

Ci : Concentration injectée (nominale) de Mexel[®] (mg/l)

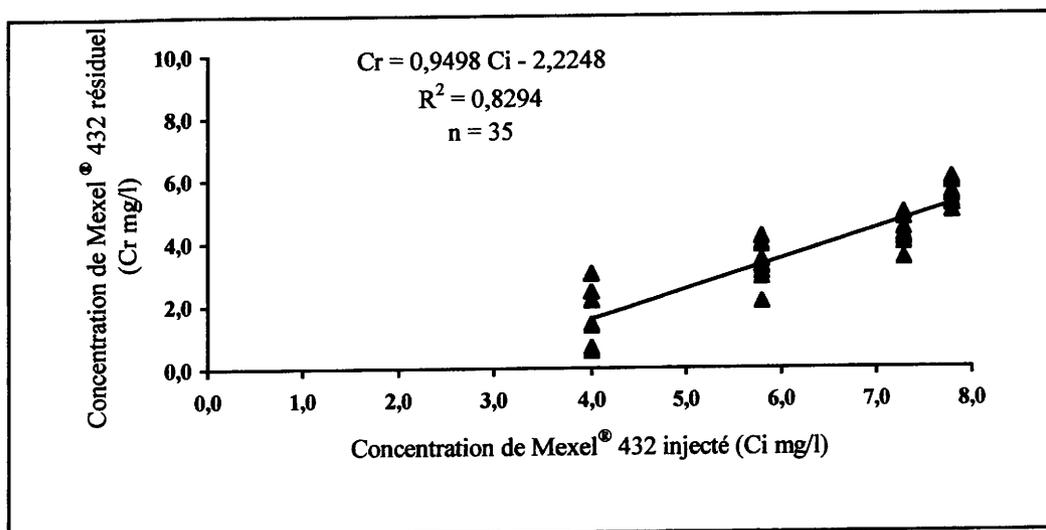


Figure V.1. : Dégradation du Mexel[®] 432 dans le bac d'injection.

V.1.2. Stabilité et devenir du Mexel[®] 432 dans le bac exposé n° 3

4 concentrations différentes de Mexel[®] 432 (4 ; 5,8 ; 7,3 et 7,8 mg/l) ont été injectées dans le bac d'injection et dosées dans le bac d'exposition n° 3, après 30 minutes de passage de la solution de Mexel[®] 432.

Les valeurs des concentrations de Mexel[®] 432 injectées et résiduelles se trouvent en annexe 2.

Tableau V.2. : Valeurs des concentrations de Mexel[®] 432 injectées (Ci) et résiduelles (Cr) après 30 minutes dans le bac exposé n° 3 (moy. = moyenne ; s = écart-type ; n = nombre d'échantillons).

Ci (mg/l)	Cr (mg/l)			
	Concentration moy.	s	n	Mini. - Maxi.
4	0,9	0,5	9	0,2 - 1,8
5,8	2,0	0,4	9	1,5 - 2,6
7,3	3,1	0,4	9	2,5 - 3,6
7,8	3,3	0,3	9	2,8 - 3,9

Une diminution entre la concentration de Mexel[®] 432 injectée et résiduelle, encore plus importante que précédemment, est observée dans le bac n° 3 par rapport au bac d'injection.

Cette accentuation de la diminution est due, d'une part aux surfaces plus importantes à recouvrir par le composé et d'autre part à un temps plus long disponible pour sa dégradation. L'équation de la dégradation du Mexel[®] 432 en eau de Moselle dans le bac exposé n° 3 (Figure V.2.) a été établie :

$$Cr = 0,6585 \times Ci - 1,7631$$

Cr : Concentration résiduelle de Mexel[®] 432 (mg/l)

Ci : Concentration injectée (nominale) de Mexel[®] 432 (mg/l)

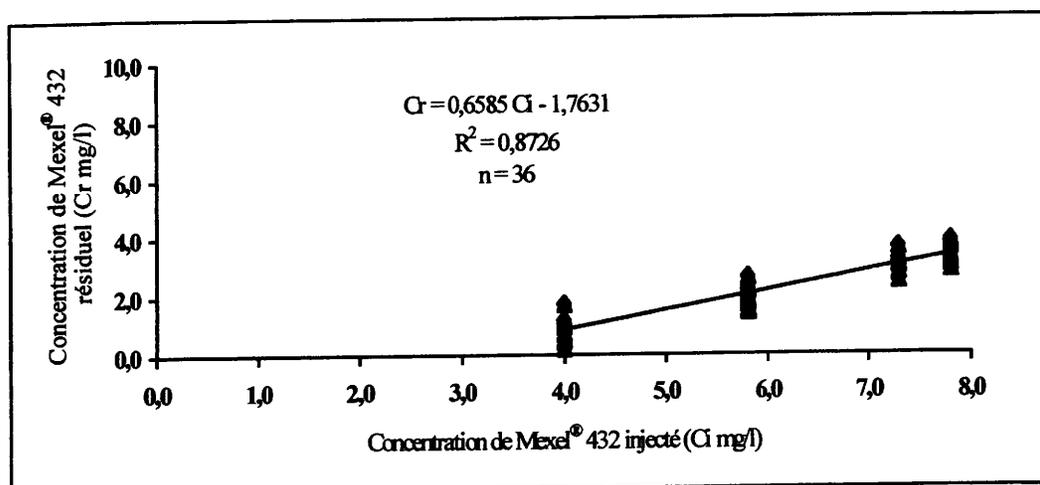


Figure V.2. : Dégradation du Mexel[®] 432 dans le bac exposé n° 3.

V.1.3. Stabilité du Mexel[®] 432 dans l'eau de Moselle

Pour évaluer cette stabilité, dans le bac d'injection et exposé n°3, le rapport de la concentration résiduelle sur la concentration injectée (Cr/Ci) a été calculé. Il représente la partie du Mexel[®] 432 restant en solution. La demande de l'eau de Moselle correspond donc à $1-Cr/Ci$.

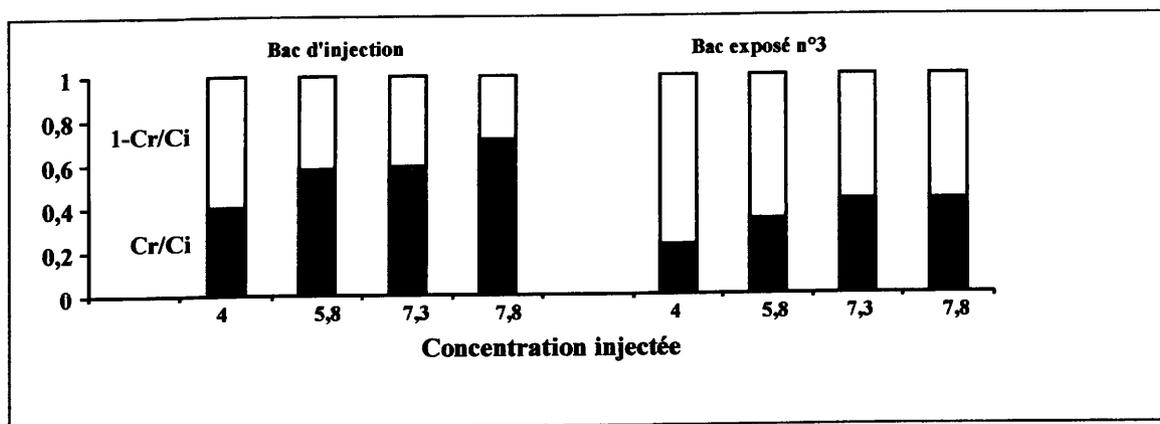


Figure V.3. : Stabilité du Mexel[®] 432 dans le bac d'injection et exposé n°3.
 Cr/Ci : Dégradation du Mexel[®] 43, $1-Cr/Ci$: Demande de l'eau de Moselle.

Les résultats (Figure V.3.) montrent d'une part que la dégradation du composé est plus importante aux concentrations les plus élevées. Le rapport varie de 0,40 à 0,71 pour le bac d'injection et de 0,23 à 0,43 pour le bac exposé n°3.

D'autre part, dans le cas du bac d'injection, la demande en Mexel[®] 432 de l'eau de Moselle est élevée pour la concentration de 4 mg/l. Cette demande devient plus faible lorsque les concentrations du composé augmentent. Dans le cas où la solution de Mexel[®] 432 transite à travers le système, la demande est plus élevée et devient, contrairement au cas précédent, importante aux fortes concentrations. Cette demande est atténuée lorsque la concentration dans le bac d'injection est prise en compte.

D'après les régressions sur l'ensemble des valeurs, la stabilité du Mexel[®] 432 de l'eau de la Moselle varie en fonction inverse de la concentration du composé injectée dans le système expérimental.

V.1.4. Evolution de la concentration de Mexel[®] 432 dans le bac exposé n° 3

Le suivi de l'évolution d'une concentration de 4 mg/l de Mexel[®] 432 dans le bac exposé n° 3 (Figure V.4.) montre que 5 minutes d'injection sont nécessaires pour mesurer la présence du composé et qu'une concentration résiduelle maximale de 1 mg/l ($\pm 0,164$ mg/l) est obtenue après 30 minutes d'injection. Aussi, en tenant compte de cette évolution de la concentration de Mexel[®]

432, c'est en fait, l'effet d'inhibition d'une concentration variant de 0 à 1 mg/l qui est étudié sur la fixation des organismes.

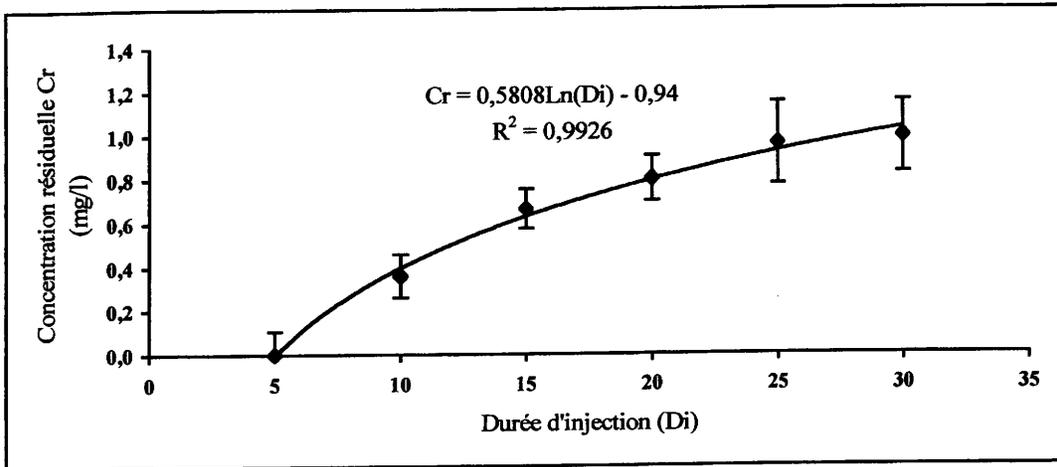


Figure V.4. : Evolution de la concentration de Mexel® 432 dans le bac exposé n° 3 durant 30 minutes.

V.2. Paramètres physico-chimiques et hydrologiques

Pendant la première année d'étude, le suivi des paramètres physico-chimiques dans les bacs expérimentaux et la rivière Moselle ont permis de montrer qu'il n'existe aucune variation des caractéristiques physico-chimiques entre les bacs expérimentaux d'une part et entre ces bacs et la rivière Moselle d'autre part.

V.2.1. Caractéristiques physico-chimiques de la Moselle

Une présentation synthétique des différents paramètres physico-chimiques de la rivière Moselle (Tableau V.3.) permet de préciser ces caractéristiques pendant les trois années d'étude.

Tableau V.3. : Synthèse des caractéristiques physico-chimiques de la Moselle pendant les périodes de juin à octobre 1995, 1996 et 1997. Les valeurs des paramètres sont présentées sous la forme : moyenne (minimum - maximum).

	juin-octobre 1995	juin-octobre 1996	juin-octobre 1997
Température	20,3 (14,2 - 26,9)	19,7 (11,9 - 25,7)	20,2 (9,0 - 25,5)
PH	7,6 (7,2 - 8,0)	7,5 (7,2 - 7,9)	7,8 (7,5 - 8,7)
Oxygène dissous (mg/l)	7,8 (5,5 - 9,7)	7,6 (5,9 - 9,3)	8,5 (6,0 - 15,2)
Conductivité (µS/cm)	1626 (1313 - 1834)	1647 (1088 - 2260)	1595 (1308 - 1880)

Les données montrent que durant la période de mesure des trois années consécutives, les paramètres physico-chimiques étudiés ne subissent pas de variations importantes.

Si la moyenne des températures est sensiblement égale pour les trois années d'études, que l'année 1995 montre un profil de température différent de celui des deux années suivantes, 1996 et 1997 (Figure V.5.). Durant cette année, une température maximale de 26,9°C est enregistrée tandis que des maxima de 25,7°C et 25,5°C sont observés respectivement pour les années 1996 et 1997. De plus, au cours de l'année 1995, l'augmentation de la température de la Moselle est observée avec un mois de décalage (22/07/95) par rapport aux années 1996 et 1997 (12/06/96 et 13/06/97).

Une différence dans le profil des températures des années 1996 et 1997 est également observée. Les maxima de température des deux années ne se situent pas au même moment. Ils sont observés avec deux mois de décalage respectivement au mois de juin (12/06/96) et au mois d'août (24/08/97).

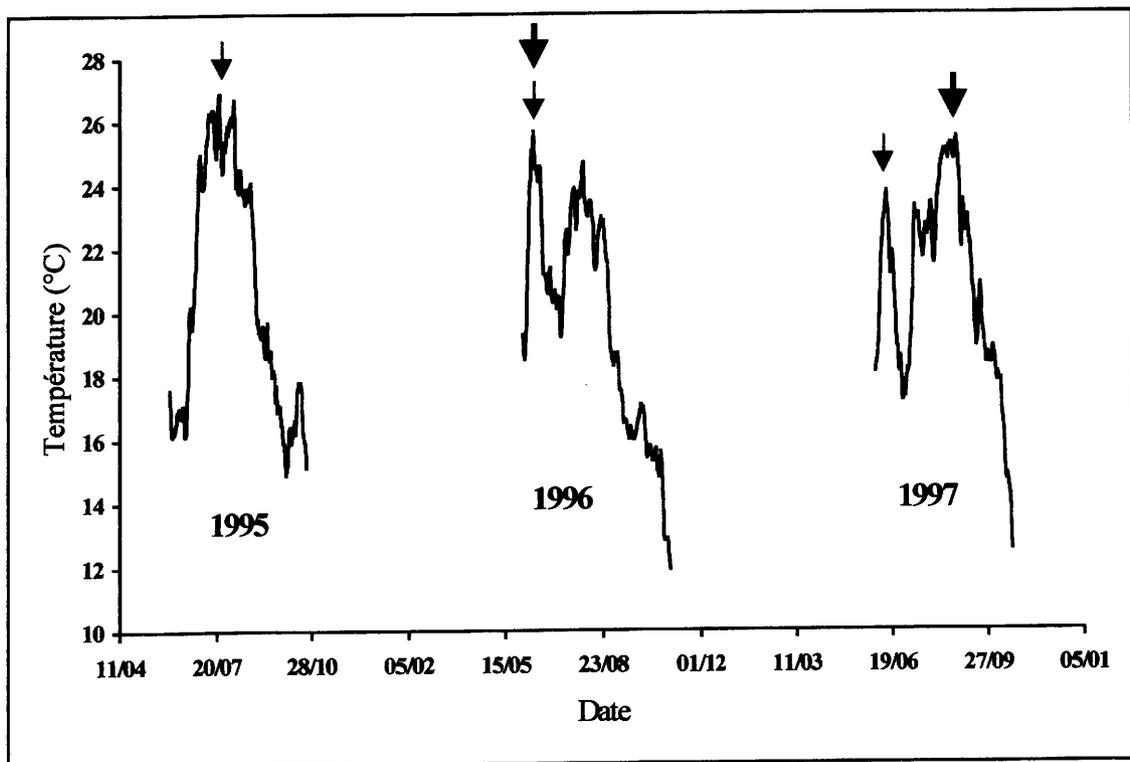


Figure V.5. : Evolution temporelle (juin-octobre 1995, 1996, 1997) de la température moyenne journalière de la Moselle.

V.2.2. Caractéristiques hydrologiques des bacs expérimentaux

Les caractéristiques hydrologiques (débit, temps de séjour) des bacs expérimentaux sont précisées dans le tableau V.4.

Tableau V.4. : Caractéristiques hydrologiques (moyenne \pm écart type) des bacs expérimentaux.

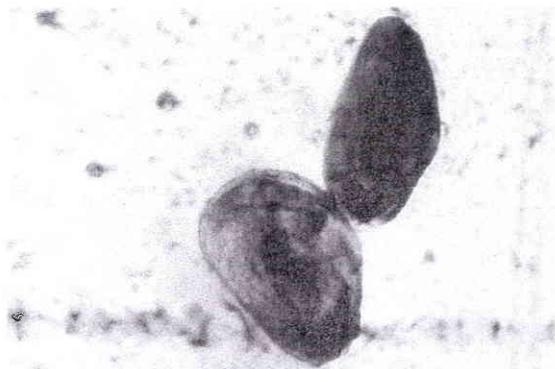
		Débit (l/mn)	Temps de séjour (mn)
1995	Témoin	1,5 \pm 0,2	6,6 \pm 0,9
	Exposé 1	1,9 \pm 0,5	5,2 \pm 1,4
	Exposé 2	1,7 \pm 0,2	5,5 \pm 0,6
	Exposé 3	1,8 \pm 0,3	5,2 \pm 0,9
1996	Témoin 1	1,9 \pm 0,2	5,3 \pm 0,6
	Témoin 2	2,0 \pm 0,3	5,0 \pm 0,7
	Témoin 3	2,0 \pm 0,3	5,0 \pm 0,7
	Exposé 1	1,8 \pm 0,1	5,6 \pm 0,3
	Exposé 2	1,9 \pm 0,2	5,3 \pm 0,6
	Exposé 3	2,0 \pm 0,3	5,0 \pm 0,7
1997	Témoin 1	1,5 \pm 0,4	7,0 \pm 1,6
	Témoin 2	1,9 \pm 0,2	5,3 \pm 0,7
	Témoin 3	2,1 \pm 0,4	4,9 \pm 0,8
	Exposé 1	1,5 \pm 0,2	7,0 \pm 1
	Exposé 2	1,9 \pm 0,1	5,2 \pm 0,4
	Exposé 3	1,6 \pm 0,2	6,1 \pm 1,1

Les données montrent que durant la période de mesure des trois années consécutives, les paramètres hydrologiques ne subissent pas de variations importantes.

V.3. Taxons recensés

* *Sur les lames*

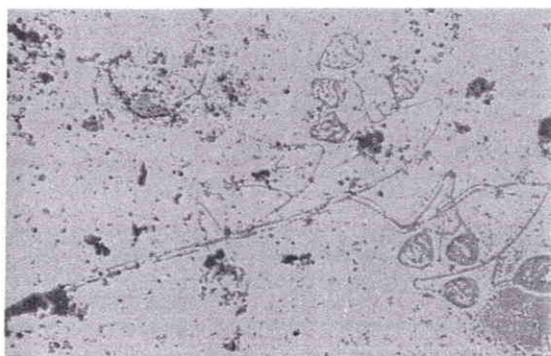
Les taxons rencontrés lors des comptages sous loupe binoculaire sont représentés en figure V.6. Les Bivalves (*Dreissena polymorpha*), les Hydrozoaires (*Hydra*), les Annélides Achètes (pontes de sangsue), les Rotifères (*Floscularia*) et les Insectes Chironomidés à fourreaux (*Chironomini*) sont les taxons rencontrés chaque année durant l'expérience. L'espèce *Cordylophora* (Hydrozoaire) n'a été rencontrée qu'en 1995. Les Protozoaires (*Carchesium*, *Stentor*) sont apparus durant les années 1996 et 1997.



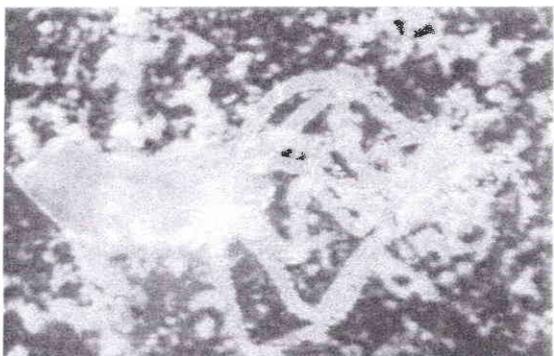
Dreissena polymorpha (G : x 32)
Mollusque, Bivalve



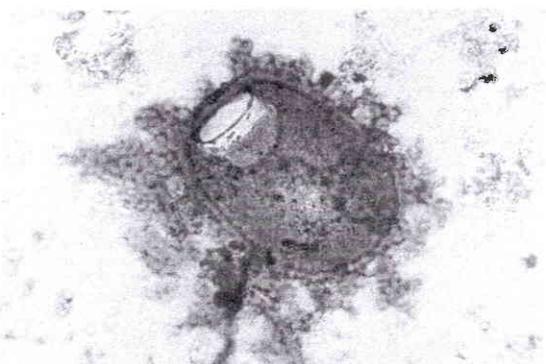
Stentor (G : x 63)
Protozoaire Ciliophore
Cilié Spirotriche, Hétérotriche



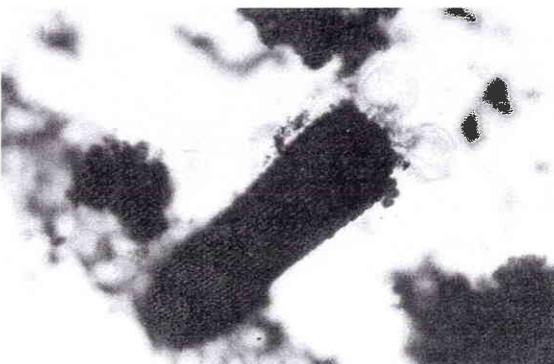
Carchesium (G : x 160)
Protozoaire Ciliophore
Cilié Holotriche, Péritriche colonial



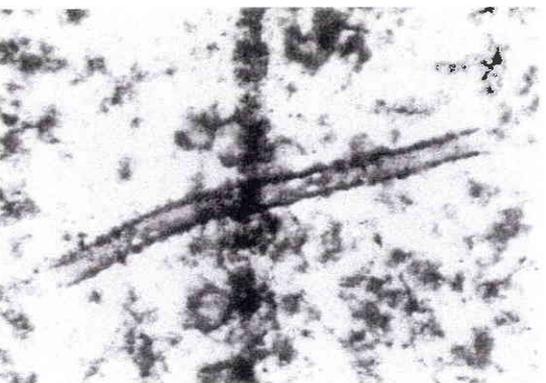
Hydra (G : x 12,5)
Cnidaire
Hydrozoaire Gymnoblastique



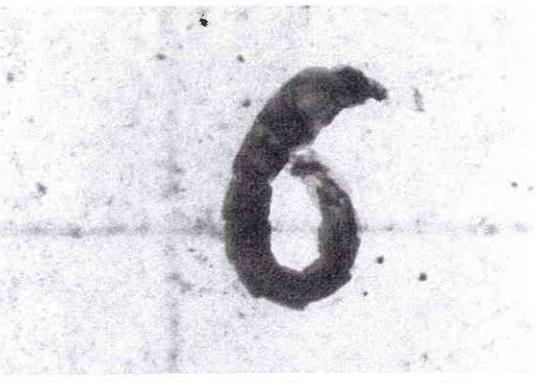
Ponte de sangsue (G : x 400)
Annélide, Achète



Floscularia dans son fourreau (G : x 63)
Rotifère, Rotatoria Monogononte



Fourreau de Chironomini (G : x 18)
Insecte, Diptère



Chironome hors de son fourreau (G : x 20)

Figure V.6. : Taxons recensés sur les lames.

* Sur les parois des bacs expérimentaux

Les taxons fixés ou se déplacent sur les parois des bacs expérimentaux sont essentiellement des Bivalves (*Dreissena polymorpha*), des Spongiaires (*Spongilla lacustris*) et des Gastéropodes pulmonés (*Ancylus fluviatilis*).

V.4. Effet du Mexel® 432 sur la fixation des organismes

V.4.1. Effet du composé sur la fixation des larves de Dreissènes

V.4.1.1. Fixation sur les lames

* En 1995

Les résultats du comptage des larves nouvellement fixées par leur byssus sur les lames du bac témoin et des 3 réplicats exposés à l'injection séquentielle d'une concentration nominale de 4 mg/l de Mexel® 432 toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois, sont représentés en figure V.7. Les larves ont une longueur supérieure à 1 mm.

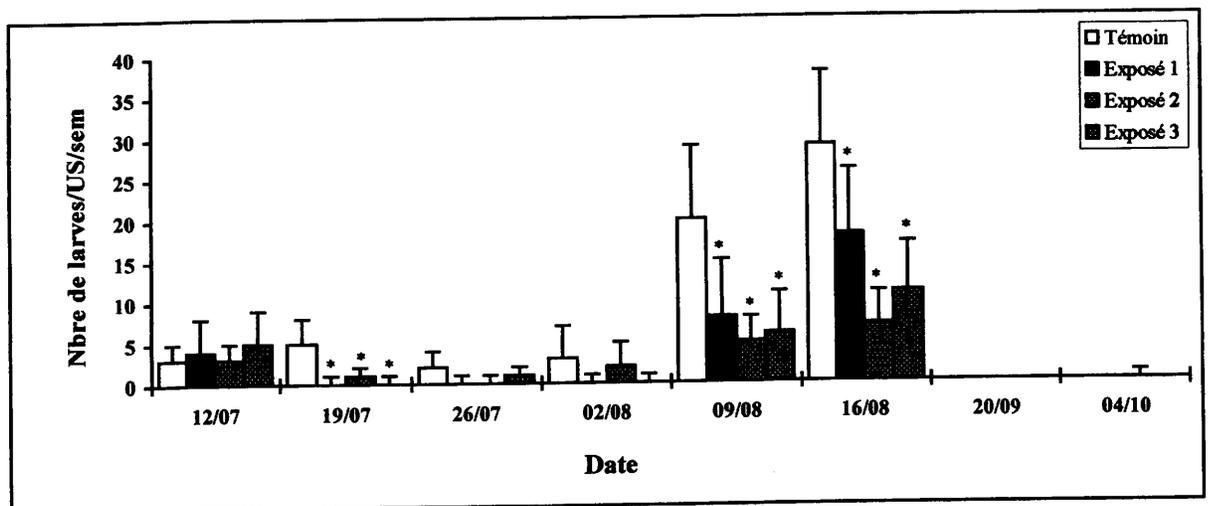


Figure V.7. : Nombre moyen de fixation des larves de Dreissènes dans le bac témoin et les bacs exposés au Mexel® 432 en 1995. (*) différence significative par rapport au témoin par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

La première semaine aucune différence significative n'est observée entre le bac témoin et les bacs exposés au Mexel[®] 432. Cependant, il semblerait que la population de Dreissènes fixées est plus importante dans les bacs exposés que dans le témoin. Cette tendance est inversée par la suite. Une différence significative est observée entre le témoin et les bacs expérimentaux, le 19 juillet avec un maximum d'inhibition de 91%, le 9 août et le 16 août avec des pourcentages d'inhibition de 68 et 60 respectivement. A partir du 20 septembre, les résultats deviennent qualitatifs car les effectifs comptés sur les lames sont très faibles (0 à 1 individu par lame). Durant la période d'expérimentation, il n'y a pas de limitation des fixations par une compétition pour l'espace sur les lames car une densité maximale de 29 ind/US/sem a été recensée

Une forte variabilité dans les réponses est observée pour les réplicats. Néanmoins, aucune différence significative n'est observée entre les bacs exposés, à l'exception de 2 cas. Le 16 août et le 20 septembre une différence significative au seuil de 5% est observée entre les bacs exposés E1 et E2.

* En 1996

Les résultats du comptage des larves nouvellement fixées par leur byssus sur les lames des bacs témoins et des bacs exposés séquentiellement à une concentration nominale de 4 mg/l de Mexel[®] 432 toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois sont représentés en figure V.8. Les larves ont une longueur supérieure à 1 mm.

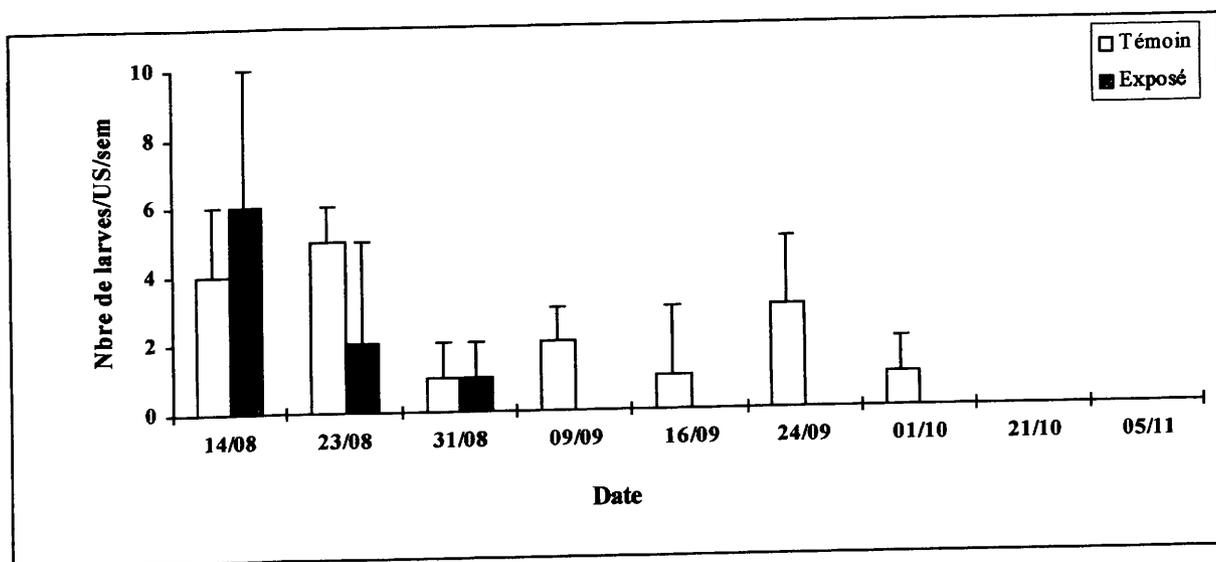


Figure V.8. : Nombre moyen de fixation des larves de Dreissènes dans les bacs témoins et les bacs exposés au Mexel[®] 432 en 1996. (*) différence significative par rapport au témoin par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Un nombre réduit de larves de Dreissènes fixées sur les lames durant l'expérience (de 0 à 6 individus par US et par semaine) est observé. Ainsi, les résultats obtenus sont qualitatifs. Cependant, il semblerait que la fixation se déroule du 14/08/96 au 01/10/96. Les maxima de fixation (du 14/08/96 au 23/08/96 et des 09/09/96 et 24/09/96) peuvent correspondre à la fixation des véligères observées lors des deux pics d'abondance des véligères en Moselle (17/07/96 et 31/07/96 au 07/08/96 ; résultats non présentés) avec un décalage dans le temps d'environ 5 semaines

Aucune différence significative entre les bacs témoins et les bacs exposés n'est observée durant la période d'expérimentation. Ces interprétations doivent être prises avec précaution car le nombre des fixations de larves de Dreissènes sur les lames est très faible (inférieur à 6 larves/US/sem). Après le 31/08, plus aucune fixation de larves de Dreissènes n'est observée dans les bacs exposés.

Un nombre réduit de fixation de Dreissènes a été compté malgré des pics d'abondance de véligères élevés dans la Moselle (de 452 à 518 véligères/l). Des prélèvements d'eau de Moselle ont été effectués à la sortie du décanteur et le nombre de véligères a été comptabilisé. Une diminution de 90% du nombre de véligère a été observée. Le décanteur, ajouté pour cette expérience 1996, a joué son rôle en décantant les matières en suspension mais également les véligères qui y trouvent un lieu de fixation à l'abri des prédateurs et une nourriture abondante.

** En 1997*

La figure V.9. montre qu'un nombre réduit de larves de Dreissènes s'est fixé sur les lames durant l'expérience (de 0 à 6 individus par US et par semaine). La fixation se déroule du 25/06/97 au 24/09/97. Les fixations observées par la suite (22/10/97) sont probablement des déplacements de Dreissènes fixées dans le décanteur. Les maxima de fixation (du 02/07/97 et des 23/07/97 et 06/08/97) peuvent correspondre à la fixation des véligères observées lors des deux pics d'abondance des véligères en Moselle (04/06/97 au 11/06/97 et du 16/07/97) avec un décalage dans le temps compatible avec la maturation des larves du stade planctonique au stade fixé.

Les résultats du comptage des larves nouvellement fixées par leur byssus (longueur supérieure à 1 mm) sur les lames des bacs témoins et des bacs exposés à l'injection séquentielle de

Mexel® 432 montrent qu'aucune fixation de Dreissènes dans les bacs exposés n'est observée durant la période d'expérimentation.

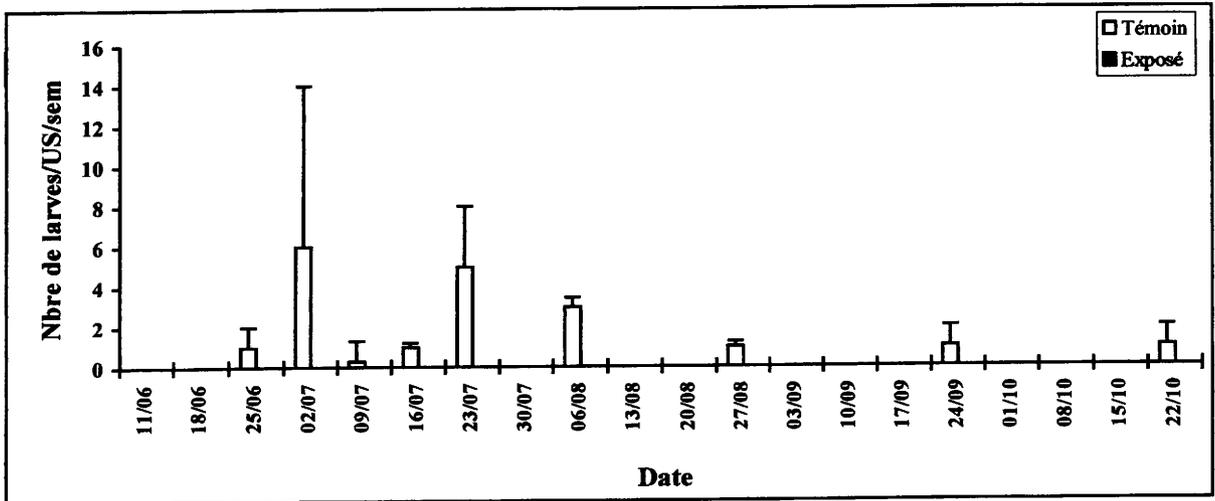


Figure V.9. : Nombre moyen de fixation des larves de Dreissènes dans les bacs témoins et les bacs exposés au Mexel® 432 en 1997. (*) différence significative par rapport au témoin par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

V.4.1.2. Fixation sur les parois des bacs expérimentaux

En fin d'expérience (05/11/96 et 22/10/97), les parois des bacs d'injection et expérimentaux sont raclées et les organismes sont récupérés. Un comptage est effectué au laboratoire. Les résultats sont représentés par la Figure V.10.

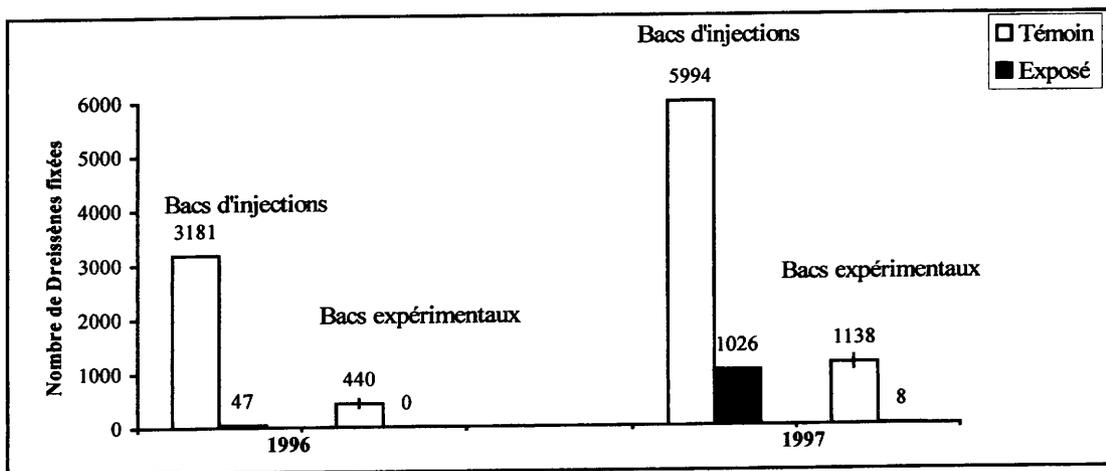


Figure V.10. : Dénombrement des Dreissènes fixées sur la paroi des bacs d'injections et des bacs expérimentaux en 1996 et 1997.

Pour 1996 et 1997, une diminution significative du nombre de Dreissènes fixées sur les parois des bacs témoins et exposés est observée dans les bacs d'injection et les bacs

expérimentaux ; Des pourcentages d'inhibition de la fixation de 98,5% et de 100% respectivement sont obtenus dans les bacs en 1996 et respectivement de 83% et de 99% en 1997.

Néanmoins, des Dreissènes se fixent dans les bacs exposés. Une comparaison de leur taille a montré que celle des animaux exposés est inférieure à celle des témoins.

Le composé appliqué séquentiellement à une concentration nominale de 4 mg/l toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois, réduit significativement la fixation des Dreissènes sur la paroi du bac d'injection et des bacs expérimentaux recevant le Mexel® 432 après 3 mois d'exposition.

V.4.2. Effet du composé sur la fixation des autres organismes (Protozoaires, Hydrozoaires, Rotifères, Annélides et Insectes Chironomidés)

Pour les trois années d'expérience une comparaison quantitative est possible entre les organismes du fouling fixés sur les lames dans les bacs témoins et les bacs exposés.

V.4.2.1. Fixation sur les lames

* En 1995

Hydrozoaires (*Hydra* et *Cordylophora*)

Un effet d'inhibition du Mexel® 432 est observé à partir de la seconde semaine d'exposition (19/07/95) et jusqu'au 16 août 1995 avec des pourcentages d'inhibition de 50 à 100% (Figure V.11.). Le 2 août et le 9 août 1995 cet effet est uniquement observé dans un seul bac exposé (E3).

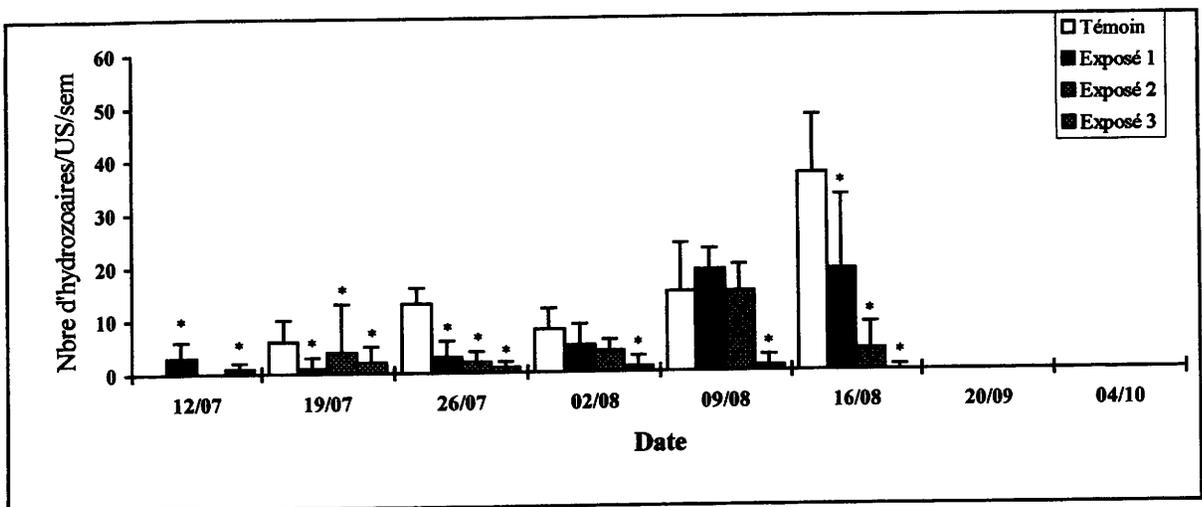


Figure V.11. : Nombre moyen de fixation des Hydrozoaires (*Hydra* et *Cordylophora*) dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Rotifères (*Floscularia*)

L'effet d'inhibition du Mexel[®] 432 sur la fixation est variable (Figure V.12.). A partir du 26 juillet 1995 une différence significative est observée entre le témoin et les bacs exposés E1 et E3 pour le 26 juillet et le témoin et le bac exposé E3 le reste du temps. Cependant, cette espèce forme des colonies ramifiées, pour le comptage l'ensemble des individus a été pris en compte. Par la suite, seul l'individu à l'origine de la colonie sera pris en compte.

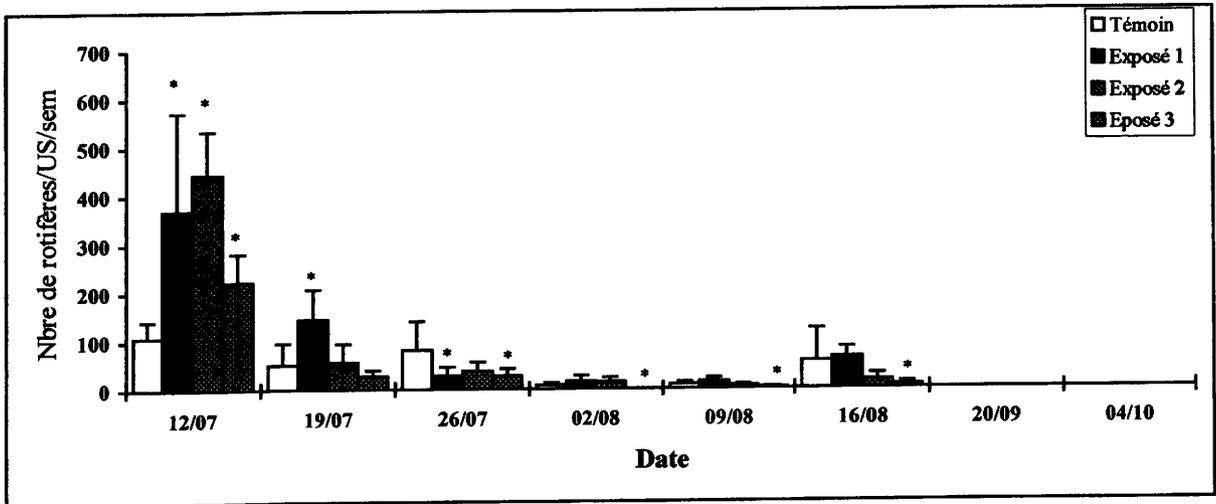


Figure V.12. : Nombre moyen de fixation de Rotifères (*Floscularia*) dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Annélides (Pontes de sangsue)

Un effet d'inhibition du Mexel[®] 432 sur la fixation est observé uniquement le 4 octobre 1995, avec des pourcentages d'inhibition de 40% (Figure V.13.). Le reste du temps les effectifs témoins et exposés sont égaux ou significativement supérieurs chez les exposés.

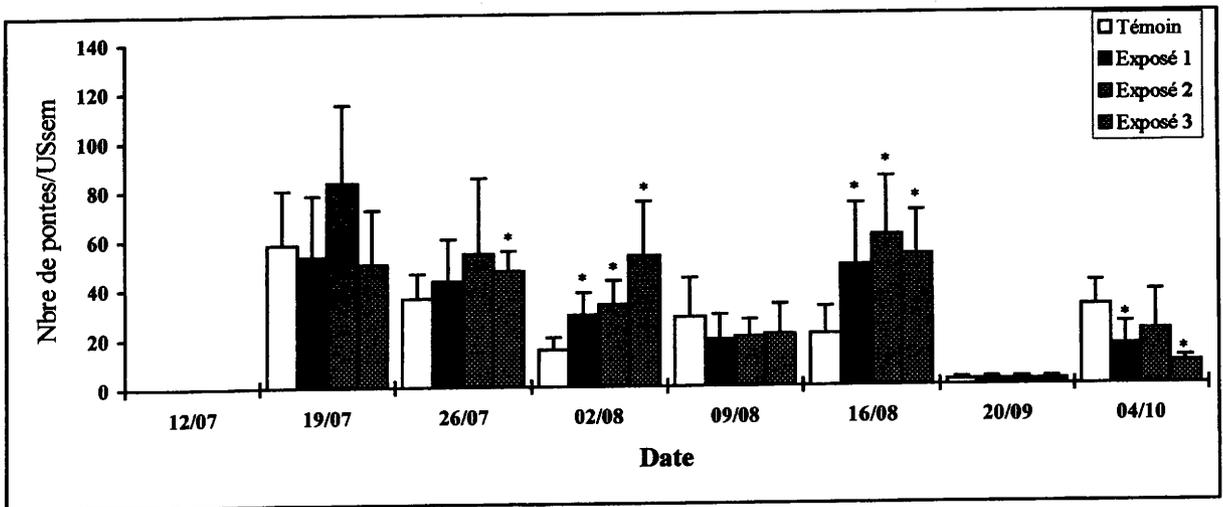


Figure V.13. : Nombre moyen de fixation des pontes de sangsue dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Insectes Chironomidés à fourreaux (*Chironomini*)

Un effet inhibiteur du Mexel[®] 432 sur leur fixation est observé après une semaine d'exposition dans le bac exposé E3 (Figure V.14.). Un effet inhibiteur est également observé le 2 août, le 9 août 1995 et le 20 septembre 1995 avec des pourcentages d'inhibition de 75%, de 53% et de 50% respectivement. Le 4 octobre 1995 un effet opposé est observé.

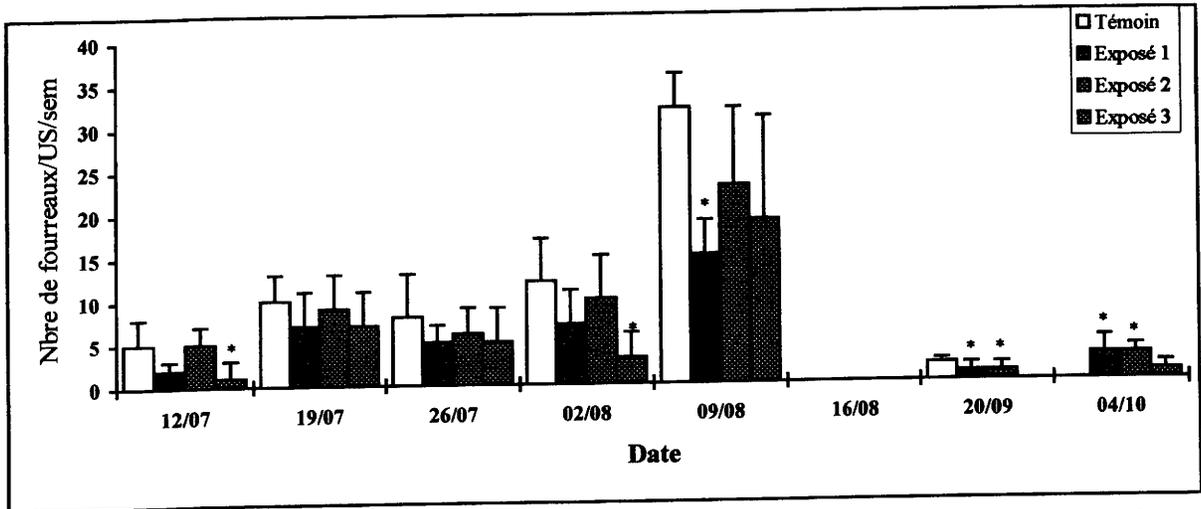


Figure V.14. : Nombre moyen de fixation des fourreaux de Chironomidés (*Chironomini*) dans le bac témoin et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

* En 1996

Protozoaire colonial (*Carchesium*)

Un effet d'inhibition du Mexel[®] 432 sur leur fixation est observé pendant toute la durée d'exposition (Figure V.15.) avec une différence significative le 9 et 24 septembre 1996. Des pourcentages d'inhibition maxima de 100% ont pu être observés. Le pourcentage d'inhibition moyen de 98,5% est élevé.

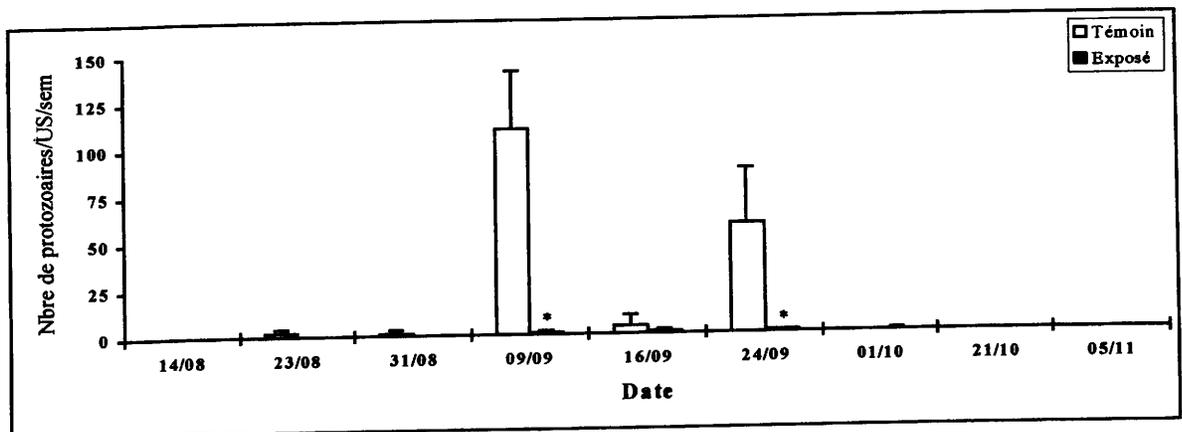


Figure V.15. : Nombre moyen de fixation des Protozoaires coloniaux (*Carchesium*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Autre Protozoaire (*Stentor*)

Un effet d'inhibition sur leur fixation est observé dès leur apparition dans les bacs témoins et cet effet devient significatif le 24/09/96 avec un pourcentage d'inhibition moyen de 99% (Figure V.16.).

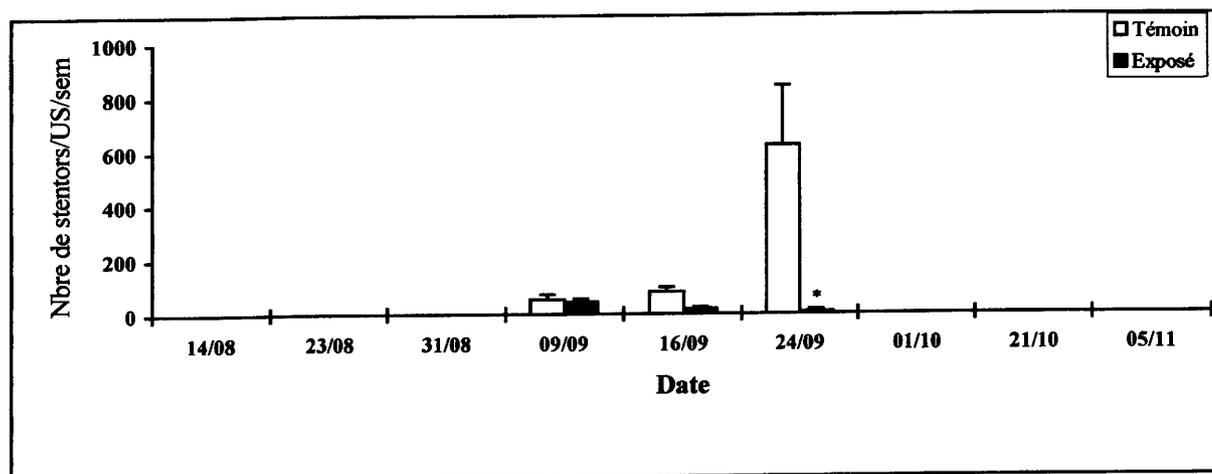


Figure V.16. : Nombre moyen de fixation d'autre Protozoaire (*Stentor*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Hydrozoaires (*Hydra*)

Un effet d'inhibition du Mexel® 432 sur leur fixation est observé immédiatement et pendant 6 semaines (du 14/08/96 au 16/09/96) avec un pourcentage d'inhibition moyen de 84% (Figure V.17.). Puis lorsque les effectifs deviennent faibles (0 à 3 individus/US/sem) aucune différence significative n'est observée.

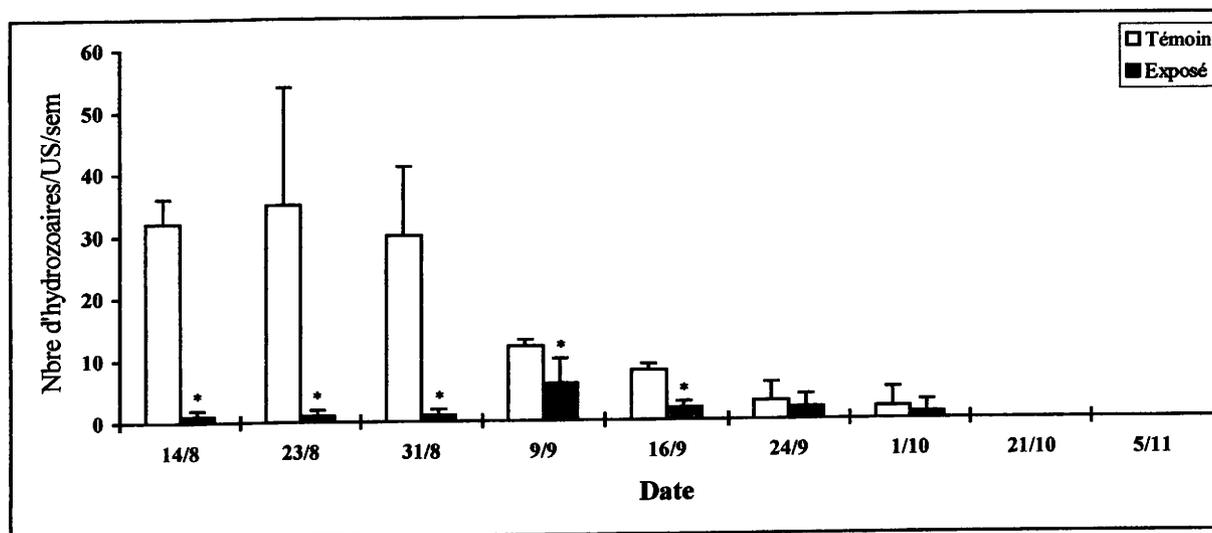


Figure V.17. : Nombre de fixation moyen des Hydrozoaires (*Hydra*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Rotifères (*Floscularia*)

Un effet d'inhibition du Mexel[®] 432 sur leur fixation est observé pendant toute la durée d'exposition (Figure V.18.). Des pourcentages d'inhibition maxima de 100% ont pu être observés. Le pourcentage d'inhibition moyen de 98% est obtenu.

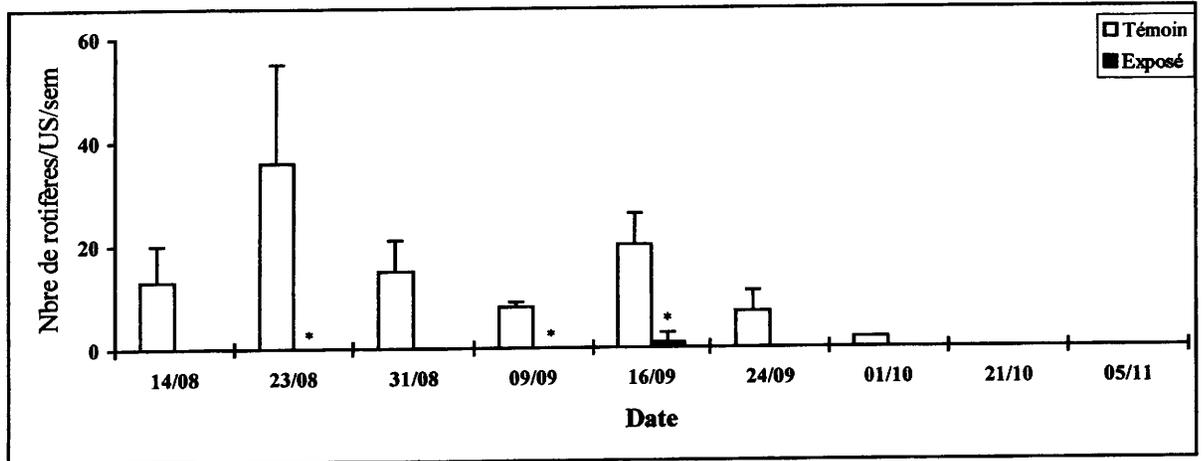


Figure V.18. : Nombre moyen de fixation de Rotifères (*Floscularia*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Annélides (Pontes de sangsue)

Un effet d'inhibition du Mexel[®] 432 sur leur fixation est observé dès l'injection et dure toute la période d'expérience (du 14/08/96 au 05/11/96) (Figure V.19.). Un pourcentage d'inhibition moyen de 44 % est observé avec un maximum de 67% et un minimum d'inhibition de 13 %.

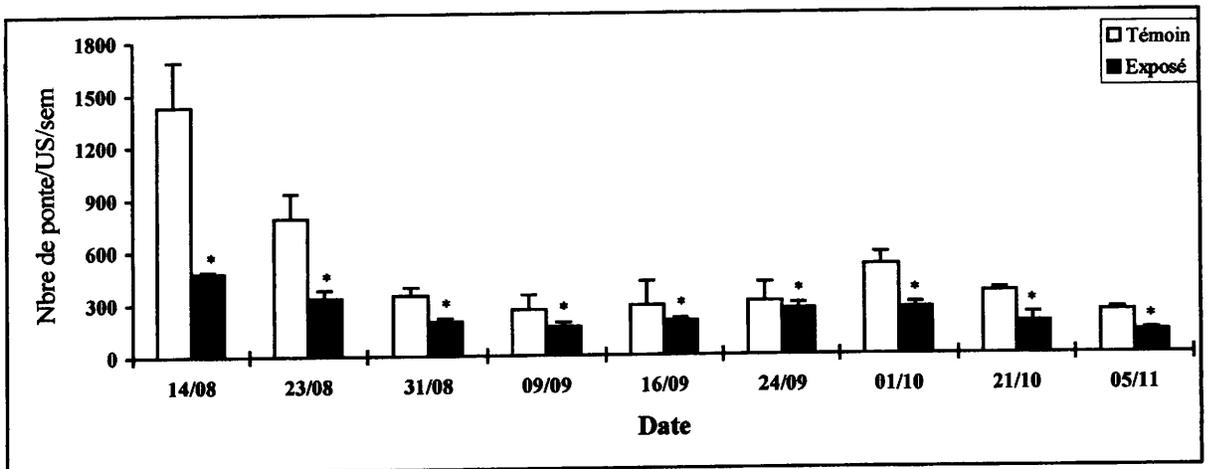


Figure V.19. : Nombre moyen de fixation des pontes de sangsue dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Insectes Chironomidés à fourreaux (*Chironomini*)

Pendant les 2 premières semaines d'exposition au Mexel® 432 (du 14/08/96 au 23/08/96) aucun effet inhibiteur est observé sur la fixation des fourreaux (Figure V.20.). Un effet inhibiteur du composé sur leur fixation est observé ensuite du 31/08/96 au 09/09/96 et du 01/10/96 au 05/11/96 avec un pourcentage d'inhibition moyen de 83%.

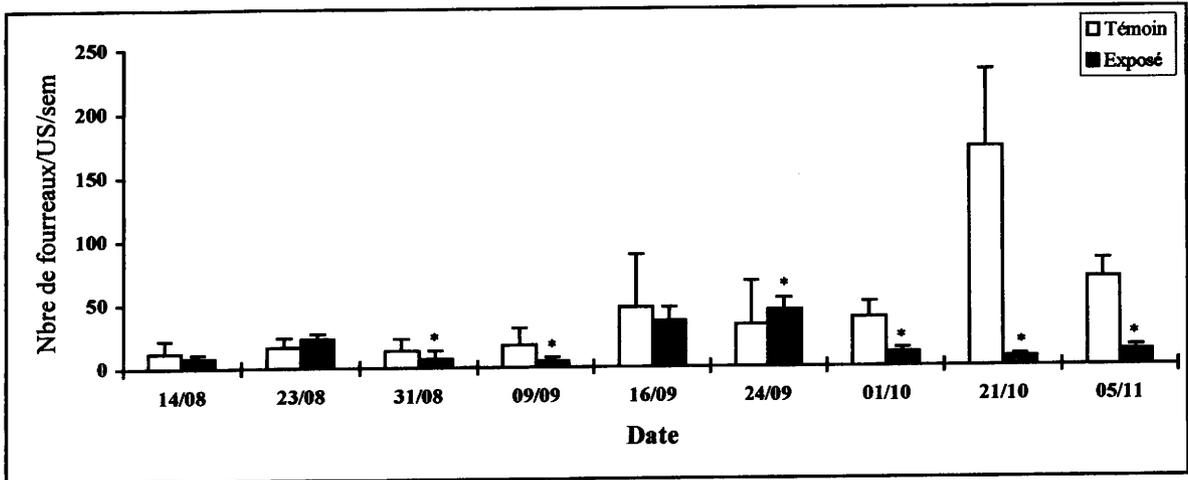


Figure V.20. : Nombre moyen de fixation des fourreaux de Chironomidés (*Chironomini*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

* En 1997

Protozoaire colonial (*Carchesium*)

Un effet d'inhibition du Mexel® 432 sur leur fixation est observé pendant toute la durée d'exposition (Figure V.21.). Des pourcentages maxima d'inhibition de 100% ont pu être observés.

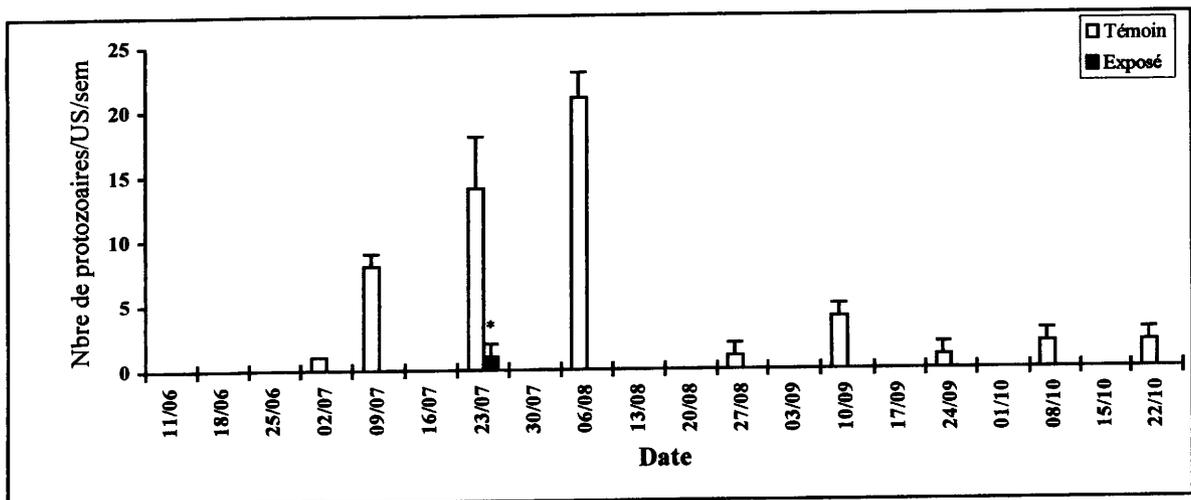


Figure V.21. : Nombre moyen de fixation de Protozoaires coloniaux (*Carchesium*) dans les bacs témoins et exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Autre Protozoaire (*Stentor*)

Un effet d'inhibition sur leur fixation est observé le 23/07/97 puis à partir du 24/09/97 et durant 4 semaines avec un pourcentage d'inhibition allant jusqu'à 100% (Figure V.22.).

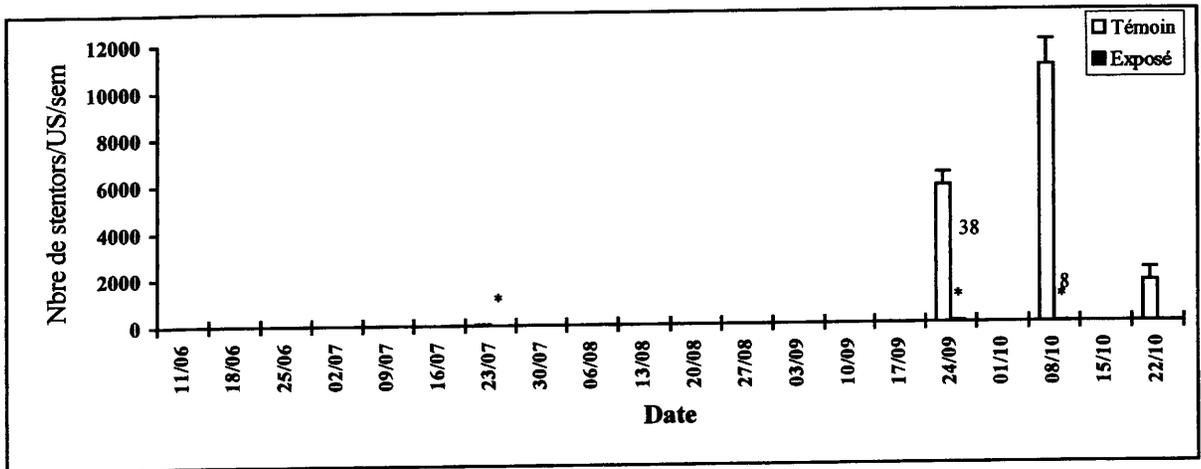


Figure V.22. : Nombre moyen de fixation d'autre Protozoaire (*Stentor*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Hydrozoaires (*Hydra*)

Aucune différence significative n'est observée entre les effectifs présents dans les bacs témoins et exposés (Figure V.23.).

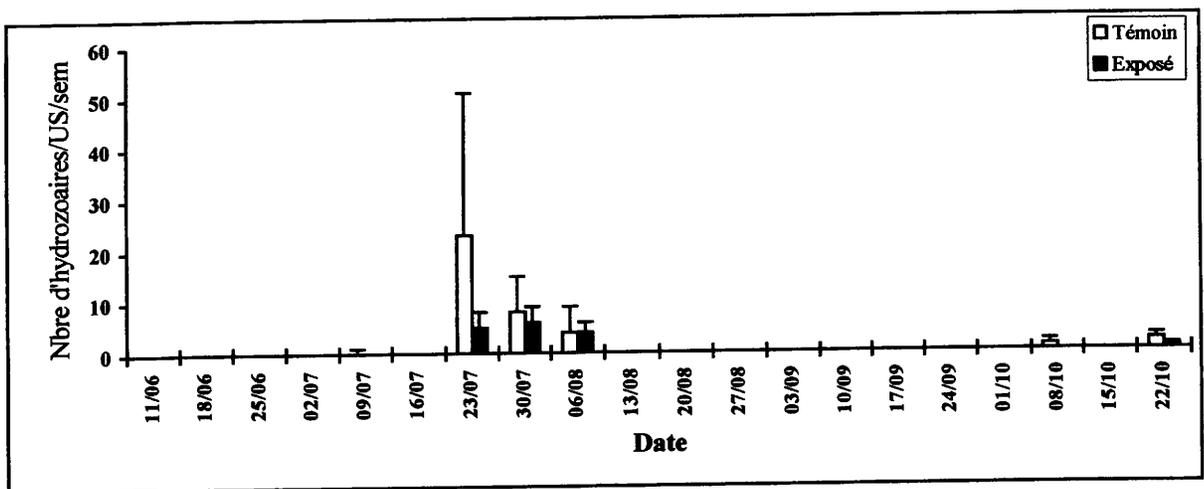


Figure V.23. : Nombre moyen de fixation des Hydrozoaires (*Hydra*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Rotifères (*Floscularia*)

Un effet d'inhibition du Mexel® 432 sur leur fixation est observé dès l'apparition des animaux dans les bacs témoins (Figure V.24.). Des pourcentages d'inhibition maxima de 100% ont pu être observés.

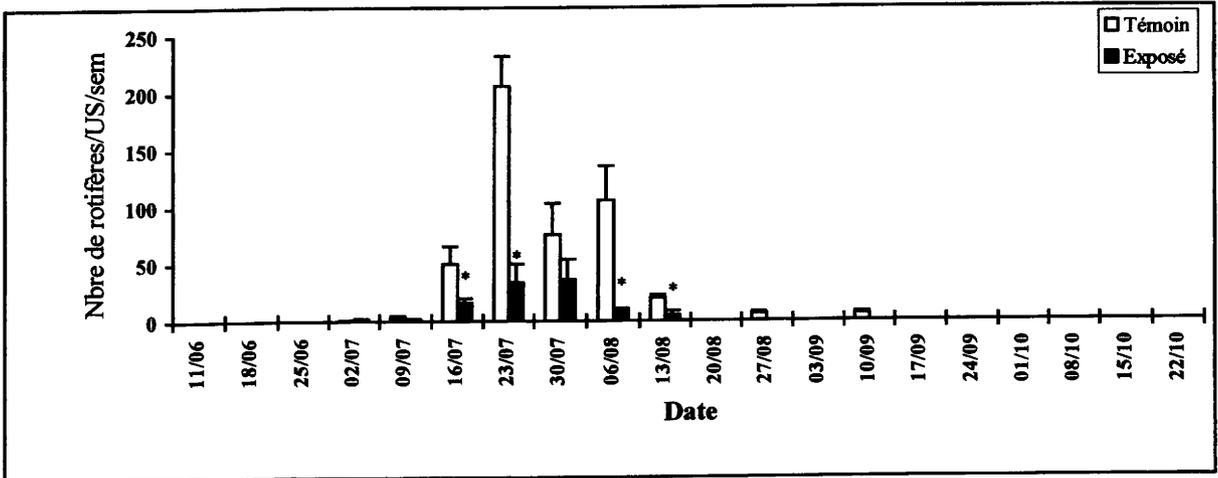


Figure V.24. : Nombre moyen de fixation de Rotifères (*Floscularia*) dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Annélides (Pontes de sangsue)

Un effet d'inhibition du Mexel® 432 sur l'abondance des pontes est observé immédiatement et dure la quasi-totalité de l'expérience (Figure V.25.). Lorsque les effectifs de pontes deviennent faibles aucune différence significative n'est observée entre les témoins et les exposés.

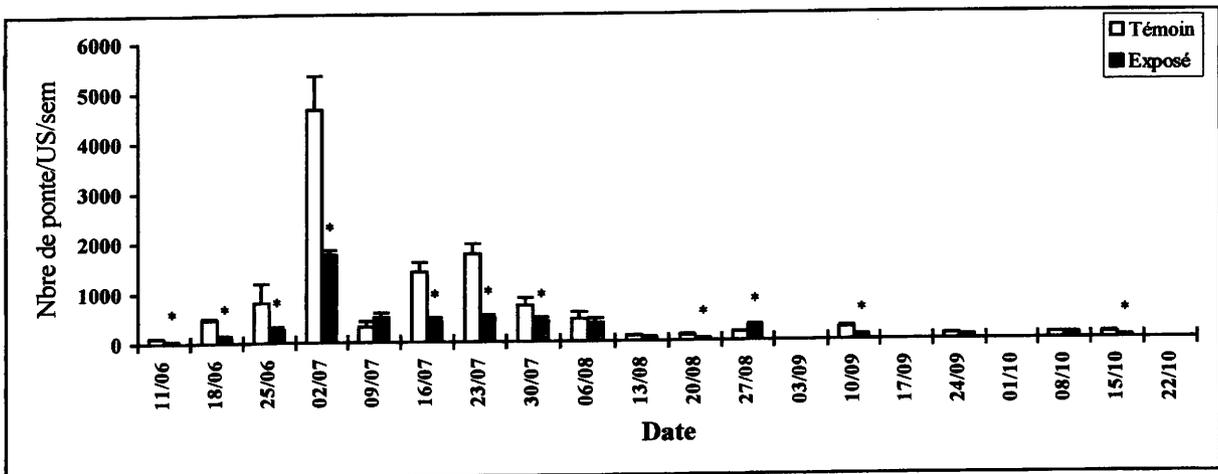


Figure V.25. : Nombre moyen de fixation des pontes de sangsue dans les bacs témoins et les bacs exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

Insectes Chironomidés à fourreaux (*Chironomini*)

Un effet inhibiteur est observé sur la fixation des fourreaux lors de deux périodes du 30/07/97 au 20/08/97 et du 10/09/97 au 01/10/97 (Figure V.26.). Hormis ces périodes aucun effet inhibiteur significatif du composé n'est observé.

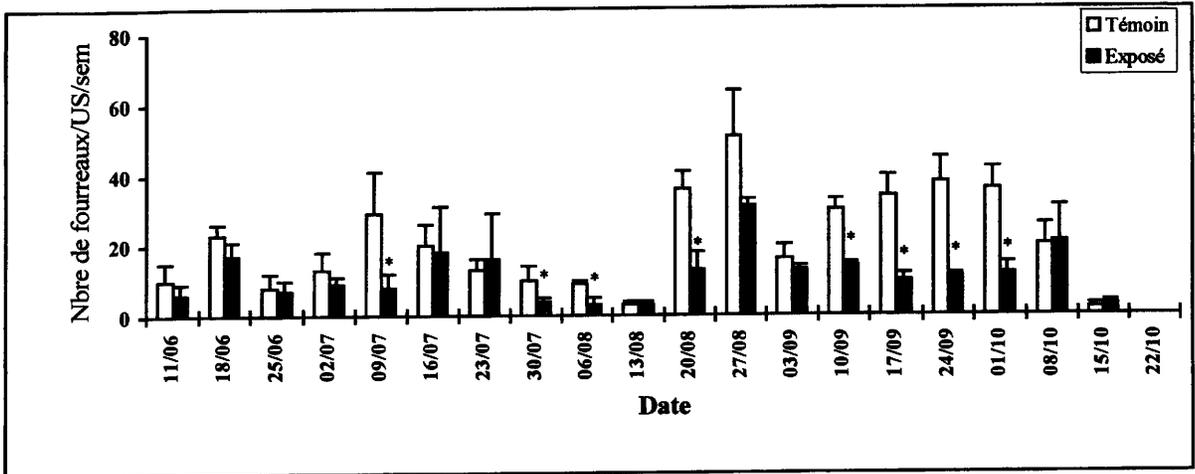


Figure V.26. : Nombre moyen de fixation des fourreaux de Chironomidés (*Chironomini*) dans les bacs témoins et exposés. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%.

V.4.2.2. Fixation sur les parois des bacs expérimentaux

En fin d'expérience (le 05/11/96 et le 22/10/97), les parois des bacs d'injection et expérimentaux sont raclées et les organismes sont récupérés. Un comptage est effectué au laboratoire.

Ainsi, en plus de la Dreissène, deux autres espèces sont présentes dans les échantillons : *Spongilla* et *Ancylus*. Ce dernier ne se fixe pas sur la paroi mais s'y déplace.

* *Spongilla lacustris* (Spongiaire fixé)

Ces Spongiaires sont présentes uniquement dans les bacs expérimentaux témoins. Un pourcentage de 100% d'inhibition de leur fixation par le Mexel® 432 est obtenu pendant les 2 années d'expérimentation (Figure V.27.).

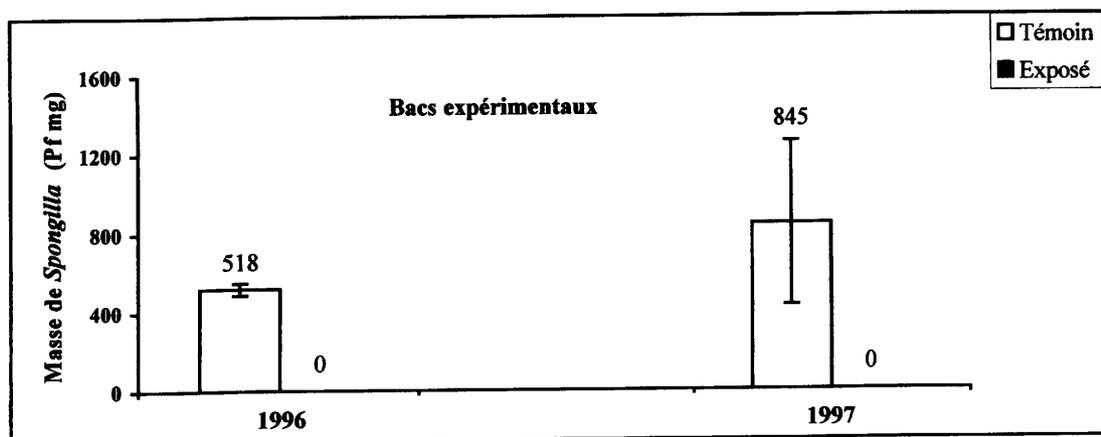


Figure V.27. : Masse moyenne de *Spongilla lacustris* fixé sur la paroi des bacs expérimentaux en 1996 et en 1997.

* *Ancylus fluviatilis* (Gastéropode pulmoné libre)

Pour les 2 années d'expérience, une diminution significative du nombre d'Ancyles se déplaçant sur les parois est observée dans les bacs d'injections (Figure V.28.). Des pourcentages d'inhibition de présence de 98% et de 66% respectivement sont obtenus dans ces bacs.

Dans les bacs expérimentaux, une diminution du nombre d'Ancyles se déplaçant sur les parois est observée pour l'année 1996. Un pourcentage d'inhibition de présence de 100% est obtenu dans ce bac. En 1997, les effectifs dans ces bacs sont si faibles qu'aucune conclusion ne peut être établie entre les témoins et les exposés.

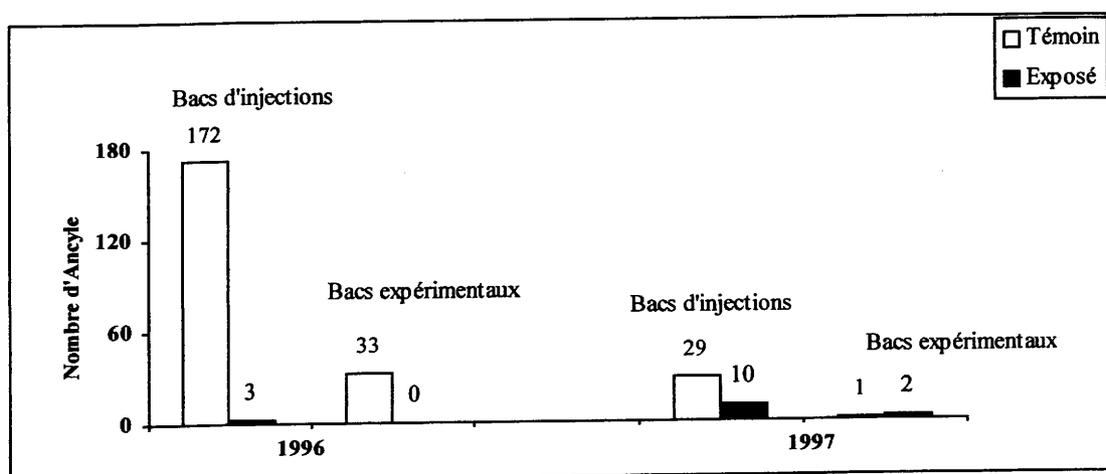


Figure V.28. : Dénombrement d'*Ancylus fluviatilis* présent sur la paroi des bacs d'injections et des bacs expérimentaux en 1996 et 1997.

Le composé appliqué séquentiellement à une concentration nominale de 4 mg/l toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois réduit significativement la fixation de *Spongilla lacustris* et *Ancylus fluviatilis*, fixées ou se déplaçant, sur la paroi des bacs d'expériences après 3 mois d'exposition.

V.4.3. Récapitulatif des résultats - Discussion

* Suivi temporel de la fixation des organismes sur les lames

Le tableau V.5. résume les résultats obtenus sur le suivi de la fixation des organismes sur les lames témoins et exposées au Mexel® 432 durant les années 1995, 1996 et 1997.

Tableau V.5. : Synthèse du suivi de la fixation des organismes sur les lames durant les trois années d'expérience (E : exposé).

Espèces		1995	1996	1997
Bivalve (<i>Dreissena</i>)	Pic de fixation	29	6 (E)	6
	Période du pic de fixation	16/08	14/08	02/07
Protozoaire colonial (<i>Carchesium</i>)	Pic de fixation		110	21
	Période du pic de fixation		09/09	06/08
Autre Protozoaire (<i>Stentor</i>)	Pic de fixation		624	10963
	Période du pic de fixation		24/09	08/10
Hydrozoaires (<i>Hydra</i> , <i>Cordylophora</i>)	Pic de fixation	37	35	23
	Période du pic de fixation	16/08	23/08	23/07
Rotifère (<i>Floscularia</i>)	Pic de fixation	445 (E)	36	206
	Période du pic de fixation	12/07	23/08	23/07
Annélide (ponte de sangsue)	Pic de fixation	23 (E)	1430	466
	Période du pic de fixation	19/07	14/08	02/07
Chironomidé à fourreaux (<i>Chironomini</i>)	Pic de fixation	32	172	51
	Période du pic de fixation	09/08	21/10	27/08

Ces résultats montrent qu'ils existent une variation importante dans le temps du nombre d'organismes fixés et de leurs dates de fixation.

Durant les trois années d'expérience, l'effectif fixé quel que soit le taxon ne reste constant. Les Bivalves (*Dreissena*), les Protozoaires coloniaux (*Carchesium*) et les Hydrozoaires (*Hydra*) voient leurs effectifs fixés diminuer, contrairement aux Protozoaires (*Stentor*) dont l'effectif augmente. Quant aux Annélides (pontes de sangsue) et aux Insectes (*Chironomini*), ils présentent

une variation en dent de scie puisque leurs fixations augmentent en 1996 puis diminuent en 1997, contrairement aux Rotifères (*Floscularia*) qui présentent une évolution inverse.

Lors des essais en 1996 et en 1997, un nombre réduit de larves de Dreissènes fixées sur les lames est observé (de 0 à 6 ind/US/sem). Les causes de ce phénomène ne semblent pas simples à mettre en évidence. Deux causes principales de l'échec de fixation des véligères peuvent être avancées. La première concerne la présence du décanteur ajouté en 1996 et en 1997 qui a joué son rôle en décantant les matières en suspension mais également les véligères.

La seconde concerne le nombre de véligères présent dans l'eau de la Moselle. Durant les trois années d'expérience, une diminution de ce nombre est observée. En 1995, une densité maximale de 951 véligères/l est recensée, elle passe à 518 véligères/l en 1996 pour atteindre finalement 734 véligère/l en 1997. Bachmann (2000) trouve une densité plus faible en 1997 (459 véligères/l) que celle trouvée dans cette étude. Il montre que la baisse s'accroît en 1998 puisqu'il comptabilise une densité maximale de 58 véligères/l. Cet auteur incrimine les facteurs hydrauliques et physico-chimiques (concentration de chlorophylle et pH). La modification de ces facteurs modifiant l'équilibre qui existait entre les espèces invasives.

L'ordre d'installation des taxons sur les lames est différent entre 1995 et les deux années suivantes (1996, 1997). En 1995, les Rotifères (*Floscularia*) ont le pic de fixation le plus précoce. Il est suivi par la fixation des Annélides (pontes de sangsue) puis par celui des Insectes (*Chironomini*), les Bivalves (*Dreissena*) et les Hydrozoaires (*Hydra* et *Cordylophora*) étant les dernières espèces à se fixer. Les années 1996 et 1997 possèdent la même succession d'installation des taxons avec un mois de décalage sauf pour les Insectes (*Chironomini*) et les Protozoaires (*Stentor*). Les Bivalves (*Dreissena*) et les Annélides (pontes de sangsue) s'installent d'abord, suivi des Hydrozoaires (*Hydra*) et des Rotifères (*Floscularia*), suivi des Protozoaires coloniaux (*Carchesium*). Finalement, les Insectes (*Chironomini*) et les Protozoaires (*Stentor*) s'installent. La différence des profils de température entre les trois années d'expérience peut expliquer cette variation d'installation des taxons sur les lames.

* *Effet du Mexel® 432 sur la fixation des organismes sur les lames*

Le Tableau V.6. résume l'efficacité d'inhibition du Mexel® 432 sur les différents taxons durant les trois années d'expérience (1995, 1996 et 1997).

Tableau V.6. : Efficacité d'inhibition du Mexel® 432 sur la fixation des organismes sur les lames durant les trois années d'expérience.

Taxons	Efficacité du traitement		
	1995	1996	1997
Protozoaire colonial (<i>Carchesium</i>)		+++	+++
Rotifère (<i>Floscularia</i>)	-	+++	+++
Hydrozoaires (<i>Hydra</i> , <i>Cordylophora</i>)	++	+++	++
Protozoaire (<i>Stentor</i>)		++	+++
Bivalve (<i>Dreissena</i>)	++	++	+++
Annélide (ponte de sangsue)	-	+++	++
Chironomidé à fourreaux (<i>Chironomini</i>)	+	++	+

(Classe d'efficacité : +++ : très élevée ; ++ : élevée ; + : moyenne ; - : nulle).

Dans nos conditions expérimentales, le Mexel® 432 injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l, inhibe la fixation du macrofouling présent sur les lames. Cette inhibition se fait à des degrés d'efficacité différents (Tableau V.6.). L'ordre suivant peut être établi selon la sensibilité des organismes au composé :

- *Carchesium*, *Floscularia* (efficacité durant toute l'expérience),
- *Hydra*, *Stentor*, *Dreissena*, ponte de sangsue (efficacité pendant une grande partie de l'expérience),
- *Chironomini* (efficacité ponctuelle).

L'efficacité moyenne du composé sur les Chironomes peut s'expliquer par la prise en compte du nombre total de fourreaux fixés sur les lames et non des fourreaux 'habités'. Deux mécanismes peuvent expliquer cette inhibition de fixation sur les organismes. Soit le composé provoque la mort des individus, soit il crée un milieu défavorable empêchant la fixation ou induisant le décrochage des organismes présents.

Malgré les faibles effectifs (6 ind/US/sem) de Dreissènes fixés sur les lames pendant deux années d'expérience (1996, 1997) sur trois, les résultats montrent que le Mexel® 432 injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l, inhibe la fixation des larves de Dreissène. Ainsi, ce composé peut être retenu comme efficace dans la lutte contre la fixation des végigères. En répertoriant des études réalisées en laboratoire ou *in situ* Van Benschoten *et al.* (1993) classent les produits oxydants selon leurs capacités à réduire le nombre de végigères. En tenant compte de ce classement et en intercalant le Mexel® 432 selon son efficacité, le classement suivant pourrait être proposé :

chlore \approx ozone > chloramines \approx Mexel[®] 432 > permanganate de potassium \approx dioxyde de chlore > peroxyde d'hydrogène.

* Effet du Mexel[®] 432 sur la fixation des organismes sur les bacs expérimentaux

Le Tableau V.7. résume l'efficacité d'inhibition du Mexel[®] 432 sur les différents taxons fixés ou libres présents sur les parois des bacs durant deux années d'expérience (1996 et 1997).

Tableau V.7. : Efficacité d'inhibition du Mexel[®] 432 sur les taxons fixés ou libres présents sur les parois des bacs durant les deux années d'expérience.

Espèces		Efficacité du traitement	
		1996	1997
<i>Dreissena</i>	Bac d'injection	+++	++
	Bacs expérimentaux	+++	+++
<i>Spongilla</i>	Bac d'injection		
	Bacs expérimentaux	+++	+++
<i>Ancylus</i>	Bac d'injection	+++	++
	Bacs expérimentaux	+++	-

(Classe d'efficacité : +++ : très élevée ; ++ : élevée ; + : moyenne ; - : nulle).

Dans nos conditions expérimentales, le Mexel[®] 432 injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l réduit significativement la fixation des espèces *Dreissena polymorpha* et *Spongilla lacustris* et la présence des *Ancylus fluviatilis* sur la paroi des bacs d'expériences après 3 mois d'exposition. Ainsi, le composé a une action à moyen terme. Cette inhibition se fait à des degrés d'efficacité différents (Tableau V.7.). *Dreissena* est aussi sensible au composé que l'espèce *Spongilla* mais plus sensible qu'*Ancylus*.

A cette concentration injectée séquentiellement, le Mexel[®] 432 n'empêche pas totalement la fixation des Dreissènes sur la paroi des bacs recevant le composé et surtout dans le bac d'injection. Néanmoins, ces organismes sont de taille inférieure aux animaux fixés dans les bacs témoins.

Cette partie de l'étude permet de confirmer l'effet d'inhibition du composé sur les larves de Dreissènes puisque les individus de quelques millimètres comptabilisés sur les parois des bacs d'expérience sont issus des larves présentes dans la Moselle en début de saison de ponte. Trouvant un support favorable elles s'y sont fixées et y ont grandi. Ainsi, l'effet du composé sur le

nombre d'individus fixés sur les parois est la conséquence d'un effet sur la fixation des larves ou d'un effet sur leur décrochage.

Malgré la baisse du nombre de larves présentes dans l'eau de la Moselle, et contrairement aux fixations sur les lames, les effectifs des Dreissènes fixés sur les parois des bacs d'expérience sont supérieurs en 1997 qu'en 1996. Nos différentes observations montreraient que le nombre de végétaux diminue dans la Moselle. Cette diminution pourrait être due à une baisse de l'efficacité de reproduction, une mortalité des larves plus élevée due à une modification des paramètres physico-chimiques ou à une diminution des Dreissènes reproductrices. Cependant, les Dreissènes qui arrivent à se fixer seraient devenues plus résistantes aux différents facteurs de stress environnementaux de la Moselle. Bachmann (2000) émet la même hypothèse et ajoute que ce constat est le reflet d'une sélection naturelle des individus envers l'écosystème de la Moselle et de ses contraintes.

V.5. Masse du fouling fixée sur les lames

Le fouling est constitué de micro-organismes, des organismes identifiés et de matières organiques et minérales. Visuellement, le recouvrement moyen du fouling fixé sur les lames témoins est toujours supérieur à celui fixé sur les lames exposées au Mexel[®] 432 (Photo V.1.) pendant les deux années d'expérience (1996 et 1997).

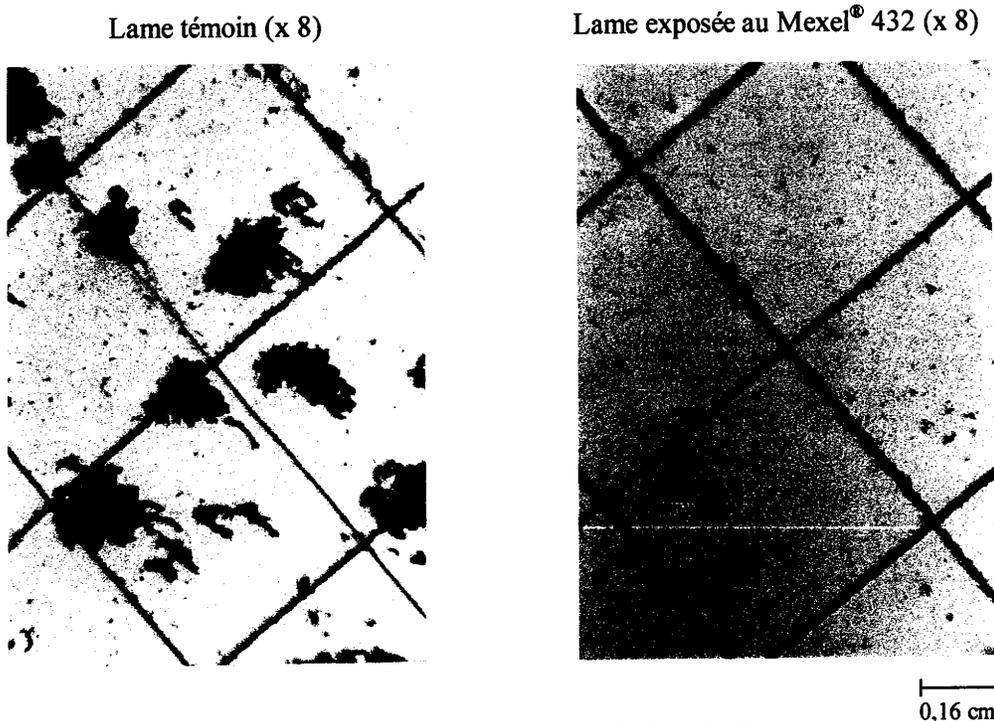


Photo V.1. : Recouvrement du fouling fixé sur les lames.

* En 1996

Les résultats de la mesure de la masse du fouling fixé sur les 5 lames sont représentés par la figure V.29. La masse moyenne raclée sur les lames témoins est supérieure à celle raclée sur les lames exposées au composé excepté le 24/09/96 et le 21/10/96. Le témoin et l'exposé ont la même évolution dans le temps : lorsqu'une augmentation de la masse est observée chez le témoin, elle est également observée chez l'exposé (le 23/08/96). Le 24/09/96, une augmentation est cependant observée chez l'exposé mais pas chez le témoin. Au seuil de 5%, aucune différence significative n'est observée ; Au seuil de 10%, une différence significative est observée à partir du 31/8/96 jusqu'au 01/10/96 à l'exception du 24/09/96.

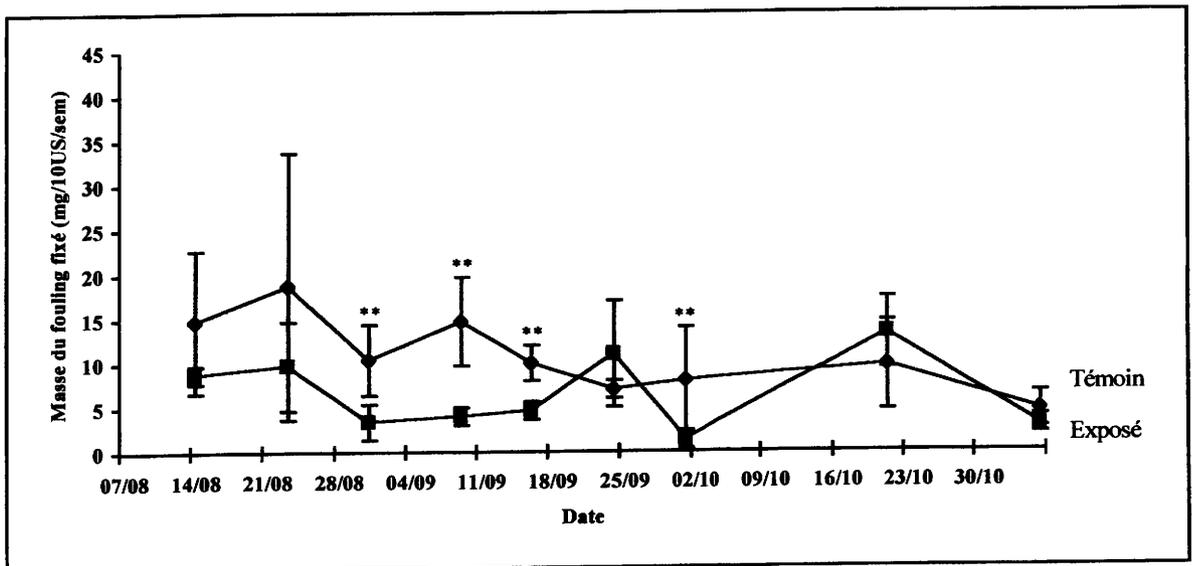


Figure V.29. : Masse moyenne du fouling fixé sur les lames dans les bacs témoins et exposés (10 US = 171,6 cm²) en 1996. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. (**) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 10%.

* En 1997

Les résultats de la mesure de la masse du fouling fixé sur les 5 lames sont représentés par la figure V.30. La masse moyenne raclée sur les lames témoins est supérieure à celle raclée sur les lames exposées au composé excepté du 25/06/97 au 02/07/97 (valeur très proche) et le 06/08/97. Le témoin et l'exposé ont la même évolution dans le temps : lorsqu'une augmentation de la masse est observée chez le témoin, elle est également observée chez l'exposé. A la fin de l'expérience une augmentation est cependant observée chez le témoin mais pas chez l'exposé. Au seuil de 5%, aucune différence significative n'est observée ; Au seuil de 10%, une différence

significative est observée en fin d'expérience, à partir du 03/09/97 jusqu'au 15/10/97 à l'exception du 10/09/97 et du 8/10/97.

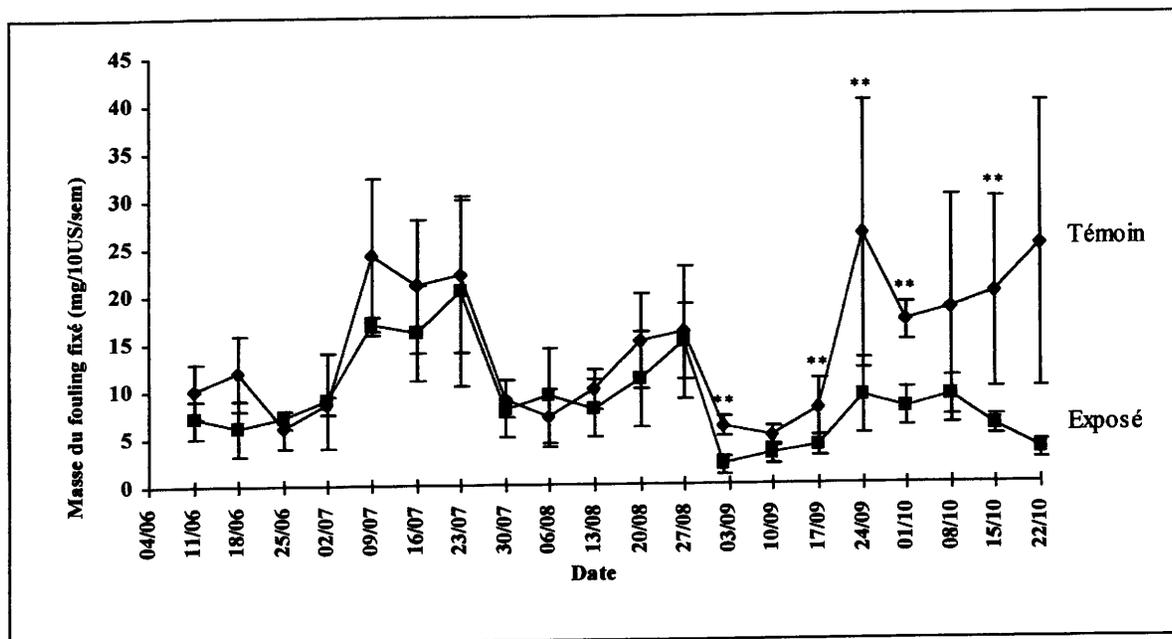


Figure V.30. : Masse moyenne du fouling fixé sur les lames dans les bacs témoins et exposés (10 US = 171,6 cm²) en 1997. (*) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 5%. (**) différence significative par le test de Mann Whitney au seuil de 10%.

* Conclusion

Le Mexel[®] 432 injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l réduit la fixation du fouling sur les lames. Cette réduction n'est pas totale mais le fouling fixé sur les lames exposées au composé est plus facile à décoller lors du raclage. Ainsi, contrairement aux composés qui entraînent la mortalité des animaux se seraient les propriétés filmantes du Mexel[®] 432 qui empêcherait la fixation du macrofouling en empêchant la fixation des matières organiques et minérales. Il en résulte une réduction de la masse totale observée sur les lames.

V.6. Effet du Mexel[®] 432 sur la croissance et la mortalité de Dreissènes adultes

V.6.1. Croissance

* En 1996

Aucune croissance n'est observée chez les Dreissènes exposées alors que les Dreissènes témoins grandissent de 1,6 mm en moyenne après trois mois d'expérience (Tableau V.8.).

Tableau V.8. : Croissance des Dreissènes adultes témoins et exposées au Mexel[®] 432 après 3 mois d'exposition.

	ΔL (mm)	
	Dreissènes témoins	Dreissènes exposées
Moyenne	1,6	0,0
Ecart type	1,2	0,0
Mini	0,1	0,0
Maxi	4,0	0,0

* En 1997

Les résultats de la mesure de la croissance cumulée de la population des Dreissènes adultes sont représentés par la figure V.31.

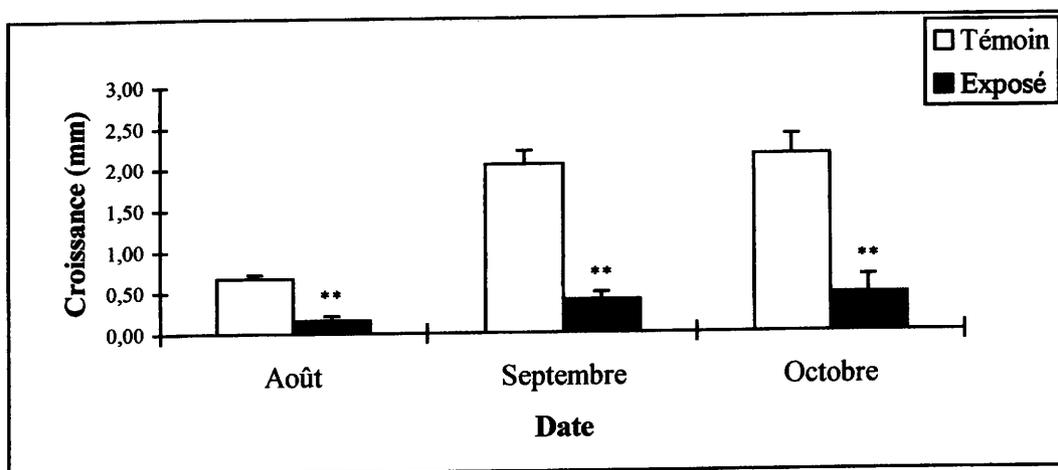


Figure V.31. : Croissance cumulée des Dreissènes témoins et exposées au Mexel[®] 432 *in situ*.

(**) différence significative entre chaque bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%).

Une croissance est obtenue pour les témoins au cours de l'expérimentation, elle semble ralentir à partir du mois de septembre. En présence de Mexel[®] 432, la croissance des Dreissènes est ralentie.

La population étant formée de classes de taille différentes, la croissance cumulée en fonction de ses classes a été étudiée (Figure V.32.).

Pour toutes les classes de taille, une croissance est obtenue pour les témoins au cours de l'expérimentation, elle ralentit à partir du mois de septembre. Chez les témoins, les vitesses de croissance les plus fortes sont observées pour les classes de taille les plus petites (9-11 et 12 mm). En présence de Mexel[®] 432, une croissance inférieure à 2 mm est observée pour toutes les classes de taille.

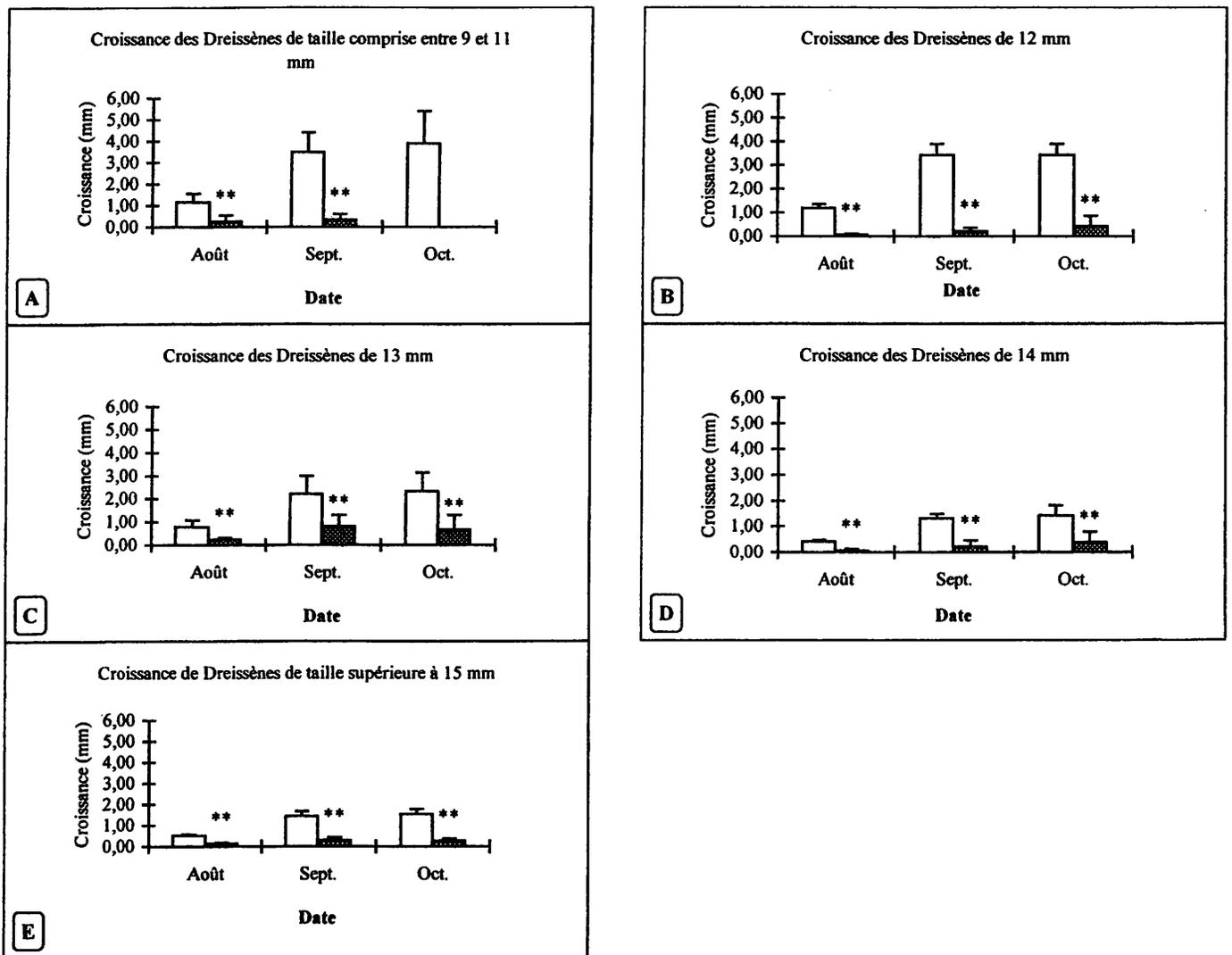


Figure V.32. : Croissance cumulée des Dreissènes de différentes classes de taille témoins et exposées au Mexel[®] 432. (**) différence significative entre bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%).

□ : T : Témoin.

■ : E : Exposé.

V.6.2. Mortalité

* En 1996

Une forte mortalité est observée respectivement de 60% chez les Dreissènes adultes témoins et de 94% chez les Dreissènes adultes exposées (Tableau V.9.).

Tableau V.9. : Mortalité des Dreissènes témoins et exposés au Mexel® 432 après trois mois d'exposition (moyenne \pm écart-type).

	Bacs expérimentaux	
	Dreissènes témoins	Dreissènes exposées
Mortalité	11 \pm 1	17 \pm 2
Pourcentage de mortalité	60 \pm 6	94 \pm 10

* En 1997

Les résultats de la mesure de la mortalité cumulée de la population des Dreissènes sont représentés dans la figure V.33.

Le pourcentage de mortalité des témoins augmente au cours du temps d'exposition. En effet, le pourcentage moyen de mortalité passe de 28% en août à 43% au mois d'octobre en fin d'expérience. Cette tendance est également observée pour les Dreissènes exposées. Elle est plus accentuée pour les organismes exposés, il en résulte un pourcentage moyen de mortalité plus élevé (83%) pour les Dreissènes exposées au mois d'octobre.

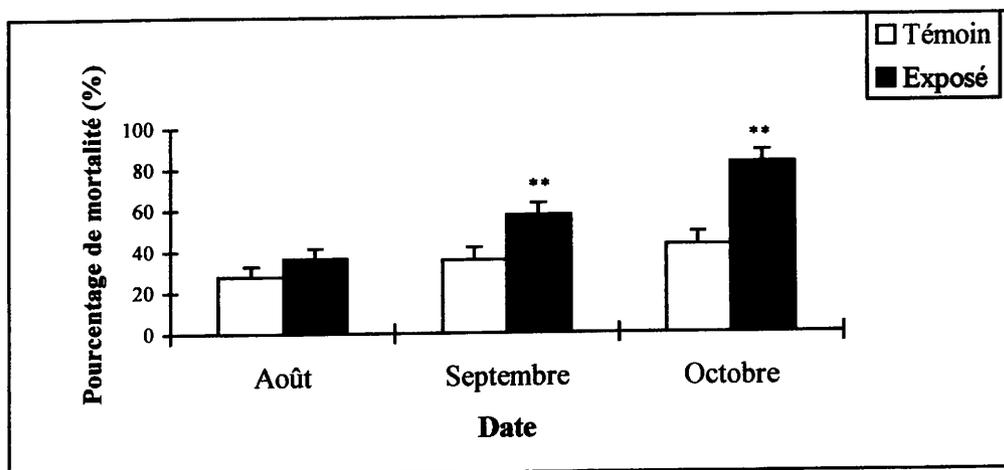


Figure V.33. : Mortalité cumulée des Dreissènes témoins et exposées au Mexel® 432 *in situ*. (**) différence significative entre chaque bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%).

La population étant formée de classes de taille différentes, la mortalité cumulée en fonction de ces classes a été étudiée (Figure V.34.).

Le pourcentage de mortalité des témoins est élevé dès le premier mois d'exposition (août). Puis, il reste constant ou augmente légèrement mis à part pour la classe de taille 9-11 mm pour laquelle une augmentation importante du taux de mortalité est observée. En effet, le pourcentage des témoins T2 et T3 passe de 20% en août à 60% au mois d'octobre en fin d'expérience. A partir du mois de septembre, une mortalité plus élevée est observée chez les Dreissènes exposées. Cette différence s'accroît pour le mois d'octobre.

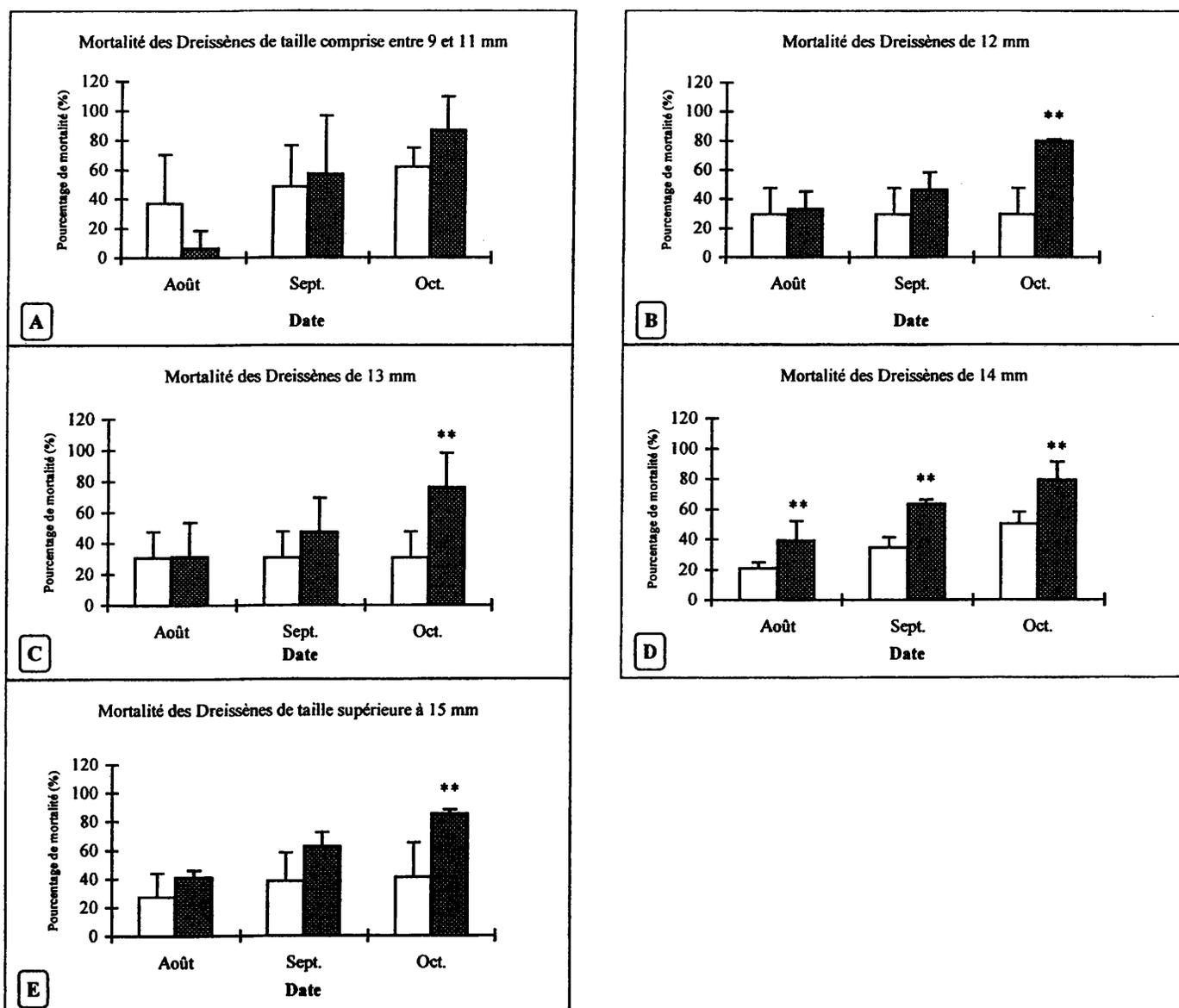


Figure V.34. : Mortalité cumulée des Dreissènes de différentes classes de taille témoins et exposées au Mexel® 432. (**) différence significative entre bac témoin et bac exposé (Mann Whitney au seuil de 10%).

□ : T : Témoin.

■ : E : Exposé.

V.6.3. Discussion

La présence de quantités importantes de matières en suspension sur les supports expérimentaux peut expliquer le taux de mortalité relativement élevé chez les témoins et les faibles croissances observées lors de cette étude. Des vitesses de croissance bien supérieures, de l'ordre de 1,2 mm et de 1,01 mm par semaine en moyenne, ont été observées dans la Moselle (Cattenom) respectivement par Moreteau et Khalanski (1995) et par Bachmann (2000).

Le Mexel[®] 432 injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l réduit fortement la croissance des Dreissènes adultes et augmente leur mortalité. Les essais réalisés au laboratoire sur les activités filtrante et valvaire (paragraphe IV.1.) montrent que la Dreissène exposée au composé à une concentration nominale de 0,5 mg/l réduit son contact avec le milieu extérieur en diminuant sa filtration. Cette protection engendre une restriction de l'apport alimentaire. Aussi, l'énergie fournie par la consommation des aliments est diminuée. L'organisme utilise l'énergie pour se maintenir en vie mais la quantité disponible n'est plus suffisante pour assurer la croissance des individus. L'apport d'énergie trop faible associé à des lésions histo-pathologiques entraîne la mort des animaux.

Cette toxicité sublétales est similaire à celle généralement décrite chez les bivalves face à une chloration à faible dose (Claudi et Mackie, 1994 ; Jenner *et al.*, 1998).

V.7. Conclusions

D'après ces résultats, le Mexel[®] 432 injecté séquentiellement, pendant la période d'expérimentation, toutes les 8 heures pendant 30 minutes et en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l produit les effets suivants :

- réduction de l'abondance du macrofouling fixé sur les lames chaque semaine, en nombre d'individus et en biomasse,
- réduction de l'abondance du macrofouling fixé sur les parois après la période expérimentale de 3 mois,
- arrêt de croissance et augmentation de la mortalité dans les lots de Dreissènes adultes.

Ces effets sur les organismes fixés sont obtenus au moyen d'une concentration de Mexel[®] 432 inférieure à la limite de la concentration résiduelle acceptable pour protéger les organismes d'eau douce.

CHAPITRE VI :

Conclusion générale

Tout au long de ce travail, nous avons essayé de concilier les aspects négatifs et positifs de *Dreissena polymorpha*. D'une part, la Dreissène est une espèce invasive qu'il faut éliminer des circuits d'eau industriels et d'autre part, cet organisme est le maillon biologique d'un système de détection biologique précoce de la contamination du milieu aquatique. Ce système désigné filtrovalvomètre est associé à un traitement informatique.

Le Mexel[®] 432, composé organique à propriétés antisalissure biologique, antitartre et anticorrosion a été proposé comme une alternative à l'emploi du chlore pour le contrôle de la moule d'eau douce dans les circuits industriels. Cependant, il convenait d'évaluer son écotoxicité potentielle sur l'ensemble des organismes aquatiques.

La toxicité létale à court terme a été établie sur *Dreissena polymorpha*, l'espèce 'cible' en condition de laboratoire. La toxicité du composé a également été examinée sur *Corbicula fluminalis* autre espèce posant des problèmes de salissures et sur des espèces représentatives de l'écosystème aquatique tel que *Anodonta cygnea*, *Chironomini sp.*, *Gammarus pulex* et *Daphnia magna*.

L'étude de la toxicité létale à court terme a permis d'une part de mettre en évidence que les Dreissènes récoltées à l'automne, lors du repos sexuel, sont aussi sensibles au Mexel[®] 432 que celles récoltées durant l'été (gamétogenèse active). Des CL50, 96h de 2,12 mg/l et de 2,66 mg/l respectivement ont été obtenues. D'autre part, les données acquises lors de l'étude de la sensibilité des différentes espèces au composé ont permis de proposer le classement suivant dans l'ordre décroissant de sensibilité :

Daphnie > Gammare > Dreissène > Anodonte > Corbicule > Chironome* (* sans relation dose/effet).

Finalement, les essais ont montré que la NOEC déterminée sur la Daphnie, l'espèce la plus sensible testée dans notre étude, dépend de la durée d'exposition. Cette concentration diminue entre 1 et 4 jours (1,51-1,12 mg/l à 24 h et 0,3 mg/l à 96 h) puis semble se stabiliser ensuite à 0,2 mg/l à 7 jours. Ces éléments laissent supposer que cette espèce peut supporter pendant quelques heures des concentrations résiduelles supérieures à 1 mg/l et que le seuil de toxicité à long terme est voisin de 0,20 mg/l.

Cependant, lors de cette étude nous nous sommes intéressés uniquement au compartiment animal sans tenir compte de l'effet du composé sur le compartiment végétal. Un effet du composé sur ce compartiment pourrait provoquer la rupture de la chaîne alimentaire et entraîner des modifications des équilibres biologiques.

Les tests de toxicité aiguë et chronique (Daphnie 7 jours), qui nous ont permis d'établir la toxicité du Mexel[®] 432 vis-à-vis de l'écosystème aquatique ont été effectués en laboratoire avec une eau de conduite déchlorée et ne sont donc qu'un reflet imparfait des phénomènes d'interactions (synergiques et/ou antagonistes) susceptibles d'apparaître dans l'environnement.

La toxicité sublétales du Mexel[®] 432 mais également d'autres composés présentant des propriétés antisalissures tels que le cuivre, le chlore et le tributyl étain a été étudiée. L'action potentielle de ces composés a été étudiée sur les activités filtrante et valvaire de la Dreissène au moyen du filtrovalvomètre en condition de laboratoire. Bien que notre sujet de recherche ait pour principal objectif l'étude écotoxicologique du Mexel[®] 432 en milieu d'eau douce, un essai en milieu marin sur *Mytilus edulis* a pu être réalisé. Une application directe du filtrovalvomètre *in situ* a permis de suivre l'action du Mexel[®] 432 et du chlore sur les activités filtrante et valvaire de cette espèce en condition d'utilisation de ces composés antisalissures sur site industriel (centrale thermique). Ceci afin de fixer les conditions de l'injection (continue ou discontinue) et la quantité strictement suffisante à l'élimination de cette espèce.

Ces essais ont permis de montrer que les substances antisalissures testées exercent une toxicité physiologique et comportementale importante à des niveaux de concentrations inférieurs aux seuils de toxicité létale. Tandis que les animaux témoins présentent un flux exhalant continu interrompu par des fermetures très brèves du siphon et des valves ouvertes la plupart du temps, les animaux exposés détectent le composé. La première manifestation de l'action de ces substances est l'apparition de périodes de filtration discontinue provoquées par des contractions intermittentes du siphon exhalant. Cette activité de stress augmente avec les concentrations en composé, il en résulte une diminution progressive du contact avec le milieu et une augmentation de la durée séparant deux contractions, ceci jusqu'à l'arrêt

complet de la filtration. Soit avec un décalage dans le temps (cas du Mexel[®] 432 et du chlore), soit à une concentration supérieure (cas du cuivre et du tributylétain), l'action de ces substances sur l'activité valvaire se manifeste tout d'abord par une augmentation de l'activité valvaire. Puis avec des concentrations croissantes, le comportement valvaire, montrant des durées de fermetures plus importantes, est bénéfique en soustrayant l'animal du milieu. Le classement suivant des substances antisalissures, selon une toxicité croissante sur les activités filtrante et valvaire peut être proposé :

Mexel[®] 432 < tributylétain < chlore < cuivre.

Une réponse spécifique vis-à-vis des composés antisalissures n'a pas été établie. Néanmoins, deux types de réponses ont été distingués essentiellement pour l'activité de filtration. D'une part, à des concentrations faibles de cuivre et de chlore, une réponse rapide est observée (délai d'apparition court, de 0 à 2 mn). D'autre part, pour le tributylétain et le Mexel[®] 432, une réponse plus lente est observée (délai d'apparition long, 4 à 52 mn) à des concentrations plus élevées. Cette différence de comportement doit être prise en compte lors du choix de la stratégie de lutte contre la Dreissène dans les circuits industriels. La moule d'eau douce est capable de se soustraire au traitement chimique en diminuant son contact avec le biocide en arrêtant de filtrer et en fermant ses valves. Ceci est l'obstacle majeur du contrôle du fouling résultant de l'invasion par les moules d'eau douce par les traitements chimiques ; de ce fait, des traitements continus seraient mal appropriés. Il semblerait que des injections séquentielles soient plus adaptées. Pour le chlore, des injections de très courte durée (5 à 15 minutes) appliquées séquentiellement (toutes les heures) à des concentrations de 0,1-0,2 mg/l semblent plus efficaces. Alors que pour le Mexel[®] 432, des injections de courte durée (30 minutes) appliquées toutes les 2 à 4 heures à des concentrations proches de 1 mg/l seraient plus efficaces qu'un traitement continu.

L'activité filtrante apparaît plus sensible que l'activité valvaire puisqu'elle présente soit des seuils de toxicité inférieurs à ceux observés pour l'activité valvaire soit des délais d'apparition de l'activité de stress plus courts. Cette différence de sensibilité montrerait que l'activité filtrante est pour une part indépendante des mouvements valvaires. S'il ne peut y avoir une filtration sans ouverture valvaire, celle-ci n'est pas forcément liée à l'activité valvaire puisque le siphon exhalant possède sa propre activité et peut être fermé alors que les valves sont ouvertes.

Il serait alors intéressant de développer des biodétecteurs utilisant uniquement l'activité de filtration mais, le problème posé par le courant d'eau lors d'étude en flux continu rend cette application délicate.

La sensibilité de la Dreissène vis-à-vis de ces composés a été déterminée au moyen du filtrovalvomètre. Les seuils et les délais d'apparition de l'activité de stress des activités filtrante et valvaire des Dreissènes exposées aux composés ont été établies pour comparer les performances du système par rapport aux systèmes existants. Ces valeurs demeurent indicatives car des conditions opératoires différentes (température de l'eau, milieu d'exposition, acclimatation, ...) peuvent modifier ces valeurs. De plus, la transposition des valeurs obtenues en laboratoire en testant une substance donnée dans les conditions complexes rencontrées *in situ* est discutable car des interactions antagonistes et/ou synergiques peuvent se développer.

L'analyse des données obtenues lors des essais a permis de caractériser les paramètres d'un comportement 'normal' de la Dreissène en définissant pour chaque paramètre descriptif une valeur repère et un intervalle autour de cette valeur (cf. chapitre IV). Ce dernier a été établi afin d'éviter d'une part les organismes présentant un problème physiologique et qui seront très sensibles à tout changement du milieu et déclencheront facilement des alertes. D'autre part, cela évitera les organismes résistants qui seront peu sensibles aux changements.

Un meilleur choix des organismes témoins avant exposition pourrait diminuer la variabilité des réponses observées par les animaux exposés aux composés lors des essais. Cependant, une telle variabilité des réponses n'est pas particulière à notre étude. Sparks *et al.* (1972) et Thomas (1996), étudiant respectivement le comportement ventilatoire de *Lepomis macrochirus* et le comportement électrique d'*Apteronotus albifrons*, distinguent des groupes d'individus plus ou moins sensibles à la dégradation du milieu. De plus, la forme d'exploitation des résultats des divers biodétecteurs sous-entend une variabilité interspécifique, puisque aucun biodétecteur n'exige une réponse positive de l'ensemble des animaux testés pour déclencher l'alerte. Le Musselmonitor® indique une situation d'alerte lorsque 50 à 75% des moules répondent positivement (Slooff *et al.*, 1983 ; Kramer *et al.*, 1989). De la même façon, le Biosensor® nécessite une modification du comportement respiratoire de 50 à 60% des poissons pour déclencher une alerte (Gruber et Cairns, 1981 ; Gruber *et al.*, 1994). Soulignant, que le problème de la variabilité des réponses qui apparaît lorsque les concentrations seuils sont étudiées disparaît lorsque les concentrations testées sont élevées. Comme le filtrovalvomètre est destiné à la détection de contamination aquatique aiguë cette variabilité des réponses ne devrait pas intervenir dans la fiabilité du système. Néanmoins, il semblerait raisonnable de développer le filtrovalvomètre en proposant l'étude simultanée de la réponse de 5 à 7 Dreissènes.

Le traitement informatique exploitant les résultats des enregistrements des activités filtrante et valvaire s'est montré performant mais il serait intéressant d'intégrer ultérieurement au système d'exploitation des données une analyse supplémentaire qui permettrait de distinguer rapidement une situation normale (milieu non dégradé) et anormale (présence de pollution) et de déclencher une alerte. Il existe deux types de système d'alerte, soit le système dynamique qui compare les séquences d'un même enregistrement entre l'instant t-1 et l'instant t mais ces systèmes donnent une réponse lente (Sluys *et al.*, 1996). Soit le système statique qui nécessite des valeurs de référence qui peuvent être ajustées aux conditions du milieu, ces systèmes donnent une réponse plus rapide mais ils demandent une bonne connaissance des différents paramètres et des réactions des organismes (Jenner *et al.*, 1989 ; Kramer *et al.*, 1989).

Les essais réalisés *in situ* avec *Mytilus edulis* indiqueraient que des injections répétées (toutes les 1 h 15 ou 2 h) et de courte durée (15 minutes) à des concentrations de 0,25 mg/l et 1 mg/l de chlore seraient efficaces dans le contrôle de la moule marine. Pour le Mexel® 432, plusieurs types de traitements sembleraient efficaces :

- 6 injections de 45 mn et 1 injection de 30 mn espacées d'1 heure à une concentration de 0,944 mg/l ($Cr = 0,414$ mg/l),
- soit alternativement 2 injections de 2 h 30 espacées de 2h à une concentration de 0,567 mg/l ($Cr = 0,125$ mg/l) et 1 injection de 30 mn à une concentration de 6,045 mg/l ($Cr = 3,996$ mg/l).

Ces résultats préliminaires montreraient que des injections séquentielles seraient aussi ou plus efficaces que des traitements en continu.

Ces protocoles d'injection des composés antisalissures ne sont pas applicables tels quels aux systèmes industriels à traiter. Le succès du traitement appliqué ne dépend pas uniquement du composé choisi, de sa concentration ou de son temps d'exposition mais également de nombreux facteurs tels que la physico-chimie de l'eau, le cycle biologique des animaux, la génétique des organismes et leur accoutumance ou non au composé. Aussi, le suivi *in situ* des effets de ses composés sur les animaux pour optimiser l'injection pourrait être proposé. Le filtrovalvomètre dont le transfert *in situ* a été convaincant pourrait être utilisé en dérivation du circuit industriel avec des organismes du site pour permettre l'optimisation du traitement. Jenner *et al.* (1989) utilisent le Musselmonitor® pour optimiser l'action de l'hypochlorite dans la lutte contre *D. polymorpha* dans les conduites d'eau de refroidissement d'une usine électrique.

Ces essais réalisés *in situ* avec le filtrovalvomètre ont permis de montrer que le système peut être transféré sur site. Néanmoins dans ce cas, le matériel devrait être modifié pour s'adapter aux conditions du terrain (plus compact, plus robuste).

Des essais réalisés *in situ* en Moselle ont permis de suivre l'action d'une injection discontinue de Mexel® 432, 4 mg/l pendant 30 minutes toutes les 8 heures, sur la fixation de larves de Dreissènes et d'autres organismes (Protozoaires, Hydrozoaires, Rotifères, Annélides et Insectes Chironomidés à fourreaux) présents dans la rivière pendant la saison de ponte (juin-octobre) de la Dreissène pendant trois années consécutives (1995-1996-1997). Le dispositif a également permis de suivre l'action de ce composé d'une part, sur des organismes se fixant sur la paroi des unités expérimentales (Dreissènes juvéniles et Spongiaires) et d'organismes se déplaçant sur ses parois (Ancylos). D'autre part, celui-ci a permis de suivre l'action du composé sur la croissance et la mortalité de Dreissènes adultes.

Dans nos conditions expérimentales, le Mexel® 432 injecté séquentiellement inhibe la fixation du macrofouling présent sur les lames. Cette inhibition se fait à des degrés d'efficacité différents. L'ordre suivant peut être établi selon la sensibilité des organismes au composé :

- *Carchesium*, *Floscularia* (efficacité durant toute l'expérience),
- *Hydra*, *Stentor*, *Dreissena*, ponte de sangsue (efficacité pendant une grande partie de l'expérience),
- *Chironomini* (efficacité ponctuelle).

Deux mécanismes peuvent expliquer cette inhibition de fixation des organismes. Soit le composé provoque la mort des individus, soit il crée un milieu défavorable empêchant la fixation ou induisant le décrochage des organismes présents.

Le Mexel® 432 injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l réduit significativement la fixation des espèces *Dreissena polymorpha* et *Spongilla lacustris* et la présence de *Ancylus fluviatilis* sur la paroi des bacs d'expériences après 3 mois d'exposition. Ainsi, le composé a une action à moyen terme. Cette inhibition se fait à des degrés d'efficacité différents. *Dreissena* est aussi sensible au composé que l'espèce *Spongilla* mais plus sensible qu'*Ancylus*. A cette concentration injectée séquentiellement, le Mexel® 432 n'empêche pas totalement la fixation des Dreissènes sur la paroi des bacs recevant le composé et surtout dans le bac d'injection. Néanmoins, ces organismes sont de taille inférieure aux animaux fixés dans les bacs témoins.

Lors de nos essais, nous avons pu constater une baisse du nombre de larves de Dreissène présentes dans l'eau de la Moselle. Cette diminution pourrait être due à une baisse de l'efficacité de reproduction, une mortalité des larves plus élevée due à une modification des paramètres physico-chimiques ou à une diminution des Dreissènes reproductrices. Par contre, les effectifs des Dreissènes fixés sur les parois des bacs d'expérience au bout de trois mois sont supérieurs en 1997 que ceux observés en 1996. Il semblerait que les Dreissènes qui arrivent à se fixer soient devenues plus résistantes aux différents facteurs de stress environnementaux de la Moselle. Bachmann (2000) émet la même hypothèse et ajoute que ce constat est le reflet d'une sélection naturelle des individus envers l'écosystème de la Moselle et de ses contraintes.

Le Mexel[®] 432 injecté séquentiellement toutes les 8 heures pendant 30 minutes en une seule fois à la concentration nominale de 4 mg/l réduit la fixation du fouling sur les lames. Cette réduction n'est pas totale mais le fouling fixé sur les lames exposées au composé est plus facile à décoller. Ainsi, ce serait les propriétés filmantes du Mexel[®] 432 qui empêcheraient la fixation du macrofouling en empêchant la fixation des matières organiques et minérales. Il en résulte une réduction de la masse totale observée sur les lames.

Malgré des vitesses de croissance bien inférieures aux vitesses de croissance observées dans la Moselle, le Mexel[®] 432 injecté séquentiellement provoque un ralentissement de la croissance des Dreissènes adultes et augmente leur mortalité. Les essais réalisés au laboratoire sur les activités filtrante et valvaire (paragraphe IV.1.) montrent que la Dreissène exposée au composé à une concentration nominale de 0,5 mg/l réduit son contact avec le milieu extérieur en diminuant sa filtration. Cette protection engendre une restriction de l'apport alimentaire et, l'énergie fournie par leur consommation est diminuée. L'organisme utilise l'énergie pour se maintenir en vie mais la quantité disponible n'est plus suffisante pour assurer la croissance des individus. L'apport d'énergie trop faible associé à des lésions histo-pathologiques entraîne la mort des animaux. Cette toxicité létale à moyen terme est similaire à celle généralement décrite chez les bivalves face à une chloration à faible dose (Claudi et Mackie, 1994 ; Jenner *et al.*, 1998).

Néanmoins, ces résultats montrent que le Mexel[®] 432 a un effet significatif sur les différents stades de vie de la Dreissène (larve, véligère et adulte). Ces résultats sont obtenus avec une concentration de composé inférieure à la limite de la concentration résiduelle acceptable pour protéger les organismes dulçaquicoles définis précédemment.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abel P.D., 1976. Effect of some pollutants on the filtration rate of *Mytilus*. Mar. pollut. bull., 7 (12), 228-231.
- Akberali H.B. & Black J.E., 1980. Behaviour responses of the bivalve *Scrobicularia plana* (Da Costa) subjected to short-term copper (Cu II) concentrations. Mar. environ. res., 4, 97-107.
- Akberali H.B., Wong T.M. & Trueman E.R., 1981. Behavioural and siphonal tissue responses of *Scrobicularia plana* (Bivalvia) to zinc. Mar. environ. res., 5, 251-264.
- Akberali H.B. & Trueman E.R., 1985. Effect of environmental stress on marine bivalve molluscs. Adv. mar. biol., 22, 102-109.
- Allonier A.S., 1995. Etude analytique et écotoxicologique d'un produit filmogène. DEA, Institut national agronomique. Paris, Grigon, 27 p.
- Allonier A.S. & Khalanski M., 1996. Biodégradation du Mexel 432 par des bactéries de la Seine. Rapport EDF/DER, HE-31/96/020.
- Allonier A.S., Khalanski M. & Arehmouch L., 1997. Dosage colorimétrique du Mexel 432. Application à l'étude de l'évolution du produit en eau de rivière. Rapport EDF/DER, HE-31/97/010.
- Alzieu C., 1991. Environmental problems caused by TBT in France : assessment, regulations, prospects. Mar. environ. res., 32, 7-17.
- Arehmouch L., Tfibel V., Chaillou C., Ghillebaert F. & Roubaud P., 1998. Lethal effects of Mexel® 432 to common carp embryolarval stages in river water : influence of physiochemical parameters in synthetic ISO water. Environ. toxicol. chem., 17 (9), 1767-1776.
- Auzoux S. & Coulon I., 1993. Etude du processus d'action d'un produit anti-salissure sur la palourde *Ruditapes decussatus* (Mollusque Bivalve). Rapport Bertin et Cie, 65/93/N/012.
- Bachmann V., 2000. Dynamique spatio-temporelle d'espèces invasives, particulièrement *Corbicula* spp. et *Dreissena polymorpha* (Mollusca : Bivalvia) en hydrosystème fluvial : évolution des populations et effets de l'artificialisation sur les peuplements macrobenthiques. Th. Doct. es Sci., Hydrobiol., Univ. Metz, 229 p.
- Baker S.M. & Hornbach D.J., 1997. Acute physiological effects of zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) infestation on two unionid mussels, *Actinonaias ligamentina* and *Amblema plicata*. Can. j. fish. aquat. sci., 54, 512-519.
- Baldwin I.G., Harman M.M.I. & Neville D.A., 1994. Performance characteristics of a fish monitor for detection of toxic substances - I. Laboratory trials. Water res., 28 (10), 2191-2199.
- Baldwin I.G. & Kramer K.J.M., 1994. Biological early warning systems (BEWS), pp. 1-28. In Biomonitoring of coastal waters and estuaries, Kramer K.J.M. (ed.), CRC Press, Boca Raton.
- Barton L.K., 1993. Control program for zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) at the Perry nuclear power plant, Lake Erie, pp. 555-562. In Zebra mussels : biology, impact and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Becker Van Slooten K. & Tarradellas J., 1994. Accumulation, depuration and growth effects of tributyltin in the freshwater bivalve *Dreissena polymorpha* under field conditions. Environ. toxicol. chem., 13 (5), 755-762.
- Benecke G., Falke W. & Schmidt C., 1982. Use of algal fluorescence for an automated biological monitoring system. Bull. environ. contam. toxicol., 28, 385-395.
- Besch W.R. & Juhnke H., 1971. Un nouvel appareil d'étude toxicologique utilisant des carpillons. Ann. limnol., 7 (1), 1-6.

- Bidwell J.R., Farris J.L. & Cherry D.S., 1995. Comparative response of the zebra mussel, *Dreissena polymorpha*, and the Asian clam, *Corbicula fluminea*, to DGH/QUAT, a nonoxidizing molluscicide. *Aquat. toxicol.*, 33, 183-200.
- Binelli A., Provini A. & Galassi S., 1997. Trophic modifications in Lake Como (N. Italy) caused by the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*). *Water air soil pollut.*, 99, 633-640.
- Borcherding J., 1990. Die Reproduktionsleistungen der Wandermuschel *Dreissena polymorpha*. *Mathematisch-Naturwissenschaftlichen, Univ. Köln*, 168 p.
- Borcherding J., 1992. Another early warning system for the detection of toxic discharges in the aquatic environment based on valve movements of the freshwater mussel *Dreissena polymorpha*, pp. 127-146. *In The zebra mussel Dreissena polymorpha*, *Limnologie aktuell*, Neumann D. & Jenner H.A. (eds.), Gustav Fischer, Stuttgart.
- Borcherding J. & Volpers M., 1994. The 'Dreissena-Monitor' - First results on the application of this biological early warning system in the continuous monitoring of water quality. *Water sci. technol.*, 29 (3), 199-201.
- Bordenave S., 1998. Etude *in vivo* et *in vitro* de la branchie de palourde *Ruditapes decussatus* exposée à un nouveau molluscicide organique. *Bull. soc. zool. Fr.*, 123 (1), 83-89.
- Bouget J.-F. & Mazurie J., 1997. Dispositif de surveillance biologique de la qualité d'eau d'un site conchylicole estuarien utilisant un biocapteur valvaire muni d'huîtres et de moules. *Tech. sci. méthodes*, 11, 71-80.
- Bourgeois J. & Léger G., 1998. Tests biologiques de pollution : le Truitosem - le Biosem. *Tech. sci. méthodes*, 1, 45-48.
- Brooke L., 1996. Toxicity of Mexel 432 to three species of freshwater organisms. *Rapport Lake Superior Research Institute, Univ. Wisconsin-Superior*, 18 p.
- Brooks G. & Matisoff G., 1993. Chlorine dioxide control of adult zebra mussel. *In The third international zebra mussel conference agenda and abstracts*, Toronto, Canada.
- Cairns Jr. J. & van der Schalie W.H., 1980. Biological monitoring Part I - Early warning systems. *Water res.*, 14, 1179-1196.
- Calow P., 1993. *Handbook of ecotoxicology (Volume 1)*. Blackwell Scientific Publications, London, G.B., 478 p.
- Calow P., 1994. *Handbook of ecotoxicology (Volume 2)*. Blackwell Scientific Publications, London, G.B., 416 p.
- Caraco N.F., Cole J.J., Raymond P.A., Strayer D.L., Pace M.L., Findlay S.E.G. & Fischer D.T., 1997. Zebra mussel invasion in a large, turbid river : phytoplankton response to increased grazing. *Ecol.*, 78 (2), 588-602.
- Chalker-Scott L., Scott J., Titus J. & Scalia J., 1994. Influence of wide-range ultraviolet radiation upon behavior and mortality of *Dreissena polymorpha*, pp. 161-177. *In The fourth international zebra mussel conference proceedings*, Madison, Wisconsin, USA.
- Charoy C.P., Janssen C.R., Persoone G. & Clément P., 1995. The swimming behaviour of *Brachionus calyciflorus* (rotifer) under stress. I. The use of automated trajectometry for determining sublethal effects of chemicals. *Aquat. toxicol.*, 32, 271-282.
- Chevillion C., 1994. Auto-Microtox, surveillance continue de toxicité des eaux par bactéries bioluminescentes : principes et résultats, pp. 51-56. *In Recours biologique pour la surveillance en continu de la qualité des eaux. Colloque Européen*, Nancy.
- Chun U.H., Simonov N., Chen Y. & Britz M.L., 1996. Continuous pollution monitoring using *Photobacterium phosphoreum*. *Resour., conserv., recycl.*, 18, 25-40.
- Claudi R. & Evans D.W., 1993. Chemical addition strategies for zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) control in once through service water systems, pp. 563-573. *In Zebra mussels : biology, impact and control*, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Claudi R. & Mackie G.L. (eds.), 1994. *Practical manual for zebra mussel monitoring and control*. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida, 227 p.

- Coulon I., 1993. Mise au point d'un système contrôlé de culture de cellules de coeur d'huître *Crassostrea gigas*. Application au test de la toxicité des produits chimiques en milieu aquatique. Doctorat d'ingénieur agronome, Paris-Grignon, 248 p.
- Custer C.M. & Custer T.W., 1996. Food habits of diving ducks in the Great Lakes after the zebra mussel invasion. *J. field ornithol.*, 67 (1), 86-99.
- Davenport J., 1977. A study of the effects of copper applied continuously and discontinuously to specimens of *Mytilus edulis* (L.) exposed to steady and fluctuating salinity levels. *J. mar. biol. assoc. U.K.*, 57, 63-74.
- Davenport J. & Manley A., 1978. The detection of heightened sea-water copper concentrations by the mussel *Mytilus edulis*. *J. mar. biol. assoc. U.K.*, 58, 843-850.
- De Zwart D., Kramer K.J.M. & Jenner H.A., 1995. Practical experiences with the biological early warning system 'Mosselmonitor[®]'. *Environ. toxicol. water qual.*, 10 (4), 237-247.
- Dermott R. & Kerec D., 1997. Changes to the deepwater benthos of eastern Lake Erie since the invasion of *Dreissena* : 1979-1993. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 54 (4), 922-930.
- D'Itri F.M. (ed.), 1997. Zebra mussels and aquatic nuisance species. Ann Arbor Press, Michigan, 621 p.
- Domart-Coulon I., Auzoux-Bordenave S., Doumenc D. & Khalanski M., 2000. Cytotoxicity assessment of antibiofouling compounds and by-products in marine bivalve cell cultures. *Toxicol. vitro*, 14, 245-251.
- Donskoy D.M. & Ludyanskiy M.L., 1995. Low frequency sound as a control measure for zebra mussel fouling, pp. 103-112. *In* The fifth international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference proceedings, Toronto, Canada.
- Dormon J.M., Cottrell C.M., Allen D.G., Ackerman J.D. & Spelt J.K., 1996. Copper and copper-nickel alloys as zebra mussel antifoulants. *J. environ. eng.*, 122 (4), 276-283.
- Dowson P.H., Bubbs J.M. & Lester J.N., 1994. The effectiveness of the 1987 retail ban on TBT based antifouling paints in reducing butyltin concentrations in east Anglia, U.K.. *Chemosphere*, 28 (5), 905-910.
- Duvivier L., 1993. Formation et élimination des organo-halogénés lors de la désinfection des eaux. Th. Doct. es Sci, Univ. de Louvain, 174 p. + annexes.
- EPRI (Electric Power Research Institute), 1992. Zebra mussel monitoring and control guide TR-101782, Research project 3052-03, Pao Atto, California.
- Evans D.W. & Sim B.F., 1993. Optimizing the use of hypochlorite in zebra mussel control. *In* The third international zebra mussel conference agenda and abstracts, Toronto, Canada.
- Evans G.P. & Wallwork J.F., 1988. The WRc fish monitor and other biomonitoring methods, pp. 75-90. *In* Automated biomonitoring : living sensors as environmental monitors, Gruber D.S. & Diamond J.M. (eds.), Ellis Horwood, Chichester.
- Fahnenstiel G.L., Bridgeman T.B., Lang G.A., McCormick M.J. & Nalepa T.F., 1995. Phytoplankton productivity in Saginaw Bay, Lake Huron : effects of zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) colonization. *J. Gt. Lakes res.*, 21 (4), 465-475.
- Famme P., Riisgard H.U. & Jorgensen C.B., 1986. On direct measurement of pumping rates in the *Mytilus edulis*. *Mar. biol.*, 92, 323-327.
- Fears C.D., Mackie G.L. & Kilgour B.W., 1994. Use of low levels of electric current (AC) for controlling zebra mussels, pp. 191-205. *In* The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Fears C.D. & Mackie G.L., 1997. Use of low level electric current (AC) to prevent settlement of zebra, quagga mussels on concrete and steel panels after 17 months exposure at Nanticoke T.G.S., pp. 407-416. *In* Zebra mussels and aquatic nuisance species, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.
- Fisher D.J., Burton D.T., Yonkos L.T., Turley S.D. & Ziegler G.P., 1999. The relative acute toxicity of continuous and intermittent exposures of chlorine and bromine to aquatic organisms in the presence and absence of ammonia. *Water res.*, 33 (3), 760-768.
- Fisher J.W., Dilego R.A., Putnam M.E., Livingston J.M. & Geiger D.L., 1983. Biological monitoring of bluegill activity. *Water resour. bull.*, 19 (2), 211-215.

- Fisher S.W., Stromberg P., Bruner K.A. & Boulet L.D., 1991. Molluscicidal activity of potassium to the zebra mussel, *Dreissena polymorpha* : toxicity and mode of action. *Aquat. toxicol.*, 20, 219-234.
- Fisher S.W., Gossiaux D.C., Bruner K.A. & Landrum P.F., 1993. Investigations of the toxicokinetics of hydrophobic contaminants in the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*), pp. 465-490. *In Zebra mussels : biology, impacts and control*, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Fong P.P., Hardege J.D. & Ram J.L., 1994. Long-lasting, sex-specific inhibition of serotonin-induced spawning by methiothepin in the zebra mussel, *Dreissena polymorpha* (Pallas). *J. exp. zool.*, 270, 314-320.
- Fraleigh P.C., Van Cott W.R., Wenning M.E. & DeKam J. A., 1993. Effects of hypochlorite, permanganate, chlorine dioxide and chloramine of zebra mussel settling. *In The third international zebra mussel conference agenda and abstracts*, Toronto, Canada.
- Franc A., 1960. Classe des Bivalves. *In Traité de zoologie, anatomie, systématique, biologie*, pp. 1845-2164. Grassé P.P. (ed.), Masson, Paris.
- Garti N. & Smith J., 1995. New non-stick epoxy-silicone water-based coatings part 1 : physical and surface properties, pp. 151-174. *In The fifth international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference proceedings*, Toronto, Canada.
- Garton D.W. & Haag W.R., 1993. Seasonal reproductive cycles and settlement patterns of *Dreissena polymorpha* in western Lake Erie, pp. 111-128. *In Zebra mussels : biology, impact and control*, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Baco Raton.
- Genthner F.J., Winstead J.T., Gillet J.E., Van Fleet A.L., Viel J.J., Genovese E.E. & Singer S., 1997. Effects of a molluscicidal strain of *Bacillus alvei* on digestive tubules of zebra mussels, *Dreissena polymorpha*. *J. invertebr. pathol.*, 69, 289-291.
- Gerhardt A., 1996. Behavioural early warning responses to polluted water. *Environ. sci. pollut. res.*, 3 (2), 63-70.
- Gerhardt A., Carlsson A., Ressemann C. & Stich K.P., 1998. New online biomonitoring system for *Gammarus pulex* (L.) (Crustacea) : *in situ* test below a copper effluent in south Sweden. *Environ. sci. technol.*, 32 (1), 150-156.
- Ghedotti M.J., Smihula J.C. & Smith G.R., 1995. Zebra mussel predation by round gobies in the laboratory. *J. Gt. Lakes res.*, 21 (4), 665-669.
- Ghillebaert, 1997. Toxicité aiguë du Mexel® 432 vis à vis de la daphnie (*Daphnia magna*). Rapport établi par Ecotox pour la société Mexel, 13 p.
- Ghillebaert F. & Brooke L., 1997. Mexel® 432 toxicity to Cladoceran and Fathead Minnow during continuous or daily intermittent exposures. Rapport établi par Ecotox pour la société Mexel, 12 p.
- Giamberini L., Czembor N. & Pihan J.-C., 1995. Inhibitory effects of an organic molluscicide on byssal thread development in zebra mussels. *J. invertebr. path.*, 66, 205-206.
- Giamberini L., Guérol F, Beauvais M.-N. & Pihan J.-C., 1996. Histopathological effects of an organic molluscicide on the gills of the zebra mussel : ultrastructural study. *Toxicol. environ. chem.*, 57, 27-35.
- Giese F. & Krüger A., 1992. Biomonitoring of organochlorines in surface waters of Berlin and the Lake Stechlin, pp. 245-254. *In The zebra mussel Dreissena polymorpha*, *Limnologie aktuell*, Neumann D. & Jenner H.A. (eds.), Gustav Fischer, Stuttgart.
- Gillet A. & Micha J.C., 1985. Etude de la biologie d'un mollusque bivalve, *Dreissena polymorpha* P., en vue de son élimination dans le circuit 'Eau brute' de la centrale nucléaire de Tihange. *Trib. CEBEDEAU*, 504 (38), 3-28.
- Gillis P.L. & Mackie G.L., 1994. Impact of the zebra mussel, *Dreissena polymorpha*, on populations of Unionidae (Bivalvia) in Lake St. Clair. *Can. j. zool.*, 72, 1260-1271.
- Grace A.L. & Gainey Jr. L.F., 1987. The effects of copper on the heart rate and filtration rate of *Mytilus edulis*. *Mar. pollut. bull.*, 18 (2), 87-91.

- Griffiths R.W., 1993. Effects of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) on the benthic fauna of Lake St. Clair, pp. 415-437. *In* Zebra mussels : biology, impacts and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Gruber D. & Cairns Jr. J., 1981. Data acquisition and evaluation in biological monitoring systems. *Hydrobiol.*, 83, 387-393.
- Gruber D., Frago C.H. & Rasnake W.J., 1994. Automated biomonitors - First line of defense. *J. aquat. ecosyst. health*, 3, 87-92.
- Gu J.-D., Maki J.S. & Mitchell R., 1997. Microbial biofilms and their role in the induction and inhibition of invertebrate settlement, pp. 343-357. *In* Zebra mussels and aquatic nuisance species, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.
- Haag W.R. & Garton D.W., 1992. Synchronous spawning in a recently established population of the zebra mussel, *Dreissena polymorpha*, in western Lake Erie, USA. *Hydrobiol.*, 234, 103-110.
- Haefner Jr. P.A., 1996. Application of ultrasound technology to crustacean physiology ; Monitoring cardiac and scaphognathite rates in *Brachyura*. *Crustac.*, 69 (9), 788-794.
- Haefner Jr. P.A., Sheppard B., Barto J., Mcneil E. & Cappellino V., 1996. Application of ultrasound technology to molluscan physiology : noninvasive monitoring of cardiac rate in the blue mussel, *Mytilus edulis* Linnaeus, 1758. *J. shellfish res.*, 15 (3), 685-687.
- Ham K.D. & Peterson M.J., 1994. Effect of fluctuating low-level chlorine concentrations on valve-movement behavior of the the asiatic clam (*Corbicula fluminea*). *Environ. toxicol. chem.*, 13 (3), 493-498.
- Hayer F., Wagner P. & Pihan J.C., 1996. Monitoring of extractable organic halogens (EOX) in chlorine bleached pulp and paper mill effluents using four species of transplante aquatic mollusks. *Chemosphere*, 33 (11), 2321-2334.
- Hebert P.N.D., Muncaster B.W. & Mackie G.L., 1989. Ecological and genetic studies on *Dreissena polymorpha* (Pallas) : a new mollusc in the Great Lakes. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 46, 1587-1591.
- Hietanen E., 1997. Toxicity testing of Endod, a natural plant extract, as a prerequisite for its safe use as a molluscicide, pp. 549-563. *In* Zebra mussels and aquatic nuisance species, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.
- Holland R.E., Johengen T.H. & Beeton A.M., 1995. Trends in nutrient concentrations in Hatchery Bay, western Lake Erie, before and after *Dreissena polymorpha*. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 52, 1202-1209.
- Horiguchi T., Shiraishi H., Shimizu M. & Morita M., 1994. Imposex and organotin compounds in *Thais clavigera* and *T. bronni* in Japan. *J. mar. biol. assoc. U.K.*, 74, 651-669.
- Howe P.H., Redmon P., Atteberry R. and Masters E., 1993. A summary of federal regulations related to use of FIFRA registered biocides and region V U.S. EPA concerns related to use of these biocides for zebra mussel control. *In* The third international zebra mussel conference agenda and abstracts, Toronto, Canada.
- Howell E.T., Marvin C.H., Bilyea R.W., Kauss P.B. & Somers K., 1996. Changes in environmental conditions during *Dreissena* colonization of a monitoring station in eastern Lake Erie. *J. Gt. Lakes res.*, 22 (3), 744-756.
- Ignatiadis I., Cheradame J.M. & Daumas S., 1996. Comparative tests to determine the effectiveness of various bactericides on sulfate reducing bacteria in geothermal fluids, pp. 1-4. *In* The International Symposium proceedings, Eurocorr'96, Nice, France.
- Jenner H.A., Noppert F. & Sikking T., 1989. A new system for the detection of valve-movement response of bivalves. *Kema Scientific & Technical Reports*, 7 (2), 91-98.
- Jenner H.A. & Janssen-Mommen J.P.M., 1993. Monitoring and control of *Dreissena polymorpha* and other macrofouling bivalves in the Netherlands, pp. 537-554. *In* Zebra mussels : biology, impact and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Baco Raton.
- Jenner H.A., Whitehouse J.W., Taylor C.J.L. & Khalanski M., 1998. Cooling water management in European power stations. *Biology and control of fouling. Hydroécol. appl.*, 10 (1-2), 225 p.

- Johengen T.H., Nalepa T.F., Fahnenstiel G.L. & Goudy G., 1995. Nutrient changes in Saginaw Bay, Lake Huron, after the establishment of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*). J. Gt. Lakes res., 21 (4), 449-464.
- Jorgensen C.B., 1981. A hydromechanical principle for particle retention in *Mytilus edulis* and other ciliary suspension feeders. Mar. biol., 61, 277-282.
- Jorgensen C.B., Kiorboe T., Mohlenberg F. & Riisgard H.U., 1984. Ciliary and mucus-net filter feeding, with special reference to fluid mechanical characteristics. Mar. ecol. prog. ser., 15, 283-292.
- Karatayev A.Y., Burlakova L.E., Padilla D.K., 1997. The effects of *Dreissena polymorpha* (Pallas) invasion on aquatic communities in eastern Europe. J. shellfish res., 16 (1), 187-203.
- Kay A.N. & Lewis J.W., 1993. Fish monitors and the role of electric fish as a potential indicators of water quality. J. appl. Ichthyol., 9, 110-114.
- Khalanski M., 1993. Testing of five methods for the control of zebra mussels in cooling circuits of power plants located on the Moselle river. In The third international zebra mussel conference agenda and abstracts, Toronto, Canada.
- Khalanski M., 1994. Etudes expérimentales sur l'élimination de la moule zébrée par un produit anti-corrosion : le Mexel 432. Rapport EDF/DER, HE-31/94/011.
- Khalanski M., 1997a. Conséquences industrielles et écologiques de l'introduction de nouvelles espèces dans les hydrosystèmes continentaux : la moule zébrée et autres espèces invasives. Bull. fr. pêche piscic., 344/345, 385-404.
- Khalanski M., 1997b. Données sur la toxicité du produit anti-corrosion Mexel 432 pour des organismes d'eau douce. Rapport EDF/DER, HE-31/97/016.
- Kilgour B.W. & Baker M.A., 1994. Effects of season, stock, and laboratory protocols on survival of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) in bioassays. Arch. environ. contam. toxicol., 27, 29-35.
- Kingsbury R.W.S.M. & Rees C.P., 1978. Rapid biological methods for continuous water quality monitoring. Effl. water treat. j., 18 (7), 319-331.
- Kinney R.M., Manos Jr. C.G., Mills E.L., Mellina E. & Lisk D.J., 1994. Zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) as a biomonitoring tool for Sr⁹⁰ contamination. Chemosphere, 28 (4), 729-735.
- Klerks P.L., Fraleigh P.C. & Stevenson R.C., 1993. Controlling zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) veligers with three oxidizing chemicals : chlorine, permanganate et peroxide + iron, pp. 621-641. In Zebra mussels : biology, impact and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Klerks P.L., Fraleigh P.C. & Lawniczak J.E., 1997. Effects of the exotic zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) on metal cycling in Lake Erie. Can. j. fish. aquat. sci., 54, 1630-1638.
- Knie J., 1988. Der Dynamische Daphnientest - Praktische Erfahrungen bei der Gewässerüberwachung. Gewässerschutz Wasser Abwasser, 103, 341-356.
- Kraak M.H.S., Scholten M.C.T., Peeters W.H.M. & De Kock W.C., 1991. Biomonitoring of heavy metals in the western European rivers Rhine and Meuse using the freshwater mussel *Dreissena polymorpha*. Environ. pollut., 74, 101-114.
- Kraak M.H.S., Toussaint M., Lavy D. & Davids C., 1994. Short-term effects of metals on the filtration rate of the zebra mussel *Dreissena polymorpha*. Environ. pollut., 84, 139-143.
- Kramer K.J.M., Jenner H.A. & De Zwart D., 1989. The valve movement response of mussels : a tool in biological monitoring. Hydrobiol., 188/189, 433-443.
- Kramer K.J.M. & Botterweg J., 1991. Aquatic biological early warning systems : an overview, pp. 95-126. In The sixth international bioindicators symposium proceeding, Bioindicators and environmental management, Jeffrey D.W. & Madden B. (eds.), Academic Press, U.K..
- Kryger J. & Riisgård H.U., 1988. Filtration rate capacities in 6 species of european freshwater bivalves. Oecol., 77, 34-38.
- Leach J.H., 1993. Impacts of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) on water quality and fish spawning reefs in western Lake Erie, pp. 381-397. In Zebra mussels : biology, impacts and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.

- Lee H.H., Mesfin M. & Mezui J., 1993. Mitigation of zebra mussels with a botanical molluscicide endod : laboratory bioassay, non-target organisms and preliminary field studies, pp. 308-321. *In* The third international zebra mussel conference proceedings, Toronto, Canada.
- Lefrançois J., 1998. La mesure en continu de la toxicité des eaux. *Tech. sci. méthodes*, 1, 39-44.
- Leitch E.G., 1993. Evaluation of coatings for zebra mussels. *In* The third international zebra mussel conference agenda and abstracts, Toronto, Canada.
- Lemma A., Wolde-Yohannes L., Fraleigh P.C., Klerks P.L. & Lee H.H., 1991. Endod is lethal to zebra mussels and inhibits their attachment. *J. shellfish res.*, 10 (2), 361-365.
- Lowe R.L. & Pillsbury R.W., 1995. Shifts in benthic algal community structure and function following the appearance of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) in Saginaw Bay, Lake Huron. *J. Gt. Lakes res.*, 21 (4), 558-566.
- Ludyanskiy M.L., Macdonald D. & Macneill D., 1993. Impact of the zebra mussel, a bivalve invader. *Dreissena polymorpha* is rapidly colonizing hard surfaces throughout waterways of the limited States and Canada. *Bioscience*, 43 (8), 533-544.
- Lyons L.A., Bidwell J.R., Petrille J.C., Cherry D.S. & Werner M.W., 1991. An on-site evaluation of zebra mussel control : comparing chlorine, bromine and a nonoxidizing molluscicide. EPRI zebra mussel control technology conference, technical paper C-201, 1-10.
- MacIsaac H.J., 1996. Potential abiotic and biotic impacts of zebra mussels on the inland waters of north America. *Am. zool.*, 36, 287-299.
- Mackie G.L., Gibbons W.N., Muncaster B.W. & Gray I.M., 1989. The zebra mussel, *Dreissena polymorpha* : a synthesis of european experiences and a preview for North America, Queens Printer for Ontario.
- Mackie G.L., 1991. Biology of the exotic zebra mussel, *Dreissena polymorpha*, in relation to native bivalves and its potential impact in Lake St. Clair. *Hydrobiol.*, 219, 251-268.
- Manley A.R. & Davenport J., 1979. Behavioral responses of some marine bivalves to heightened seawater copper concentrations. *Bull. environ. contam. toxicol.*, 22, 739-744.
- Manley A.R., 1983. The effects of copper on the behaviour, respiration, filtration and ventilation activity of *Mytilus edulis*. *J. mar. biol. ass. U.K.*, 63, 205-222.
- Marcus R.I. & Wahlert S.L., 1994. Zebra mussel control using thermal treatment for electric utility stations, pp. 371-381. *In* The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Marsden J.E., 1997. Common carp diet includes zebra mussels and lake trout eggs. *J. freshw. ecol.*, 12 (3), 491-492.
- Matisoff G., Brooks G. & Bourland B.I., 1996. Toxicity of chlorine dioxide to adult mussels. Effective kills depend on the right combinaison of concentration and exposure time. *J. Am. water work. assoc. (J.AWWA)*, 93-106.
- Matthews M.A. & McMahon R.F., 1994. The survival of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) and Asian clams (*Corbicula fluminea*) under extreme hypoxia, pp. 231-249. *In* The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Matthias U. & Römpf S., 1994. Erprobung des Dreissena-Monitors, eines neuen Biotestsystems mit der Zebra muschel (*Dreissena polymorpha*), in der Rhein-Gütemesstation Karlsruhe. *Acta hydrochim. hydrobiol.*, 22 (4), 161-165.
- McCorkle S., Shirley T.C. & Dietz T.H., 1979. Rhythms of activity and oxygen consumption in the common pond clam, *Ligumia subrostrata* (Say). *Can. j. zool.*, 57, 1960-1964.
- McMahon R.F., Shipman B.N. & Ollech J.A., 1989. Effects of two molluscicides on the freshwater macrofouling bivalves, *Corbicula fluminea* and *Dreissena polymorpha*. Technical report, Buckman Laboratories, Inc., Memphis, Tennessee, 12 p.
- McMahon R.F., Shipman B.N. & Long D.P., 1993. Laboratory efficacies of nonoxidizing molluscicides on the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) and the asian clam (*Corbicula fluminea*), pp. 575-598. *In* Zebra mussels : biology, impact and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.

- McMahon R. F., Matthews M.A., Ussery T.A., Chase R. & Clarke M., 1994. Further studies of heat tolerance in zebra mussels : effects of temperature acclimation and chronic exposure to lethal temperatures, pp. 251-272. *In* The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Mersch J., Jeanjean A., Spor H. & Pihan J.C., 1992. The freshwater mussel *Dreissena polymorpha* as a bioindicator for trace metals, organochlorines and radionuclides, pp. 227-244. *In* The zebra mussel *Dreissena polymorpha*, Limnologie aktuell, Neumann D. & Jenner H.A. (eds.), Gustav Fischer, Stuttgart.
- Mersch J., 1993. Modalités d'utilisation de la moule zébrée *Dreissena polymorpha* en tant qu'indicateur biologique de la contamination des écosystèmes d'eau douce par les métaux lourds. Comparaison avec un autre type d'organisme sentinelle les mousses aquatiques. Etude dans le bassin de la Moselle. Th. Doct. es Sci., Ecotox., Univ. Metz, 231 p.
- Miron G., Brock V. & Kristensen E., 1994. Effects of mercury on the ventilation behaviour of the polychaete *Nereis virens* (Sars). *J. exp. mar. biol. ecol.*, 184, 67-81.
- Molloy D.P. et Griffin B., 1992. Biological control of zebra mussels : screening for lethal microorganisms. *J. shellfish res.*, 11, 234.
- Molloy D.P., Karatayev A.Y., Burlakova L.E., Kurandina D.P. & Laruelle F., 1997. Natural enemies of zebra mussels : predators, parasites and ecological competitors. *Rev. fish. sci.*, 5, 27-97.
- Molloy D.P., 1998. The potential for using biological control technologies in the management of *Dreissena* spp.. *J. shellfish res.*, 17 (1), 177-183.
- Moore H.J., 1971. The structure of the latero-frontal cirri on the gills of certain lamellibranch molluscs and their role in suspension feeding. *Mar. biol.*, 11, 23-27.
- Moreteau J.-C. & Khalanski M., 1995. Fixation et croissance de *D. polymorpha* dans les circuits d'eau brute de la centrale nucléaire de Cattenom. Collection des notes internes de la Direction des Etudes et Recherches, 95NV00003, 29 p.
- Morgan E.L., Eagleson K.W., Hermann R. & McCollough N.D., 1981. New developments in automated biosensing from remote water quality stations and satellite data retrieval for resources management. *J. hydrol.*, 51, 339-345.
- Morton B., 1969a. Studies on the biology of *Dreissena polymorpha* Pall. I, General anatomy and morphology. *Proc. malacol. soc. Lond.*, 38, 301-320.
- Morton B., 1969b. Studies on the biology of *Dreissena polymorpha* Pall. II, Correlation of the rhythms of adductor activity, feeding, digestion and excretion. *Proc. malacol. soc. Lond.*, 38, 401-414.
- Morton B., 1969c. Studies on the biology of *Dreissena polymorpha* Pall. III, Population dynamics. *Proc. malacol. soc. Lond.*, 38, 471-482.
- Morton B., 1983. Feeding and digestion in Bivalvia. *In* The Mollusca, 5, Physiology, Part. 2, Saleuddin A.S.M & Wilbur K.M., (eds.). Academic Press, New York, 65-147.
- Morton B., 1993. The anatomy of *Dreissena polymorpha* and the evolution and the success of the heteromyarian form in the Dreissenoidae, pp. 185-215. *In* Zebra mussels : biology, impact and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Mouabad A., 1991. Toxicité comportementale et physiologique (filtration, respiration) des métaux lourds (Cu, Zn, Hg, Cd et Pb) chez la moule d'eau douce *Dreissena polymorpha* Pallas. Th. Doct. es Sci., Ecotox, Univ. Metz, 240 p.
- Mouabad A. & Pihan J.C., 1992. The pumping behavior response of *Dreissena polymorpha* to pollutants. A method for toxicity screening, pp. 147-155. *In* The zebra mussel *Dreissena polymorpha*, Limnologie aktuell, Neumann D. & Jenner H.A. (eds.), Gustav Fischer, Stuttgart.
- Mouabad A. & Pihan J.C., 1993. Le test comportemental de *Dreissena polymorpha* : un outil biologique de prévision et d'évaluation de la toxicité en milieu d'eau douce. *Hydroécol. appl.*, 5 (1), 97-109.
- Mugel M. & Féraud J.F., 1978. Elaboration d'un modèle de chaîne trophique dulçaquicole et application à une étude écotoxicologique du cadmium. Th. 3^{ème} cycle, Univ. Metz, 344 p.

- Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), 1993. Zebra mussels : biology, impact and control. Lewis Publishers, Baco Raton, 810 p.
- Nalepa T.F., Hartson D.J., Fanslow D.L., Lang G.A. & Lozano S.J., 1998. Declines in benthic macroinvertebrate populations in southern Lake Michigan, 1980-1993. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 55 (11), 2402-2413.
- Nearby B.P. & Leach J.H., 1992. Mapping the potentiel spread of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) in Ontario. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 49, 406-415.
- Neumann D. & Jenner H.A. (eds.), 1992. The zebra mussel *Dreissena polymorpha*. *Limnologie aktuell*, Gustav Fischer, Stuttgart, 262 p.
- Neumann D., Borchering J. & Jantz B., 1993. Growth and seasonal reproduction of *Dreissena polymorpha* in the Rhine river and adjacent waters, pp. 95-110. *In Zebra mussels : biology, impact and control*, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Baco Raton.
- Nicholls K.H. & Hopkins G.J., 1993. Recent changes in Lake Erie (north shore) phytoplankton : cumulative impacts of phosphorus loading reductions and the zebra mussel introduction. *J. Gt. Lakes res.*, 19 (4), 637-647.
- Nichols S.J., 1993. Spawning of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) and rearing of veligers under laboratory conditions pp. 315-329. *In Zebra mussels : biology, impact and control*, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Baco Raton.
- Nichols S.J., 1996. Variations in the reproductive cycle of *Dreissena polymorpha* in Europe, Russia, and north America. *Amer. zool.*, 36, 311-325.
- Odebrecht W., 1957. Ausbreitung der Wander- oder Zebamuschel in Europa. *Urania*, 20, 24-27.
- Ory J.-M., Jacques F. & Boudey Y., 1996. A biosensor for water quality monitoring. *In Instrumentation and measurement technology conference proceedings*, Brussels, Belgique.
- Osbuild D., Babut M. & Vasseur P., 1995. Les biocapteurs appliqués au contrôle des eaux, *Rev. sci. eau*, 8, 505-538.
- Osbuild D., Petillot F., Savanne D. & Vasseur P., 1998. Mesures en continu de la toxicité des eaux à l'aide de bactéries luminescentes immobilisées : le toxibio. *Tech. sci. méthodes*, 1, 53-58.
- Ostlie L.S., Nelson J.R. & Whiley R.J., 1994. The efficacy of pulsed electric fields in preventing settlement of zebra mussel veligers, pp. 301-318. *In The fourth international zebra mussel conference proceedings*, Madison, Wisconsin, USA.
- Owen G., 1974. Feeding and digestion in the Bivalvia. *Adv. comp. physiol. biochem.*, 5, 1-35.
- Pallas P.S., 1771. *Reise durch verschiedene Provinzen des russischen Reiches*, Erste Teil, 478 p.
- Pandard P. & Vasseur P., 1992. Biocapteurs pour le contrôle de la toxicité des eaux : application des bioélectrodes algales. *Rev. sci. eau*, 5, 445-461.
- Pandard P., Vasseur P. & Rawson D.M., 1993. Comparison of two types of sensors using eukaryotic algae to monitor pollution of aquatic systems. *Water res.*, 27 (3), 427-431.
- Phillips D.J.H., 1977. The common mussel *Mytilus* as an indicator of pollution by zinc, cadmium, lead and copper. I, Effects of environmental variables on uptake of metals. *Mar. bio.*, 38, 59-69.
- Piccirillo V.J., Dionne E. & Sandberg G., 1997. TD 2335 : laboratory and field efficacy studies for control of zebra mussels in electric power plants, pp. 533-540. *In Zebra mussels and aquatic nuisance species*, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.
- Pihan J.-C. & Giamberini L., 1993. Effets de doses intermittentes de Mexel 432 sur la biologie de *Dreissena polymorpha* : étude de la mortalité et de la fixation. *Rapport CREUM*, Université de Metz pour la Société Mexel, 12 p.
- Proceedings of the third international zebra mussel conference, Toronto, Canada, 1993.
- Proceedings of the fourth international zebra mussel conference, Madison, Wisconsin, USA, 1994.
- Proceedings of the fifth international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference, Toronto, Canada, 1995.
- Proceedings of the sixth international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference, Dearborn, USA, 1996.

- Proceedings of the seventh international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference, New Orleans, USA, 1997.
- Proceedings of the eighth international zebra mussel and other aquatic nuisance species conference, Sacramento, USA, 1998.
- Proceedings of the ninth international zebra mussel and other aquatic nuisance species conference, Duluth, USA, 1999.
- Proceedings of the tenth international zebra mussel and other aquatic nuisance species conference, Toronto, Canada, 2000.
- Pynnönen K.S. & Huebner J., 1995. Effects of episodic low pH exposure on the valve movements of the freshwater bivalve *Anodonta cygnea* L.. *Water res.*, 29 (11), 2579-2582.
- Quetin L.B., Mickel T.J. & Childress J.J., 1978. A method for simultaneously measuring the oxygen consumption and activity of pelagic crustaceans. *Comp. biochem. physiol.*, 59A, 263-266.
- Race T.D. & Kelly M.A., 1994. A comparison of metal leachate rate and zebra mussel control efficacy for coatings and materials, pp. 319-334. *In* The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Ram J.L., Fong P., Croll R.P., Nichols S.J. & Wall D., 1992. The zebra mussel (*Dreissena polymorpha*), a new pest in north America : reproductive mechanisms as possible targets of control strategies. *Invertebr. reprod. dev.*, 22 (1-3), 77-86.
- Reeders H.H., Bij de Vaate A. & Slim F.J., 1993. Potentiel of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) for water quality management, pp. 439-45. *In* Zebra mussels : biology, impacts and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Ricciardi A., Serrouya R. & Whoriskey F.G., 1995a. Aerial exposure tolerance of zebra and quagga mussels (*Bivalvia* : *Dreissenidae*) : implications for overland dispersal. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 52, 470-477.
- Ricciardi A., Snyder F.L., Kelch D.O. & Reiswig H.M., 1995b. Lethal and sublethal effects of sponge overgrowth on introduced dreissenid mussels in the Great Lakes - St. Lawrence river system. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 52, 2695-2703.
- Ricciardi A., Whoriskey F.G. & Rasmussen J.B., 1996. Impact of the *Dreissena* invasion on native unionid bivalves in the upper St. Lawrence river. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 53, 1434-1444.
- Ricciardi A., Whoriskey F.G. & Rasmussen J.B., 1997. The role of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) in structuring macroinvertebrate communities on hard substrata. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 54, 2596-2608.
- Ricciardi A. & Rasmussen J.B., 1998. Predicting the identity and impact of future biological invaders : a priority for aquatic resource management. *Can. j. fish. aquat. sci.*, 55, 1759-1765.
- Richardson W.B. & Bartsch L.A., 1997. Effects of zebra mussels on food webs : interactions with juvenile bluegill and water residence time. *Hydrobiol.*, 354, 141-150.
- Rusznak L., Smolik N., Hale L. & Freymark S., 1995. Examination of the potential of chlorine dioxide for use in zebra mussel veliger control, pp. 371-378. *In* The fifth international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference proceedings, Toronto, Canada.
- Salánki J. & Varanka L., 1978. Effects of some insecticides on the periodic activity of the freshwater mussel (*Anodonta cygnea* L.). *Acta biol. acad. sci. Hung.*, 29, 173-180.
- Salánki J., Turpaev T.M. & Nichaeva M., 1991. Mussel as a test animal for assessing environmental pollution and sub-lethals effect of pollutants, pp. 236-244. *In* sixth International Bioindicators Symposium Proceeding, Bioindicators and environmental management, Jeffrey D.W. & Madden B. (eds.), Academic Press, UK.
- Sawyko P.M., 1994. Development of zebra mussel control programs utilizing chlorine, acti-brom and bromine, pp. 139-148. *In* The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Schleicher C., 1997. The zebra mussel buster, pp. 301-304. *In* Zebra mussels and aquatic nuisance species, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.

- Schloesser D.W., Nalepa T.F. & Mackie G.L., 1996. Zebra mussel infestation of unionid bivalves (Unionidae) in north America. *Am. zool.*, 36, 300-310.
- Schloesser D.W., Kovalak W.P., Longton G.D., Ohnesorg K.L. & Smithee R.D., 1998. Impact of zebra and quagga mussels (*Dreissena* spp.) on freshwater unionids (Bivalvia : Unionidae) in the Detroit river of the Great Lakes. *Am. midl. nat.*, 140 (2), 299-313.
- Schmitz P., Krebs F. & Irmer U., 1994. Development, testing and implementation of automated biotests for the monitoring of the river Rhine, demonstrated by bacteria and algae tests. *Water sci. technol.*, 29 (3), 215-221.
- Serli N., Claudi R., Lewis D. & Pawson R., 1994. Use of cathodic protection for control of zebra mussel biofouling on steel and concrete surfaces. *In* The fourth international zebra mussel conference agenda and abstracts, Madison, Wisconsin, USA.
- Simkins L.J. & Jones J.D., 1997. The impact of zebra mussels on corrosion of steel structures, pp. 305-327. *In* Zebra mussels and aquatic nuisance species, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.
- Singer S., Vanfleet A., Viel J.J., Genevese E.E., 1997. Biological control of the zebra mussel *Dreissena polymorpha* and the snail *Biomphalaria glabrata*, using Gramicidin S and D and molluscicidal strains of *Bacillus*. *J. ind. microbiol. biotechnol.*, 18, 226-231.
- Skubinna J.P., Coon T.G. & Batterson T.R., 1995. Increased abundance and depth of submersed macrophytes in response to decreased turbidity in Saginaw Bay, Lake Huron. *J. Gt. Lakes res.*, 21 (4), 476-488.
- Slooff W., de Zwart D. & Marquenie J.M., 1983. Detection limits of a biological monitoring system for chemical water pollution based on mussel activity. *Bull. environ. contam. toxicol.*, 30, 400-405.
- Sluyts H., Van Hoof F., Cornet A. & Paulussen J., 1996. A dynamic new alarm system for use in biological early warning systems. *Environ. toxicol. chem.*, 15 (8), 1317-1323.
- Smit H., Bij de Vaate A., Reeders H.H., van Nes E.H. & Noordhuis R., 1993. Colonization, ecology, and positive aspects of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) in the Netherland, pp. 55-77. *In* Zebra mussels : biology, impacts and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.
- Smith P.J., 1996. Selective decline in imposex levels in the dogwhelk *Lepsiella scobina* following a ban on the use of TBT antifoulants in New Zealand. *Mar. pollut. bull.*, 32 (4), 362-365.
- Smith T.E., Stevenson R.J., Caraco N.F. & Cole J.J., 1998. Changes in phytoplankton community structure during the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) invasion of the Hudson River (New York). *J. plankton res.*, 20 (8), 1567-1579.
- Smolik N., Ruzsna L., Anderson J. & Hale L., 1995. The use of chlorine dioxide for adult zebra mussel control - A perspective of treatment histories, pp. 405-418. *In* The fifth international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference proceedings, Toronto, Canada.
- Smythe A.G., Doyle J.F., Reed T.A. & Sawyko P.M., 1994. Application of cost effective electric fields to deter attachment of the zebra mussel to structures, pp. 335-369. *In* The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Smythe A.G., Lange C.L., Doyle J.F., Moesch J.A. & Sawyko P.M., 1995. Pulse power generated electric fields as a means to control zebra mussels, pp. 431-446. *In* The fifth international zebra mussel and other aquatic nuisance organisms conference proceedings, Toronto, Canada.
- Sparks R.E., Cairns Jr. J., McNabb R.A. & Suter G.I.I., 1972. Monitoring zinc concentrations in water using the respiratory response of Bluegills (*Lepomis macrochirus* Rafinesque) *Hydrobiol.*, 40 (3), 361-369.
- Sprung M. & Rose U., 1988. Influence of food size and food quantity on the mussel *Dreissena polymorpha*. *Oecol.*, 77, 526-532.
- Sprung M., 1989. Field and laboratory observations of *Dreissena polymorpha* larvae : abundance, growth, mortality and food demands. *Arch. hydrobiol.*, 115, 537-561.
- Sprung M., 1993. The other life : an account of present knowledge of the larval phase of *Dreissena polymorpha*. pp. 39-53. *In* Zebra mussels : biology, impact and control, Nalepa T.F. & Schloesser D.W. (eds.), Lewis publishers, Boca Raton.

- Stanczykowska A., 1977. Ecology of *Dreissena polymorpha* (Pall.) (Bivalvia) in lakes, Pol. Arch. Hydrobiol., 24, 461-530.
- Stewart T.W., Miner J.G. & Lowe R.L., 1998. Quantifying mechanisms for zebra mussel effects on benthic macroinvertebrates : organic matter production and shell-generated habitat. J. north amer. benthol. soc., 17 (1), 81-94.
- Strayer D.L., Smith L.C. & Hunter D.C., 1998. Effects of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) invasion on the macrobenthos of the freshwater tidal Hudson River. Can. j. zool., 76, 419-425.
- Stuijzand S.C., Kraak M.H.S., Wink Y.A. & Davids C., 1995. Short-term effects of nickel on the filtration rate of the zebra mussel *Dreissena polymorpha*. Bull. environ. contam. toxicol., 54 (3), 376-381.
- Taylor G.T. & Zheng D., 1997. Preliminary report on use of marine natural products as repellents for zebra mussels, *Dreissena polymorpha*, pp. 523-531. In Zebra mussels and aquatic nuisance species, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.
- Ten Winkel E.H. & Davids C., 1982. Food selection by *Dreissena polymorpha* Pallas (Mollusca, Bivalvia). Freshw. biol., 35, 383-394.
- Testard P., 1991. Eléments d'écologie du lamellibranche invasif *Dreissena polymorpha* Pallas. Etude de la dispersion des larves en région parisienne et de leur fixation. Réponse à la désoxygénation de l'eau. Doctorat d'Etat es Sciences, Univ. Pierre et Marie Curie Paris VI, 358 p.
- Thomas M., Florion A., Chrétien D. & Terver D., 1994. Comparaison des performances de deux biocapteurs appliqués à la surveillance de la qualité des eaux, pp. 65-73. In Recours biologique pour la surveillance en continu de la qualité des eaux. Colloque Européen, Nancy.
- Thomas M., 1996. Biodétection en temps réel. Contribution à la réalisation d'un nouveau système de détection biologique précoce de la pollution des eaux de surface, fondé sur l'exploitation des décharges autostimulatrices d'un poisson électrique tropical : *Apteronotus albifrons* (Apteronotidae - Gymnotiformes). Th. Doct., Biol. Org., Univ. Nancy I, 240 p.
- Thorp J.H., Delong M.D. & Casper A.F., 1998. *In situ* experiments on predatory regulation of a bivalve mollusc (*Dreissena polymorpha*) in the Mississippi and Ohio Rivers. Freshw. biol., 39, 649-661.
- Tóth S., Becker-Van Slooten K., Spack L., de Alencastro L.F. & Tarradellas J., 1996. Irgarol 1051, an antifouling compound in freshwater, sediment, and biota of lake Geneva. Bull. environ. contam. toxicol., 57, 426-433.
- Tourari A., 1988. Effets de l'échauffement des eaux sur le cycle de reproduction de la moule d'eau douce *Dreissena polymorpha* (Bivalve : Dreissenidae). Etude *in situ* et en laboratoire : aspects histologiques, histochimiques et biochimiques. Th. Doct., Ecotox., Univ. Metz, 230 p.
- Tourari A., Crochard J.-C. & Pihan J.-C., 1988. Action de la température sur le cycle de reproduction de *Dreissena polymorpha* (Pallas). Etude *in situ* et au laboratoire. Haliotis, 18, 85-98.
- Tucker J.K., Cronin F.A., Soergel D.W. & Theiling C.H., 1996. Predation on zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) by common carp (*Cyprinus carpio*). J. freshw. ecol., 11 (3), 363-372.
- Usseglio-Polatera P., Bachmann V. & Moreteau J.C., 1997. Oxygen budget and biological processes in the regulated rivers Mosel and Saar – Contribution of the benthic compartment. Rapport final Commissions Internationales pour la Protection de la Moselle et de la Sarre contre la pollution, Université Paris VI, CNRS URA 1367, Centre de Recherches Ecologiques de l'Université de Metz, 112 p.
- Ussery T.A. & McMahon R.F., 1994. Comparative study of the desiccation resistance of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) and quagga mussels (*Dreissena bugensis*), pp. 351-369. In The fourth international zebra mussel conference proceedings, Madison, Wisconsin, USA.
- Ussery T.A., Miller A.C. & Payne B.S., 1998. Effects of forced hot air on zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) survival. J. freshw. ecol., 13 (3), 365-367.
- Van Benschoten J.E., Jensen J.N., Brady T.J., Lewis D.P., Sferrazza J. & Neuhauser E.F., 1993. Response of zebra mussel veligers to chemical oxidants. Water res., 27 (4), 575-582.

- Van der Velde G., Rajagopal S. & Jenner H.A., 1997. Sublethal responses of zebra mussel, *Dreissena polymorpha* (Pallas) to low-level chlorination : a laboratory study, pp. 147-162. In the seventh international zebra mussel and aquatic nuisance species conference proceeding, New Orleans, USA.
- Vanrolleghem P.A., Kong Z., Rombouts G. & Verstraete W., 1994. An on-line respirographic biosensor for the characterization of load and toxicity of wastewaters. J. chem. technol. biotechnol., 59 (4), 321-333.
- Vasseur P., Osbild D. & Babut M., 1994. Détection en continu de la toxicité des eaux, pp. 113-125. In Actes du séminaire national HydrOsystème. Etat de santé des écosystèmes aquatiques. Les variables biologiques comme indicateurs, Cemagref 2^{ème} édition, Paris.
- Waller D.L., Rach J.J., Cope W.G., Marking L.L., Fisher S.W. & Dabrowska H., 1993. Toxicity of candidate molluscicides to zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) and selected nontarget organisms. J. Gt. Lakes res., 19 (4), 695-702.
- Wallet M., 1984. La bucéphalose larvaire à *bucephalus polymorphus* BAER, 1827 (Trematoda ; Digenea). Biologie de la cercaire et aspects épidémiologiques dans le Sud-Est de la France. Th. 3^{ème} cycle, Univ. Montpellier, 188 p.
- Walz N., 1973. Studies on the biology of *Dreissena polymorpha* in lake Constance. Arch. hydrobiol. suppl., 42, 452-482.
- Walz N., 1978. The energy balance of the freshwater mussel *Dreissena polymorpha* Pallas in laboratory experiments and in lake Constance. I, Pattern of activity, feeding and assimilation efficiency. Arch. hydrobiol., 1, 83-105.
- Whittier T.R., Herlihy A.T. & Pierson S.M., 1995. Regional susceptibility of northeast lakes to zebra mussel invasion. Fish., 20 (6), 20-27.
- Wolf G., Scheunders P. & Selens M., 1998. Evaluation of the swimming activity of *Daphnia magna* by image analysis after administration of sublethal Cadmium concentrations. Comp. biochem. physiol., 120A, 99-105.
- Wright D.A., Magee J.A., Setzler-Hamilton E.M., Chalker-Scott L. & Morgan G.L., 1997. Use of high energy monochromatic UV light to kill Dreissenid larvae, pp. 467-475. In Zebra mussels and aquatic nuisance species, D'Itri F.M. (ed.), Ann Arbor Press, Michigan.

ANNEXE 1 : Méthode de dosage du Mexel® 432.

Matériels :

- flacons en verre de 100 ml, à col rodé
- pipette de 2ml, 10 ml et 50 ml
- ampoule à décanter
- agitateur magnétique
- cuve en quartz de 1 ou 2 cm
- spectrophotomètre

Produits :

- dichloro -1,2 éthane
- orange de méthyle à 0,04% en poids
- acide nitrique 10%
- acétone
- chlorure de potassium (KCl)
- acétate de sodium, trihydraté ($\text{CH}_3\text{COONa}, 3\text{H}_2\text{O}$)
- acide acétique glacial
- eau déminéralisée

Mode opératoire :

- *Lavage de la verrerie*

Double lavage à l'acétone, rinçage à l'acide nitrique à 10%, puis 3 rinçages à l'eau déminéralisée.

- *Préparation de la solution tampon (pH = 3,75)*

125 g de KCl et 70 g de $\text{CH}_3\text{COONa}, 3\text{H}_2\text{O}$ sont dissous dans 500 ml d'eau déminéralisée.

Ajouter 300 ml d'acide acétique glacial.

Compléter à 1000 ml avec de l'eau déminéralisée.

La solution peut être conservée plusieurs mois.

- *Préparation des solutions étalons*

A partir d'une pesée, préparer une solution de Mexel® 432 à 1 g/l dans une fiole jaugée de 100 ml.

Homogénéiser.

Rapidement, effectuer les dilutions de la solution à 1 g/l et obtenir un échantillon de 50 ml.

Homogénéiser.

- *Préparation des échantillons*

Dans les flacons de 100 ml, muni d'un barreau aimanté, introduire :

50 ml d'eau à analyser (étalon ou prélèvement)

2 ml de solution tampon (cette solution peut être gardée 2 heures au frais)

1,25 ml d'orange de méthyle

10 ml de dichloro -1,2 éthane.

Agiter à 600 tours/minute pendant 6 minutes.

Laisser décanter (au moins deux minutes).

- *Dosage*

Recueillir la phase organique

Mesurer immédiatement l'absorbance par rapport à l'air à 430 nm ou après 10 minutes de stabilisation à 414 nm.

Mesurer le blanc : - pour les solutions étalons : eau déminéralisée

$$D.O. = D.O._{\text{mesurée}} - D.O._{\text{blanc}}$$

- pour les échantillons : eau non additionnée de Mexel® 432 (eau de rivière, eau déminéralisée, eau déchlorée,...)

$$D.O. = D.O._{\text{mesurée}} - D.O._{\text{blanc}}$$

ANNEXE 2 :

Concentrations de Mexel[®] 432 injectées et résiduelles dans le bac d'injection

	Concentration de Mexel [®] 432 (mg/l)			
Concentration injectée	4,0	5,8	7,3	7,8
Concentration résiduelle dans le bac d'injection	3,0	4,0	4,8	5,2
	2,4	4,2	3,5	5,6
	0,5	2,1	4,1	5,5
	2,2	3,1	4,4	6,0
	1,3	3,2	4,0	5,3
	1,4	2,9	4,2	5,3
	1,3	3,4	4,2	6,1
	0,7	3,3	4,5	5,9
		3,9	4,9	5,0
Moyenne	1,6	3,3	4,3	5,5
Ecart type	0,9	0,6	0,4	0,4
n	8	9	9	9
Mini.	0,5	2,1	3,5	5,0
Maxi.	3,0	4,2	4,9	6,1

Concentrations de Mexel[®] 432 injectées et résiduelles dans le bac exposé 3

	Concentration de Mexel [®] 432 (mg/l)			
Concentration injectée	4,0	5,8	7,3	7,8
Concentration résiduelle dans le bac d'injection	1,8	1,6	3,2	2,8
	1,0	2,2	3,6	3,1
	1,1	1,5	2,8	3,8
	1,2	1,8	3,1	3,9
	1,2	1,8	3,1	3,2
	0,6	2,2	3,0	3,1
	0,2	1,9	2,5	3,3
	0,7	2,3	3,2	3,6
	0,5	2,6	3,6	3,2
Moyenne	0,9	2,0	3,1	3,3
Ecart type	0,5	0,4	0,4	0,3
n	9	9	9	9
Mini.	0,2	1,5	2,5	2,8
Maxi.	1,8	2,6	3,6	3,9

LISTE DES ABREVIATIONS

BEWS : Biological Early Warning System

CAF : Coefficient d'Activité de Filtration

CAV : Coefficient d'Activité Valvaire

CI : Concentration Inhibitrice

Ci : Concentration injectée

CL : Concentration Létale

Cn : Concentration nominale

Cr : Concentration résiduelle

DA : Durée d'Arrêt

DF : Durée de Filtration

DFV : Durée de Fermeture des Valves

DL : Dose Létale

DOV : Durée d'Ouverture des Valves

ind/US/sem : nombre d'individu par Unité de Surface (17,16 cm²) et par semaine

NOEC : No Observed Effect Concentration

MES : Matière En Suspension

ORT : Oxydants Résiduels Totaux

US EPA : United States Environmental Protection Agency

PUBLICATIONS ET COMMUNICATIONS

Publication internationale

Giamberini L., Czembor N. & Pihan J.C., 1995. Inhibitory effects of an organic molluscicide on byssal thread development in zebra mussels. *Journal of Invertebrate Pathology*, 66, 205-206.

Actes de colloque

Giamberini L., Czembor N. & Pihan J.C., 1994. Effects of Mexel 432 on the settling, detachment and mortality of adult zebra mussels, pp. 73-81. 4th International Zebra Mussel Conference. Madison, Wisconsin, USA.

Czembor N., Rousselle P., Giamberini L. & Pihan J.C., 1995. Un nouveau dispositif d'évaluation de l'écotoxicité en milieu aquatique par un double test écophysiological, pp. 93-96. 39^{ème} Congrès National de l'Association Française de Limnologie. Corte, Corse.

Czembor N., Giamberini L. & Pihan J.C., 1997. Effects of Mexel 432 on pumping and valve activities in zebra mussel : used of a new experimental evaluation system, pp. 23-35. 7th International Zebra Mussel and Aquatic Nuisance Species Conference. New Orleans, Louisiana, USA.

Communications orales nationales et internationales

Giamberini L., Czembor N. & Pihan J.C., 1994. Effects of Mexel 432 on the settling, detachment and mortality of adult zebra mussels. 4th International Zebra Mussel Conference. Madison, Wisconsin, USA.

Czembor N., Rousselle P., Giamberini L. & Pihan J.C., 1995. Un nouveau dispositif d'évaluation de l'écotoxicité en milieu aquatique par un double test écophysiological. 39^{ème} Congrès National de l'Association Française de Limnologie. Corte, Corse.

Czembor N., Giamberini L. & Pihan J.C., 1996. Inhibition capacity of Mexel 432 on the settlement of *Dreissena polymorpha* veligers and other organisms of macrofouling in the Moselle river (Northeastern France). 6th International Zebra Mussel and Other Aquatic Nuisance Species Conference. Dearborn, Michigan, USA.

Mersch J., Leglize L., Czembor N. & Pihan J.C., 1996. *Dreissena polymorpha* : a multi-function indicator organism. 6th International Zebra Mussel and Other Aquatic Nuisance Species Conference. Dearborn, Michigan, USA.

Czembor N., Giamberini L. & Pihan J.C., 1998. Effects of an organic antifouling compound (Mexel 432) both on settlement of *Dreissena* larvae and several benthic invertebrate species and on growth of adult mussels. Field and laboratory experiments.

8th International Zebra Mussel and Aquatic Nuisance Species Conference. Sacramento, Californie, USA.

- Czembor N.**, Giamberini L. & Pihan J.C., 1998. Ecotoxicité du Mexel 432. Etude *in situ* et au laboratoire. Réunion thématique 'Bilan des connaissances sur le Mexel 432. Acceptabilité environnementale, usages industriels'. EDF/DER. Chatou, France.
- Czembor N.**, Rouselle P., Giamberini L., Pihan J.C., 1998. Filtrovalvomètre : sensibilité du capteur vis à vis de substances antifouling. Journée de présentation d'acquis actuels du Projet Fédérateur Régional Lorrain, 'Mesure, Caractérisation et Modélisation de l'Etat et du Transport des Polluants'. Vandoeuvre lès Nancy, France.
- Czembor N.**, Giamberini L. & Pihan J.C., 1998. Effects of Mexel 432 both on the settlement of *Dreissena polymorpha* veligers and other organisms of macrofouling in the Moselle river (north-eastern France) and on the adult zebra mussel growth. International Conference on Ecotoxicology and Environmental Safety. Antalya, Turquie.

Communications affichées

- Czembor N.**, Giamberini L. & Pihan J.C., 1994. Un nouveau dispositif d'évaluation de l'écotoxicité en milieu aquatique par un double test écophysologique. Colloque européen sur le recours pour la surveillance en continu de la qualité des eaux. Nancy.
- Giamberini L., **Czembor N.** & Pihan J.C., 1997. Effects of Mexel 432 on pumping and valve activities in zebra mussel : used of a new experimental evaluation system. 7th International Zebra Mussel and Aquatic Nuisance Species Conference. New Orleans, Louisiana, USA.
- Czembor N.**, Mouabad A. & Pihan J.C., 1998. Mollusc bivalves as freshwater biological sensors : application to an antifouling, the Mexel 432. International Conference on Ecotoxicology and Environmental Safety. Antalya, Turquie.

Le biodétecteur développé dans ce travail a fait l'objet d'un dépôt d'une Enveloppe Soleau, n° 84763. 28 avril 1997. Le Filtrovalvomètre. (Protection de projets innovants).

Abstract

Aquatic ecotoxicological study of the antifouling Mexel[®] 432. (Optimisation of an ecophysiological test based on the pumping and valve activity of *Dreissena polymorpha*. Application on the control of this mollusc).

Laboratory studies on the short-term lethal toxicity of Mexel[®] 432 have led to a response classification of different species, which is, by decreasing sensibility:

Daphnia > *Gammarus* > *Dreissena* > *Anodonta* > *Corbicula* > *Chironomini** (*without dose/effect relation).

According to these results, residual concentrations lower than 3 mg/l could be used in sequential treatments lasting short periods (less than one hour). In case of continuous treatments, residual concentrations lower than 0.20 mg/l could be recommended in order to save organisms not targeted by the compound.

Laboratory sublethal toxicity tests, using the 'filtrovalvomètre' have permitted to classify several antifouling substances by their toxicity on pumping and valve activity and also to improve the use of the biomonitoring. The classification, by increasing toxicity is:

Mexel[®] 432 < TBT < chlorine < copper.

In situ studies using *Mytilus edulis* have improved the injection protocol of Mexel[®] and chlorine, and shown that the 'filtrovalvomètre' could be used in the field.

At least, an *in situ* study in the river Moselle has been conducted during spawning of *Dreissena polymorpha*, using Mexel[®] 432 at 4 mg/l injected sequentially all 8 hours during 30 minutes. It showed a continuous decrease of macrofouling on the weekly collected slices, by number and also by biomass, a decrease of macrofouling on the walls after 3 months of study, as well as a growing stop and an increase of adult mortality.

Key words : *Dreissena polymorpha* – Bivalve – Toxicity - Antifouling – Mexel[®] 432 – Biological Early Warning Systems – Pumping – Valve movement.

Auteur : Nathalie CZEMBOR

Année : 2001

Titre : Etude écotoxicologique en milieu aquatique du Mexel® 432, substance antisalissure. (Optimisation d'un test écophysiological basé sur les activités filtrante et valvaire de *Dreissena polymorpha*. Application à la lutte contre ce mollusque).

Résumé

L'étude en laboratoire de la toxicité létale à court terme du Mexel® 432 a permis de classer les différentes espèces selon leur sensibilité. Le classement dans l'ordre décroissant de sensibilité suivant a été obtenu :

Daphnie > Gammare > Dreissène > Anodonte > Corbicule > Chironome* (* sans relation dose/effet).

En tenant compte de ces résultats, des concentrations résiduelles inférieures à 3 mg/l pourraient être acceptées en traitement séquentiel pendant des durées très courtes (moins d'une heure) et dans le cas de traitements en continu, une concentration résiduelle inférieure à 0,20 mg/l pourrait être recommandée pour protéger les organismes d'eau douce non ciblés par le composé.

Les essais de toxicité sublétales réalisés en laboratoire au moyen du filtrovalvomètre ont permis d'une part de proposer le classement suivant des substances antisalissures, selon une toxicité croissante sur les activités filtrante et valvaire :

Mexel® 432 < tributylétain < chlore < cuivre.

D'autre part, ces essais ont permis d'optimiser le protocole d'utilisation du biodétecteur.

Les essais réalisés *in situ* avec *Mytilus edulis* ont permis d'optimiser le protocole d'injection du Mexel® 432 et du chlore. Ces essais ont également permis de montrer que le filtrovalvomètre peut être transféré sur site afin d'optimiser l'injection de ces substances.

Finalement, l'étude réalisée *in situ* sur la Moselle pendant la saison de ponte de la Dreissène montrent que le Mexel® 432 injecté séquentiellement, toutes les 8 heures pendant 30 minutes à la concentration nominale de 4 mg/l produit une réduction de l'abondance du macrofouling fixé sur les lames chaque semaine, en nombre d'individus et en biomasse, une réduction de l'abondance du macrofouling fixé sur les parois après la période expérimentale de 3 mois, et enfin un arrêt de croissance et augmentation de la mortalité dans les lots de Dreissènes adultes.

Mots-clés : *Dreissena polymorpha* – Bivalve – Toxicité - Substances antisalissures – Mexel® 432 - Biodétecteur – Filtration – Mouvement valvaire.