

MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT  
ET DE LA LUTTE CONTRE  
LES CHANGEMENTS CLIMATIQUES

# LES NÉONICOTINOÏDES : ÉTAT DES CONNAISSANCES DE LEURS IMPACTS SUR LES ORGANISMES AQUATIQUES

REVUE DE LITTÉRATURE

## **Coordination et rédaction**

Cette publication a été réalisée par le Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec du développement durable du ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques (MELCC). Elle a été produite par la Direction des communications du MELCC.

## **Recherche et rédaction**

Nathalie Paquet<sup>1</sup>, Division de l'écotoxicologie et de l'évaluation du risque, Direction des expertises et des études

Gaëlle Triffault-Bouchet<sup>1</sup>, Division de l'écotoxicologie et de l'évaluation du risque, Direction des expertises et des études

## **Révision scientifique**

Émilie Bilodeau<sup>1</sup>, Direction des matières dangereuses et des pesticides

Monique Boily<sup>2</sup>, professeure associée, Département des sciences biologiques

Andrée Gendron<sup>3</sup>, Division recherche sur les contaminants aquatiques, Direction générale des sciences et technologies

Isabelle Giroux<sup>1</sup>, Direction de la qualité des milieux aquatiques

Magali Houde<sup>3</sup>, Division recherche sur les contaminants aquatiques, Direction générale des sciences et technologies

Marianne Métivier<sup>1</sup>, Direction de la qualité des milieux aquatiques

<sup>1</sup> Ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec.

<sup>2</sup> Université du Québec à Montréal (UQÀM)

<sup>3</sup> Environnement et Changement climatique Canada

## **Renseignements**

Pour tout renseignement, vous pouvez communiquer avec le Centre d'information.

Téléphone : 418 521-3830  
1 800 561-1616 (sans frais)

Télécopieur : 418 646-5974

Formulaire : [www.environnement.gouv.qc.ca/formulaires/reenseignements.asp](http://www.environnement.gouv.qc.ca/formulaires/reenseignements.asp)

Internet : [www.environnement.gouv.qc.ca](http://www.environnement.gouv.qc.ca)

## **Pour obtenir un exemplaire du document :**

Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec du développement durable du Ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques

2700, rue Einstein  
Québec (Québec) G1P 3W8  
Téléphone : 418 643-1301

Ou

Visitez notre site Web : [www.environnement.gouv.qc.ca](http://www.environnement.gouv.qc.ca)

**Référence à citer**

CENTRE D'EXPERTISE EN ANALYSE ENVIRONNEMENTALE DU QUÉBEC. 2020. Les néonicotinoïdes : état des connaissances de leurs impacts sur les organismes aquatiques. Ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, 52 p. [En ligne]. <http://www.environnement.gouv.qc.ca/pesticides/rapport/neonics-etat-connaissances-impacts-organismes-aqua.pdf> (page consultée le jour/mois/année).

Dépôt légal – 2020  
Bibliothèque et Archives nationales du Québec  
ISBN 978-2-550-86462-2 (PDF)

Tous droits réservés pour tous les pays.

© Gouvernement du Québec - 2020

# TABLE DES MATIÈRES

<b>1. Introduction</b>	<b>1</b>
<b>2. Devenir dans l'environnement</b>	<b>6</b>
2.1 Caractéristiques physicochimiques	6
2.2 Devenir dans les sols	10
2.3 Devenir dans l'eau	12
<b>3. Concentrations environnementales</b>	<b>14</b>
<b>4. Toxicité sur les organismes aquatiques</b>	<b>15</b>
4.1 Invertébrés aquatiques	15
4.2 Algues et plantes aquatiques	17
4.3 Vertébrés aquatiques	17
<b>5. Conclusions</b>	<b>38</b>
<b>6. Références bibliographiques</b>	<b>40</b>

## LISTE DES TABLEAUX

**Tableau 1** – Structure moléculaire des néonicotinoïdes. \_\_\_\_\_ **7**

**Tableau 2** – Propriétés physico-chimiques des néonicotinoïdes. \_\_\_\_\_ **9**

**Tableau 3** – Effets potentiels des néonicotinoïdes pour les organismes aquatiques. \_ **19**

## LISTE DES FIGURES

**Figure 1** – Représentation schématique d'une synapse cholinergique entre deux neurones. \_\_\_\_\_ **2**

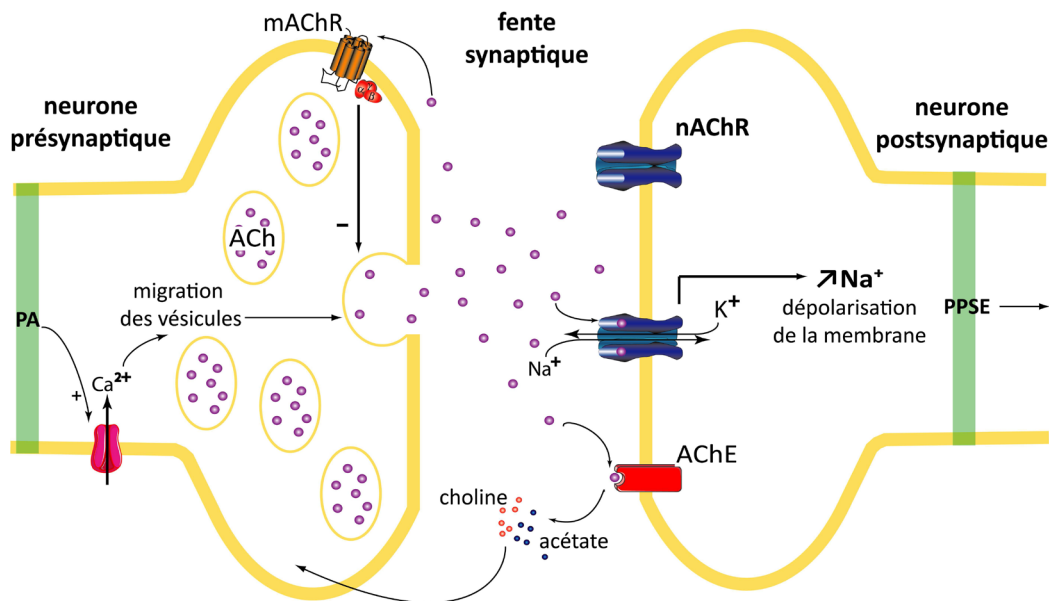
**Figure 2** – Modèle schématique des liaisons des néonicotinoïdes avec les nAChRs. \_ **6**

# 1. INTRODUCTION

Depuis leur découverte dans les années 1980 et leur mise sur le marché dans les années 1990, l'utilisation des néonicotinoïdes s'est extrêmement répandue dans le monde. Cette classe de pesticides a été développée en partie en réponse à la résistance croissante des ravageurs aux autres classes alors utilisées, telles que les organophosphorés, les carbamates et les pyréthrinoïdes, et à l'augmentation des preuves d'un lien entre une déficience du développement neurologique des enfants et ces insecticides, inhibiteurs de l'acétylcholinestérase (Morrissey et collab., 2015).

Les néonicotinoïdes sont des insecticides systémiques. Ainsi, contrairement aux autres insecticides qui sont présents à la surface des plantes, les insecticides systémiques, du fait de leurs caractéristiques physicochimiques, sont absorbés par la plante et peuvent être transportés, par le phloème ou le xylème, dans tous les tissus : feuillage, tige, racines, fleurs, pollen et fruits. Étant donné que les molécules mères des néonicotinoïdes et leurs métabolites circulent dans les tissus de la plante, ces insecticides leur procurent une protection contre un grand nombre d'arthropodes phytophages qui seront affectés à la suite d'un contact avec l'insecticide ou de l'ingestion d'un morceau de la plante (Bonmatin et collab., 2015). Ils ont ainsi un large spectre d'action.

Les néonicotinoïdes agissent au sein du système nerveux central en interférant avec la transmission neuronale. Les néonicotinoïdes de première génération sont des agonistes de l'acétylcholine, un neurotransmetteur ayant un haut degré d'affinité pour les récepteurs nicotiniques (nAChRs) situés dans le neurone post-synaptique. Le lien entre l'acétylcholine et le récepteur assure la transmission rapide du signal nerveux (Jeschke et collab., 2013). À faible concentration, les néonicotinoïdes induisent une stimulation du système nerveux central des insectes (van Lexmond et collab., 2015). Cependant, à forte concentration, ils entraînent une hyperactivité neuronale. Ce dysfonctionnement induit un blocage des récepteurs nAChRs et, par conséquent, une interruption de la transmission de l'influx nerveux qui conduit à l'accumulation d'acétylcholine dans l'espace intersynaptique (figure 1). Cette modification neuronale conduit incessamment à une paralysie puis à la mort de l'insecte. Ainsi, l'effet sur le système nerveux central est semblable à celui de la nicotine. Les insectes y sont particulièrement sensibles puisque leur proportion de récepteurs nAChRs est beaucoup plus grande que chez d'autres organismes (Anderson et collab., 2015; Jeschke et collab., 2013).



**Figure 1** – Représentation schématique d'une synapse cholinergique entre deux neurones (Bodereau, 2011). L'activation de l'élément présynaptique se caractérise par un potentiel d'action (PA) qui, en se propageant au niveau du bouton synaptique, permet l'activation de canaux calciques voltage-dépendants et la migration de vésicules d'acétylcholine (ACh) vers la fente synaptique. La libération de l'ACh par le neurone présynaptique active les récepteurs à l'acétylcholine de type nicotinique (nAChRs) postsynaptiques. L'activation de ces nAChRs entraîne un flux sortant d'ions  $K^+$  et un flux entrant d'ions  $Na^+$  majoritaire. Cette entrée d'ions sodium crée une dépolarisation de la membrane et génère ainsi un potentiel post-synaptique excitateur (PPSE) permettant de transmettre l'information nerveuse au neurone postsynaptique. L'ACh peut également se fixer sur des récepteurs à l'acétylcholine de type muscarinique (mAChRs) qui régulent la libération de l'ACh. Au niveau de la fente synaptique, l'ACh est dégradée en choline et acétate par l'acétylcholinestérase (AChE). La choline est recapturée par l'élément présynaptique pour synthétiser de nouvelles molécules d'ACh.

Les néonicotinoïdes de deuxième génération, comme le THM, ont un mode d'action sensiblement différent. Le THM est un faible agoniste des récepteurs nicotiniques de l'acétylcholine. En revanche, c'est un agoniste puissant au niveau des synapses interneurones géantes (Simon-Delso et collab., 2015). Il entraîne une puissante dépolarisation en se fixant à des récepteurs muscariniques. Le métabolite issu de la N-déméthylation du THM, le TMX-dm, se fixe sur les récepteurs nicotiniques de l'acétylcholine et agit de la même façon que les néonicotinoïdes de première génération (Simon-Delso et collab., 2015). Précisons que ce mode d'action a été étudié chez les insectes terrestres tels que la blatte et certains orthoptères, des insectes ayant des cerques. À notre connaissance, ce mécanisme n'a pas été rapporté pour des organismes aquatiques.

Les néonicotinoïdes de troisième génération, comme le DIN, interagissent avec les récepteurs nicotiniques de l'acétylcholine (Simon-Delso et collab., 2015). D'après les données disponibles, le mode d'action du DIN est lié à un blocage de l'activité nerveuse, plutôt qu'à une stimulation. Enfin, les composés de quatrième génération, tel le sulfoxaflor, ont le même mode d'action que les néonicotinoïdes de première génération (Simon-Delso et collab., 2015).

L'imidaclopride (IMI) est un des premiers néonicotinoïdes à avoir été développé. Il a été homologué pour la première fois aux États-Unis en 1992. Il était alors commercialisé pour lutter contre un coléoptère qui attaque les pommes de terre (Anderson et collab., 2015). Depuis, il peut être utilisé pour le contrôle des ravageurs de la tomate, de la pomme, de la laitue des champs et de plusieurs plantes cultivées sous serre lorsqu'il est appliqué au niveau foliaire ou au sol, dans le sillon. Il est également utilisé en prétraitement prophylactique des semences de la moutarde, du canola, du maïs, du colza, du soya, etc.,

où il est efficace contre les insectes suceurs, insectes du sol, aleurodes, termites, insectes du gazon et le doryphore de la pomme de terre.

Il existe trois autres néonicotinoïdes de première génération : le thiaclopride (THC), l'acétamipride (ACT) et le nitenpyrame (NIT). Le THC a été essentiellement développé pour lutter contre les pucerons et les aleurodes. L'ACT est également utilisé contre les insectes suceurs (ex. : pucerons et aleurodes) sur les légumes feuillus, les cultures de choux, d'agrumes, de coton, de plantes ornementales et de légumes-fruits. Bien qu'il soit utilisé en agriculture, le NIT est principalement prescrit en médecine vétérinaire pour lutter contre les parasites externes du bétail et des animaux de compagnie.

La clothianidine (CLO) et le thiaméthoxame (THM) sont des néonicotinoïdes de deuxième génération qui ont été mis sur le marché au début des années 2000 (Uneme, 2011). Les deux produits sont homologués pour le traitement des semences, notamment les semences de maïs et de soya. Ils sont aussi homologués pour usage en pulvérisation sur une grande variété de cultures. Pour ce qui est de la CLO, il existe différentes formulations utilisées pour le prétraitement des semences ou pour le contrôle des insectes ravageurs des fruits à pépins et à noyau, de la pomme de terre et du gazon. Différentes formulations de THM sont, notamment, utilisées pour le contrôle du hanneton européen et du hanneton masqué.

Des néonicotinoïdes de troisième génération ont été développés plus récemment. Il s'agit notamment du dinotéfurane (DIN), commercialisé en 2002 (Wakita, 2011). Le DIN agit par contact et ingestion et entraîne l'arrêt de l'alimentation dans les heures qui suivent le contact et la mort peu après. Il est efficace sur de nombreuses espèces d'insectes infestant le coton et les cultures maraîchères. Le DIN n'est pas homologué au Canada, ce qui signifie qu'il ne peut être utilisé à des fins agricoles par aucune province canadienne. Il est par contre homologué aux États-Unis depuis 2004.

D'autres néonicotinoïdes sont récemment apparus sur le marché ou sont actuellement en développement. Un néonicotinoïde de quatrième génération du nom de sulfoxaflor, qui provient d'une molécule de la famille des sulfoximines, est récemment apparu sur les marchés chinois et américain (Jeschke et collab., 2013). Il est aussi homologué au Canada. D'autres pesticides sont d'ailleurs actuellement développés en Chine, par exemple : guadipyr, huanyanglin, paichongding, cycloxaprid et imidaclothiz (Jeschke et collab., 2013; Simon Delso et collab., 2015).

Les hémiptères et les thysanoptères sont particulièrement sensibles aux néonicotinoïdes, à cause de leur mode d'alimentation (Uneme, 2011). Les hémiptères (pucerons, punaises, aleurodes et cicadelles) sont des insectes généralement phytophages dont les pièces buccales ont un rostre piqueur-suceur (Béranger, 1991). Cet appendice leur permet de piquer la plante et d'injecter de la salive qui contient des enzymes qui digèrent les tissus de la plante. Le liquide obtenu est ensuite aspiré à l'aide du rostre. Si les insectes sont nombreux, la multiplication des piqûres entraîne une nécrose rapide des tissus de la plante (Béranger, 1991). Les thysanoptères sont de petits insectes au corps plat, dont les pièces buccales « piqueuses » sont asymétriques. Cet ordre des insectes contient quelques espèces nuisibles aux cultures, telles que le thrips du tabac et de l'oignon, le thrips des petits fruits et des espèces qui transmettent des agents phytopathogènes comme le virus Tomato spotted wilt (Riley et Pappu, 2004). Les néonicotinoïdes ont également été commercialisés pour lutter contre certains diptères, coléoptères et lépidoptères.

De façon générale, les vertébrés ont beaucoup moins de récepteurs nicotiques ayant une haute affinité pour les néonicotinoïdes, ce qui explique pourquoi ces insecticides ont une plus faible toxicité pour les vertébrés, en particulier l'humain (Simon-Delso et collab., 2015; Jeschke et collab., 2011; Tomisawa et Casida, 2001).

Les néonicotinoïdes sont notamment utilisés comme enrobage des semences, ce qui limite, théoriquement, leur dispersion et les impacts environnementaux potentiels. Cependant, l'usage des semoirs pneumatiques génère des poussières sur lesquelles sont adsorbés les insecticides, qui sont donc dispersées dans l'environnement (Nuyttens et collab., 2013; Bonmatin et collab., 2015). Le large spectre d'action des néonicotinoïdes conduit à des effets indésirables sur les organismes non ciblés, tels

que les abeilles. Ces dernières peuvent entrer en contact avec ces insecticides par contact direct avec les poussières contaminées ou bien déposées sur la végétation, ou encore par ingestion d'une plante ayant absorbé l'insecticide à la suite de sa dispersion dans l'environnement immédiat du champ. Les études de Girolami et de ses collaborateurs (2013, 2012) ont mis en évidence que le nuage de poussières peut contenir des concentrations aussi élevées que  $30 \mu\text{g}/\text{m}^3$ , ce qui représente une dose létale pour les abeilles exposées. Ces nuages de poussières contaminées auraient causé la disparition de très nombreuses abeilles, notamment en France et en Italie (Nuyttens et collab., 2013).

En 2009, devant le constat que les néonicotinoïdes ont des répercussions sur de nombreuses espèces d'insectes en Europe (ex. : abeilles, papillons), plusieurs entomologistes et ornithologues se sont rencontrés en France et ont lancé un appel intitulé « *No Silent Spring again* », en référence au livre de Rachel Carson *Silent Spring*, publié 50 ans plus tôt (van Lexmond et collab., 2015) :

*La disparition des abeilles est la partie visible du phénomène qui est maintenant généralisé dans l'ensemble de l'Europe de l'Ouest. L'effondrement brutal et récent des populations d'insectes est le prélude d'une perte massive de biodiversité avec des conséquences dramatiques pour les écosystèmes, l'environnement humain et la santé publique. L'emploi systématique d'insecticides neurotoxiques persistant en agriculture intensive et en horticulture (néonicotinoïdes, tels que l'IMI et le THM, et fipronil, tel que le phényl-pyrazole) [...] est considéré comme une des causes principales de cet effondrement observé par des entomologistes à partir du milieu des années 1990, suivi par le déclin des insectivores et autres espèces d'oiseaux par les ornithologues. Pour cette raison, nous déclenchons une alarme et exigeons un plus grand respect du principe de précaution tel qu'il est consacré dans la Directive 91/414 de la Commission européenne et défini par l'UNESCO en 2005 « Lorsque les activités humaines peuvent conduire à un préjudice moralement inacceptable qui est scientifiquement plausible, mais incertain, des actions doivent être prises pour éviter ou diminuer ce danger.*

En réponse à cette initiative, des scientifiques internationaux indépendants ont mis en place un groupe de travail ayant pour but d'étudier les effets des pesticides systémiques sur les organismes terrestres et aquatiques, le *Task Force on Systemic Pesticides* (TFSP). Au cours des quatre dernières années, les membres de ce groupe ont analysé plus de 800 articles scientifiques revus par des pairs et publiés au cours des deux dernières décennies. Ces articles portaient, notamment, sur le devenir environnemental des néonicotinoïdes et du fipronil, sur leur toxicité pour les organismes vivants, ainsi que sur leur risque pour l'environnement. Leurs travaux ont fait l'objet de différentes publications (van Lexmond et collab., 2015; Bonmatin et collab., 2015; Simon-Delso et collab., 2015; van der Sluijs et collab., 2015; Pisa et collab., 2015; Gibbons et collab., 2015; Chagnon et collab., 2015). Il en ressort que, du fait de la persistance des néonicotinoïdes dans les sols et de leur susceptibilité à ruisseler et à lixivier vers les milieux aquatiques, de leur forte solubilité et de leur faible lipophilie, les organismes aquatiques peuvent être particulièrement vulnérables à l'exposition à ces pesticides. Les néonicotinoïdes ont d'ailleurs été détectés dans les milieux aquatiques à maintes reprises, notamment au Québec (Main et collab., 2014; Masia et collab., 2013; Giroux, 2017, 2015, 2014).

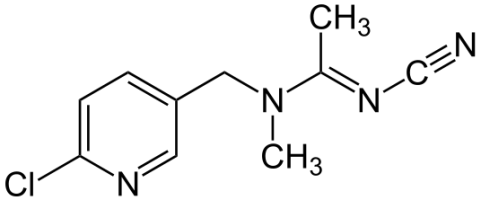
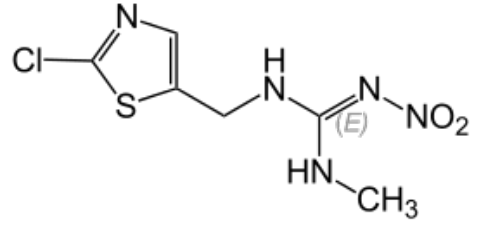
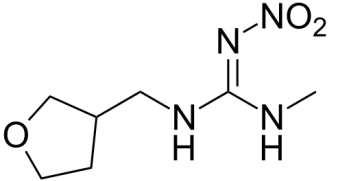
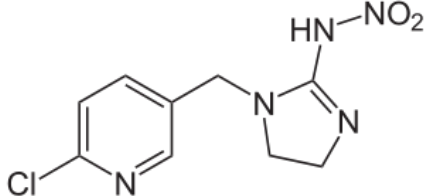
Il convient de noter que le Ministère dispose déjà d'outils d'évaluation du risque posé par les néonicotinoïdes dans les milieux aquatiques, soit les critères de qualité de l'eau pour la protection de la vie aquatique, établis en tenant compte des organismes les plus sensibles (MELCC, 2019). Ces critères de qualité sont des indicateurs conservateurs des risques liés à ces contaminants et ils servent à évaluer les résultats des campagnes de suivi, à titre de seuils d'absence d'effets aigus (effets graves liés à une exposition de courte durée) ou de seuils d'absence d'effets chroniques (effets sublétaux liés à une exposition de longue durée).

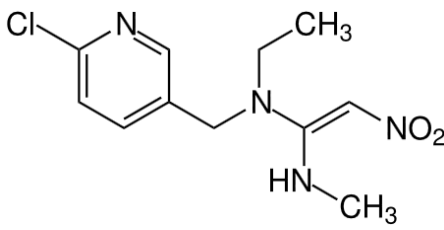
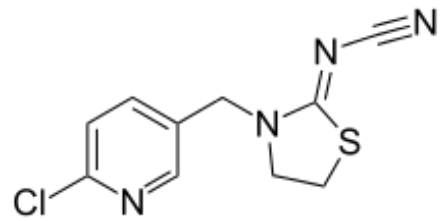
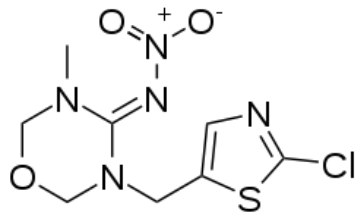
Dans ce contexte, ce rapport propose une synthèse de la présence et du devenir des néonicotinoïdes dans l'environnement aquatique, de leur toxicité sur les organismes aquatiques non ciblés, ainsi que des recommandations sur les connaissances qui seraient utiles de compléter pour mieux cerner les risques associés à la présence de ces pesticides dans les milieux aquatiques.

Les informations présentées dans ce document sont en partie issues de travaux et publications du TFSP, ainsi que de ceux d'autres organismes gouvernementaux internationaux, notamment l'Environmental Protection Agency (EPA), l'agence américaine de protection de l'environnement, et le Conseil canadien des ministres de l'environnement (CCME). Les bases de données scientifiques (ex. : Web of Science, ScienceDirect) ont également été consultées.



**Tableau 1 – Structure moléculaire des néonicotinoïdes**

Nom usuel	CAS	Nom chimique	Formule chimique	Structure moléculaire
Acétamipride (ACT)	135410-20-7	(E)-N1-[(6-chloro-3-pyridyl)méthyl]-N2-cyano-N1-méthylacétamidine	C <sub>10</sub> H <sub>11</sub> ClN <sub>4</sub>	
Clothianidine (CLO)	210880-92-5	(E)-1-(2-chloro-1,3-thiazol-5-ylmethyl)-3-méthyl-2-nitroguanidine	C <sub>6</sub> H <sub>8</sub> ClN <sub>5</sub> O <sub>2</sub> S	
Dinotéfurane (DIN)	165252-70-0	2-méthyl-1-nitro-3-[(tétrahydro-3-furanyl)méthyl] guanidine	C <sub>7</sub> H <sub>14</sub> N <sub>4</sub> O <sub>3</sub>	
Imidaclopride (IMI)	138261-41-3	(EZ)-1-(6-chloro-3-pyriduylméthyl)-N-nitroimidazolidin-2-ylidèneamine	C <sub>9</sub> H <sub>10</sub> ClN <sub>5</sub> O <sub>2</sub>	

Nom usuel	CAS	Nom chimique	Formule chimique	Structure moléculaire
Nitenpyrame (NIT)	150824-47-8	(E)-N-(6-Chloro-3-pyridylmethyl)- N-ethyl-N'-methyl-2-nitrovinylidenediamine	C <sub>11</sub> H <sub>15</sub> ClN <sub>4</sub> O <sub>2</sub>	
Thiaclopride (THC)	111988-49-9	(Z)-3-(6-chloro-3-pyridylmethyl)-1,3-thiazolidin-2-ylidencyanamide	C <sub>10</sub> H <sub>9</sub> ClN <sub>4</sub> S	
Thiaméthoxame (THM)	153719-23-4	(EZ)-3-(2-chloro-1,3-thiazol-5-ylmethyl)-5-methyl-1,3,5-oxadiazinan-4-ylidene(nitro)amine	C <sub>8</sub> H <sub>10</sub> ClN <sub>5</sub> O <sub>3</sub> S	

Source : Hazardous Substances Data Bank (HSDB), 2019.

**Tableau 2 – Propriétés physicochimiques des néonicotinoïdes**

Nom usuel	Poids moléculaire (g/mol)	Pression de vapeur (mm Hg)	Constante de Henry (atm m <sup>3</sup> mol <sup>-1</sup> )	Solubilité (mg/l)	Log K <sub>oc</sub>	Log K <sub>oe</sub>	pKa	TD <sub>50</sub> sol (jours)	TD <sub>50</sub> sédiment (jours)	TD <sub>50</sub> hydrolyse eau (jours)*	TD <sub>50</sub> photolyse eau (jours)
Acétamipride (ACT)	222,7	4,4 X 10 <sup>-5</sup>	6,9 x 10 <sup>-8</sup>	2 950 – 4 200	2,12 – 2,43	0,80	0,7	2 – 450	-	Stable ; 420 (pH 9)	34
Clothianidine (CLO)	249,7	9,8 X 10 <sup>-10</sup>	2,9 x 10 <sup>-16</sup>	340	1,78	0,91	11,1	13 – 6 931	56,4	Stable ; 14,4 (pH 9)	0,1
Dinotéfurane (DIN)	202,2	1,3 x 10 <sup>-8</sup>	6,4 x 10 <sup>-14</sup>	39 830 – 54 300	0,77 – 1,65	-0,55	12,6	50 – 100	-	Stable	0,2
Imidaclopride (IMI)	255,7	3,0 x 10 <sup>-12</sup>	1,65 x 10 <sup>-15</sup>	610	2,19 – 2,90	0,57	Pas de dissociation	27 – 1 250	129	Stable ; > 365 (pH 9)	0,2
Nitenpyrame (NIT)	270,7	8,2 x 10 <sup>-12</sup>	1,35 x 10 <sup>-10</sup>	590 000	3,92	-0,66	3,1	1 – 15	-	Stable ; 2,9 (pH 9)	-
Thiaclopride (THC)	252,7	6,0 x 10 <sup>-12</sup>	1,1 x 10 <sup>-14</sup>	184	3,67	1,26	Pas de dissociation	3,4 – > 1 000	28	Stable	10 – 83
Thiaméthoxame (THM)	291,7	4,95 x 10 <sup>-11</sup>	4,63 x 10 <sup>-15</sup>	4 100	1,84	-0,13	Pas de dissociation	7 – 335	40	Stable ; 11,5 (pH 9)	2,7

\* Dans des conditions de pH acide ou neutre, les composés sont stables à l'hydrolyse, alors que dans des conditions alcalines (pH 9), l'hydrolyse peut se produire.

- : données non disponibles

K<sub>oc</sub> = coefficient de partage carbone organique/eau

K<sub>oe</sub> = coefficient de partage octanol/eau

pKa = coefficient de dissociation

TD<sub>50</sub> sol = demi-vie des néonicotinoïdes dans les sols

TD<sub>50</sub> sédiment = demi-vie des néonicotinoïdes dans les sédiments

TD<sub>50</sub> hydrolyse eau = demi-vie des néonicotinoïdes par hydrolyse dans l'eau

TD<sub>50</sub> photolyse eau = demi-vie des néonicotinoïdes par photolyse dans l'eau

La pression de vapeur est une donnée physique qui permet de comprendre la distribution d'une substance entre l'eau, le sol et l'air. Si la pression de vapeur est élevée, la substance aura tendance à être volatile. D'après les données présentées dans le tableau 2, les insecticides de la famille des néonicotinoïdes n'ont pas une pression de vapeur élevée (pression de vapeur comprise entre  $3,0 \times 10^{-12}$  et  $4,4 \times 10^{-5}$  mm Hg à 25 °C), ce qui signifie que ces substances sont peu susceptibles de se volatiliser (Bonmatin et collab., 2015). Il est donc probable qu'elles ne soient présentes à l'état gazeux que pendant une courte période de temps au cours des pulvérisations.

Le poids moléculaire des néonicotinoïdes est compris entre 200 et 300 g/mol. Leur solubilité varie entre 184 et 590 000 mg/l pour le THC et le NIT, respectivement (Carbo et collab., 2008; PPDB, 2012; Jeschke et collab., 2011; Morrissey et collab., 2015). Ces substances sont solubles dans l'environnement aquatique et leur solubilité varie selon le pH, la température de l'eau et la forme de l'insecticide au moment de son application.

Le coefficient de partition octanol/eau ( $K_{oe}$ ) traduit le caractère lipophile d'un composé et permet d'estimer sa capacité de pénétration des membranes biologiques telles que la cuticule des plantes. Les substances lipophiles sont caractérisées par un  $\log K_{oe}$  supérieur à 4. Pour pouvoir pénétrer la cuticule des tissus végétaux et être distribué dans tous les tissus de la plante, et non stocké dans les tissus contenant des huiles, l'insecticide doit être modérément lipophile. Jeschke et ses collaborateurs (2013) précisent que le  $\log K_{oe}$  doit être compris entre 0,5 et 3,5 afin que l'insecticide soit suffisamment lipophile pour pénétrer la cuticule. C'est le cas de l'IMI, du THC, de la CLO et de l'ACT.

D'une manière générale, la forte solubilité des néonicotinoïdes et leur faible coefficient de partage octanol/eau ( $K_{oe}$ ) suggèrent une mobilisation significative vers le milieu aquatique. L'IMI est d'ailleurs classé comme une substance ayant un haut potentiel de lixiviation, et la CLO est considérée comme mobile à modérément mobile (Anderson et collab., 2015).

Enfin, le coefficient de dissociation ( $pK_a$ ) indique les propriétés acides du composé. Un  $pK_a$  inférieur à 4 indique un acide fort, tel que pour l'ACT et le NIT. Un  $pK_a$  supérieur à 5 indique un acide faible. C'est le cas de la CLO et du DIN. Le  $pK_a$  de l'IMI, du THC et du THM indique qu'ils peuvent subsister sous leur forme non dissociée.

## 2.2 Devenir dans les sols

Les néonicotinoïdes peuvent être appliqués au niveau du sol ou encore enfouis dans le sol par les semences enrobées où ils sont libérés pour être ensuite absorbés par la plante et distribués dans ses tissus. Son devenir dans le sol dépendra d'un grand nombre de facteurs : les caractéristiques du sol (*i. e.* : texture, teneur et composition de la matière organique, teneur en eau, pH), la formulation du produit appliqué, son mode d'application, la partition de l'insecticide entre la solution du sol et les particules et, enfin, des processus de dégradation (hydrolyse, photo-oxydation et biodégradation).

La demi-vie des néonicotinoïdes dans les sols ( $TD_{50}$  sol) varie considérablement d'un pesticide à l'autre et d'une étude à l'autre (tableau 2). À titre d'exemple, Bonmatin et ses collaborateurs (2015) rapportent des demi-vies dans les sols qui varient entre 107 et 1 000 jours pour l'IMI et entre 148 et 7 000 jours pour la CLO. De même, Goulson (2013) présente des demi-vies dans les sols qui varient entre 28 et 1 250 jours pour l'IMI et entre 148 et 6 931 jours pour la CLO. Pour l'ensemble des sources consultées, l'IMI a une demi-vie dans les sols de 27 à 1 250 jours, la CLO de 13 à 6 931 jours, l'ACT de 2 à 450 jours, le NIT de 1 à 15 jours, le THC de 3 à plus de 1 000 jours et le THM de 7 à 335 jours (Cloyd et Bethke, 2011; Goulson, 2013; Main et collab., 2014; Morrissey et collab., 2015).

Les demi-vies des pesticides dans les sols sont très variables d'une étude à l'autre et les facteurs qui expliquent cette variabilité sont mal connus. Comme pour d'autres contaminants, cela est notamment lié aux différences de conditions environnementales entre les études. La dégradation des néonicotinoïdes dépend, en effet, de nombreux facteurs tels que la texture du sol, la présence de matière organique, le pH, la température, l'incidence des rayons UV et la teneur en eau du sol. Par exemple, la demi-vie de

l'ACT est près de 10 fois plus longue en conditions sèches (entre 125,4 et 150,5 jours) qu'en conditions humides (entre 15,7 et 17,4 jours) (Gupta et Gajbhiye, 2007). La température semble aussi avoir un impact majeur sur la dissipation de ces insecticides dans l'environnement. Dans les latitudes moyennes et élevées, la demi-vie sera plus longue que dans les régions tropicales en raison du déficit d'ensoleillement et des températures plus basses. Ainsi, les températures froides du sol, qui sont courantes au Canada, sont associées à des demi-vies plus élevées (Main et collab., 2014).

La demi-vie relativement longue des néonicotinoïdes dans les sols peut conduire à une accumulation. Ainsi, de nombreuses études européennes ont indiqué le potentiel d'accumulation de ces insecticides en cas d'applications répétées et de persistance dans les sols agricoles (Anderson et collab., 2015). Dans les sols, ces insecticides auront tendance à se fixer à la matière organique et aux particules d'argile (Liu et collab., 2002). Il est probable que des ponts hydrophiles s'établissent entre les groupements fonctionnels des insecticides et les groupements acides hydroxyles et carboxyliques de la matière organique (Liu et collab., 2002; Anderson et collab., 2015; Bonmatin et collab., 2015). La rétention des insecticides dans le sol va ainsi fortement dépendre de la composition et de la concentration de la matière organique présente. Ce sera également le cas dans les sédiments (Bonmatin et collab., 2015). Les néonicotinoïdes ont ainsi tendance à persister dans les sols pendant plusieurs mois, voire plusieurs années après application. Plusieurs études ont d'ailleurs détecté la présence de néonicotinoïdes dans des sols où des semences enrobées avaient été semées une à deux années auparavant (Bonmatin et collab., 2015; Gupta et Gajbhiye, 2007; Fossen, 2006).

En raison de leur persistance et de leur accumulation dans les sols, les néonicotinoïdes actuellement utilisés à très grande échelle présentent un haut potentiel de ruissellement et de lixiviation vers les eaux de surface et les eaux souterraines. Au Québec, dans des parcelles agricoles en culture de maïs et de soya, Chrétien et ses collaborateurs (2017) ont ainsi montré que 53 % de la charge de néonicotinoïdes atteint le cours d'eau par le ruissellement de surface alors que 47 % l'atteignent par les rejets des drains souterrains. Le *Pesticide Properties Database* (PPDB, 2012) a par ailleurs classé le DIN et la CLO comme ayant un potentiel de lessivage très élevé et l'IMI et le THM comme ayant un potentiel de lessivage élevé. Le NIT est quant à lui classé dans la catégorie « lessivage possible ». Contrairement à d'autres pesticides systémiques, l'ACT et le THC se décomposent plus facilement dans le sol, ce qui diminue leur risque de lessivage dans les sols.

D'après les travaux de Liu et de ses collaborateurs (2002), il est possible qu'il y ait une compétition entre les néonicotinoïdes et leurs métabolites ou produits de dégradation, au niveau des interactions avec la matière organique ou l'argile, ce qui pourrait avoir une influence sur la rétention de l'une ou l'autre de ces molécules. Les données disponibles sur la dégradation et la métabolisation des néonicotinoïdes dans les sols, l'eau, les plantes et les mammifères sont décrites et peuvent être consultées dans l'étude de Simon-Delso et ses collaborateurs (2015). Les points suivants résument la dégradation des néonicotinoïdes dans les sols :

- La N-déméthylation est la voie de métabolisation principale de l'ACT. Son principal métabolite dans le sol est l'IM1-4. Les métabolites mineurs sont l'ACT-urée et le 6-CNA. La dégradation microbienne dans le sol peut induire la formation d'ACT-NCONH<sub>2</sub>, qui est ensuite clivé en N-méthylpyridinylméthylamine, en (E)-1-éthylideneurée et en 6-CNA;
- La dégradation aérobie de la CLO dans le sol passe par trois voies principales. La première voie commence par la N-déméthylation de la CLO pour former la CLO-dm et l'hydroxylation du N-méthylène pour former la nitroguanidine (NG-G). La deuxième voie commence par l'hydroxylation du N-méthylène pour former du méthylguanidine (NG-F) et va, par la N-déméthylation, former du NG-G. Une troisième voie implique la formation de la CLO-urée par la réduction nitro. Ces métabolites sont modérément persistants dans les sols;
- La photolyse n'est pas une voie de dégradation significative du DIN dans le sol. En conditions aérobies, dans l'obscurité à 20 °C, les principaux produits de dégradation du DIN sont le N-méthyl-N-nitroguanidine (NG-E) et le NG-F. D'autres métabolites mineurs peuvent être

observés : le DIN-urée et le DIN-dm. Le DIN-NH peut être observé dans le sol dans des conditions anaérobies;

- L'IMI-oléfine, le 5-OH-IMI, le 4,5-dihydroxy-IMI, l'IMI-NH, l'IMI-urée et l'acide 6-chloronicotinique (6-CNA) sont les principaux métabolites de l'IMI observés dans les sols. Tout comme l'IMI, ces métabolites sont persistants dans ce média (Robert et Hutson, 1999);
- Le THC peut être dégradé en THC-NCONH<sub>2</sub> dans le sol, avant d'être transformé en THC-NH et en Thi-SO<sub>3</sub>-H-NCONH<sub>2</sub>. *Cis*-néonicotinoïdes et en insecticides de nouvelle génération;
- La dégradation du THM dans le sol, dans des conditions aérobies, conduit à la conversion de THM en CLO. La réduction nitro du THM se produit également, laquelle forme le THM-urée. Le produit de clivage NG-A, obtenu à partir de la N-hydroxylation du méthylène, a également été observé comme un produit majeur dans le sol. Le métabolite principal formé dans des conditions anaérobies est le THM-NH, mais le THM-urée a également été observé.

## 2.3 Devenir dans l'eau

Comme mentionné précédemment, les néonicotinoïdes sont des molécules relativement petites et très solubles dans l'eau. Leur devenir dans les eaux de surface dépend de nombreux facteurs (pH et température de l'eau, présence et composition de la matière organique, incidence des rayons UV, etc.) et processus (dissolution, photodégradation, adsorption sur la matière organique, sédimentation, biodégradation, etc.).

D'après les données colligées par Bonmatin et ses collaborateurs (2015), les néonicotinoïdes semblent peu sensibles à l'hydrolyse aux pH retrouvés dans l'environnement. Certaines de ces molécules, c'est-à-dire l'ACT, la CLO, l'IMI, le NIT et le THM, auraient tendance à s'hydrolyser à des pH alcalins. À titre d'exemple, l'IMI est stable à un pH entre 5 et 7, tandis que la demi-vie à un pH 9 est d'environ 1 an à 25 °C, ce qui indique une diminution de la TD<sub>50</sub> avec une augmentation du pH. Le THM résiste à l'hydrolyse en milieu acide et en milieu neutre, mais se dégrade rapidement en milieu alcalin, sa demi-vie étant alors de 11,5 jours à un pH 9. Enfin, le DIN et le THC demeurent stables pendant environ 30 jours dans des conditions alcalines.

Le processus de photodégradation des néonicotinoïdes (photolyse directe) semble jouer un rôle majeur sur leur devenir dans les écosystèmes aquatiques. D'après la base de données PPDB, les demi-vies de l'IMI, de la CLO, du THM et du DIN dans des conditions favorables à la photolyse sont respectivement de 0,2, 0,1, 2,7 et 0,2 jours (tableau 2). Les résultats de ces études réalisées en laboratoire indiquent que la photolyse pourrait être un processus important influençant le devenir de ces néonicotinoïdes en milieu aquatique (Bonmatin et collab., 2015). Ce ne serait pas le cas pour l'ACT et le THC, dont les demi-vies dans l'eau, dans des conditions favorables de photolyse, sont respectivement de 34 et 83 jours (tableau 2). Notons que ce processus dépend de plusieurs facteurs abiotiques (pénétration des rayons dans l'eau, longueur d'ondes du rayonnement solaire et turbidité) et peut donc varier d'un milieu à l'autre. D'ailleurs, malgré des études de laboratoire suggérant que la CLO est sensible à la dégradation ou à la dissipation rapide par photolyse, des études réalisées en conditions de terrain ont plutôt indiqué une lente dissipation de cette molécule. Ce qui tend à démontrer que la photolyse dans les systèmes naturels pourrait ne pas jouer un rôle majeur dans le processus de dégradation. Cela a d'ailleurs été démontré dans une étude de Peña et de ses collaborateurs (2011), où la CLO et le THC sont demeurés stables lorsqu'exposés à la lumière solaire directe, contrairement au THM, qui s'est dégradé rapidement.

Dans les sédiments, la TD<sub>50</sub> des néonicotinoïdes varie considérablement. Le THC et le THM ont des TD<sub>50</sub> plus courtes, soit de 28 et de 40 jours, tandis que la CLO et l'IMI persistent plus longtemps, soit jusqu'à 56 et 130 jours respectivement (PPDB, 2012). Notons que ces données ne sont pas disponibles pour l'ensemble des néonicotinoïdes.

Tout comme dans les sols, la dégradation des néonicotinoïdes produit des métabolites secondaires dans l'eau. Toutes les données disponibles sur la dégradation et la métabolisation des néonicotinoïdes dans l'eau sont décrites et peuvent être consultées dans l'étude de Simon-Delso et ses collaborateurs (2015). Les points suivants résument la dégradation des néonicotinoïdes dans le milieu aquatique :

- L'ACT est stable à la photolyse. Le principal métabolite formé par hydrolyse est l'ACT-urée;
- La CLO se dégrade par hydrolyse ou photolyse en CLO-urée, en méthylurée et en 2-chlorothiazol-5-yl-méthylamine (ACT). La CLO pourrait également être hydrolysée en dérivés nitro de l'urée (CTNU), en CTM-i, en MIT, en HMIO et en formamide (FA);
- L'hydrolyse du DIN produit le DIN-urée. En plus du DIN-urée, la photolyse en surface de l'eau produit du DIN-NH, du DIN-2-OH et du DIN-3-OH (EPA, 2004);
- Le principal métabolite issu de la photolyse et de l'hydrolyse de l'IMI est l'IMI-urée. La photodégradation peut également conduire à la formation d'IMI-NH et d'acide 6-chloronicotinique (6-CNA) (Liu et collab., 2002);
- Les principaux produits de l'hydrolyse du THM sont le THM-urée et la CLO. Des dérivés de la guanidine (THM-NH), avec une perte de HNO<sub>3</sub>, ainsi que du 5-méthyl-2(3H)-thiazolone et du méthylguanidine (NG-F), à la suite d'une substitution du Cl par OH dans le cycle thiazolique, sont formés par la photodégradation du THM (de Urzedo et collab., 2007).

### 3. CONCENTRATIONS ENVIRONNEMENTALES

Le potentiel de présence des néonicotinoïdes dans les eaux de surface étant élevé, plusieurs études ont été entreprises pour déterminer leurs concentrations dans des plans d'eau situés à proximité de terres agricoles. Les paragraphes suivants présentent quelques-unes de ces études.

Main et ses collaborateurs (2014) ont suivi les concentrations de néonicotinoïdes présents dans l'eau de marécages de trois régions des Prairies canadiennes, et ce, avant le semis, au cours de la saison de croissance et après la récolte des cultures à l'automne. Les zones sélectionnées ont été identifiées comme étant des zones à haute production de canola ou de soya. La CLO, le THM, l'IMI ou l'ACT ont été détectés dans 16 à 91 % des 440 échantillons prélevés. Les concentrations maximales détectées dans l'eau étaient de 256 ng/l pour l'IMI (moyenne : 15,9 ng/l), de 1 490 ng/l pour le THM (moyenne : 40,3 ng/l), de 3 110 ng/l pour la CLO (moyenne : 142 ng/l) et de 54,4 ng/l pour l'ACT (moyenne : 1,1 ng/l).

Des néonicotinoïdes ont été détectés dans neuf cours d'eau au pourtour d'une zone de production intense de maïs et de soya en Iowa, aux États-Unis (Hladik et collab., 2014). Les concentrations maximales mesurées ont atteint 257 ng/l pour la CLO (médiane : 8,2 ng/l), 185 ng/l pour le THM (médiane : < 2 ng/l) et 42,7 ng/l pour l'IMI (médiane : < 2 ng/l).

Les études portant sur la présence d'IMI dans l'environnement aquatique sont plus nombreuses que pour les autres néonicotinoïdes. Les concentrations d'IMI mesurées varient considérablement, en fonction des conditions du milieu, du temps et du mode d'application. Par exemple, dans une étude à grande échelle du bassin du fleuve Guadalquivir, en Espagne, menée sur deux années successives, l'IMI a été détecté dans 58 % des échantillons la première année et dans 17 % la seconde. Les concentrations observées étaient comprises entre 2,34 et 19,20 ng/l (Masia et collab., 2013). Au Japon, la concentration d'IMI, observée immédiatement après son application dans des rizières expérimentales, était de 240 mg/l et de 5 µg/l après une semaine (Sanchez-Bayo et Goka, 2005). De même, dans une étude réalisée aux Pays-Bas, 98 % des 1 465 concentrations mesurées dans l'eau de surface variaient de 0 à 8,1 mg/l; les 2 % restantes atteignaient des teneurs de 320 mg/l (Van Dijk et collab., 2013). Dans l'ensemble de la littérature consultée par le TFSP, des teneurs d'IMI variant entre 0 et 320 mg/l ont été rapportées (Main et collab., 2014; Jemec et collab., 2007; Lamers et collab., 2011; Kreuger et collab., 2010; Fossen, 2006; Starner et Goh, 2012; Stoughton et collab., 2008; Hayasaka et collab., 2012a). Ces études démontrent que l'IMI peut persister dans l'eau de surface pendant plusieurs semaines, avec des concentrations pouvant être relativement élevées.

Au Québec, les néonicotinoïdes sont suivis de manière systématique depuis 2012. En 2014, parmi les 120 échantillons prélevés dans quatre cours d'eau drainant des zones agricoles dominées par des cultures de maïs et de soya, la CLO a été détectée dans 97 % des échantillons et le THM dans 98 % des échantillons (Giroux, 2015). Les concentrations maximales étaient de 420 ng/l pour la CLO et de 590 ng/l pour le THM. Les néonicotinoïdes ont également été détectés dans les cours d'eau de zones agricoles de cultures maraîchères, de la pomme de terre et de vergers (Giroux, 2014 et 2017). Les concentrations les plus élevées étaient de 11 000 ng/l pour la CLO, de 7 700 ng/l pour l'IMI et de 4 100 ng/l pour le THM. Les néonicotinoïdes ont également été détectés dans les eaux souterraines, en particulier dans les secteurs en culture de pommes de terre (Giroux et Sarrasin, 2011). Les insecticides néonicotinoïdes ont été détectés dans plus de 50 % des puits échantillonnés près des champs en culture de pommes de terre. Les concentrations maximales mesurées étaient de 6 100 ng/l pour l'IMI, de 830 ng/l pour le THM et de 59 ng/l pour la CLO.

Aucune étude répertoriant les concentrations de néonicotinoïdes dans l'environnement aquatique marin n'a été répertoriée dans la littérature consultée.

## 4. TOXICITÉ SUR LES ORGANISMES AQUATIQUES

Les principales conclusions des études évaluant la toxicité des néonicotinoïdes sur les organismes aquatiques exposés sont présentées dans les sections suivantes. Rappelons qu'il ne s'agit pas d'une revue complète et exhaustive, mais elle permet néanmoins de déterminer l'ampleur des effets reliés aux néonicotinoïdes pour les organismes aquatiques non ciblés.

### 4.1 Invertébrés aquatiques

La toxicité des néonicotinoïdes sur les invertébrés aquatiques a fait l'objet de nombreuses recherches. La majorité des études ont montré que ces organismes sont particulièrement sensibles aux néonicotinoïdes. Toutefois, en fonction du produit testé, la sensibilité varie considérablement d'un taxon à l'autre et à l'intérieur même des taxons (tableau 3). Les espèces couramment utilisées pour les essais standards en écotoxicologie, telles que *Daphnia magna*, sont de plusieurs ordres de grandeur moins sensibles que de nombreux autres invertébrés, en particulier les éphéméroptères et les trichoptères. Par exemple, la CL<sub>50</sub>-48h de l'IMI était de 7 000 µg/l chez *Daphnia magna*, comparativement à 8,49 µg/l chez l'éphémère *Baetis rhodani* (Beketov et Liess, 2008a).

Au-delà des effets létaux des néonicotinoïdes, divers effets sublétaux ont été répertoriés chez les invertébrés aquatiques, y compris des changements dans les taux d'alimentation, une observation plus fréquente du comportement d'évitement et une diminution du succès reproducteur. Des changements au niveau de la communauté ont également été observés, les espèces plus tolérantes remplaçant les espèces plus sensibles. Des exemples d'effets sublétaux sont présentés dans les paragraphes suivants.

Plusieurs études ont démontré une diminution des taux d'alimentation chez les invertébrés exposés à différentes concentrations de néonicotinoïdes. Ainsi, une inhibition de l'alimentation a été observée chez le gammare *Gammarus pulex*, après 96 heures d'exposition à des concentrations d'IMI de 0,8 à 30 µg/l (Agatz et collab., 2014). Chez cette espèce, une diminution significative de l'alimentation a également été observée après une exposition de 14 jours à une concentration constante d'IMI de 15 µg/l (Nyman et collab., 2013). À la fin de l'exposition, un taux de mortalité de près de 10 % a été mesuré, que les auteurs attribuent à l'incapacité des organismes à se nourrir adéquatement. Une réduction du taux d'alimentation a également été rapportée chez des Pteronarcyidae et des larves de tipule (Tipulidae), exposés 14 jours à 12 µg/l d'IMI dans l'eau (Kreutzweiser et collab., 2008). Il convient de noter que cette concentration était largement inférieure à celle qui entraînait une mortalité de 50 % de ces organismes (CL<sub>50</sub>), à savoir 139 µg/l d'IMI (Kreutzweiser et collab., 2008). Alexander et ses collaborateurs (2007) ont observé pendant quatre jours des éphéméroptères *Epeorus longimanus* exposés pendant 24 heures à différentes concentrations d'IMI (de 0,1 à 10 µg/l). Seul le groupe exposé à la plus faible concentration (0,1 µg/l) a complètement retrouvé les niveaux d'alimentation du groupe contrôle après cinq jours de récupération en milieu non contaminé. Finalement, une réduction de la consommation de feuilles a également été observée chez *Gammarus fossarum* à la suite d'une exposition à des concentrations de THC de 1 à 4 mg/l (Englert et collab., 2012).

Certaines études ont démontré que les néonicotinoïdes peuvent réduire le succès reproducteur des invertébrés aquatiques, ce qui peut ultimement mener à un déclin de leurs populations. Par exemple, le nombre de femelles porteuses a diminué chez le gammare *Gammarus roeseli* exposé à deux impulsions de 12 µg/l d'IMI pendant 12 heures (Böttger et collab., 2013). Mohr et ses collaborateurs (2012) rapportent une réduction de l'émergence des éphémères après trois impulsions d'une durée de 12 heures à 12 µg/l d'IMI. Une diminution de la densité de nymphes d'éphémères d'*Epeorus* sp. et de *Baetis* sp. a aussi été observée à la suite d'une exposition chronique de 20 jours à 0,8 µg/l d'IMI. De plus, l'émergence des mâles d'*Epeorus* sp. était nulle à des concentrations d'exposition de 0,25 et de 0,8 µg/l (Alexander et collab., 2008). Certaines études ont également démontré que les stades larvaires sont plus sensibles aux néonicotinoïdes. Ainsi, chez le crabe bleu, *Callinectes sapidus*, les mégalopes (stade postlarvaire du crabe) étaient d'un ordre de grandeur plus sensible que les juvéniles aux effets létaux de

l'IMI (CL<sub>50</sub>-24h = 10 µg/l pour les mégalopes comparé à CL<sub>50</sub>-24h = 1,1 µg/l pour les juvéniles) (Osterberg et collab., 2012).

D'autres types d'effets sublétaux ont été mesurés chez les invertébrés aquatiques exposés aux néonicotinoïdes. Quelques études ont rapporté que le stress oxydatif peut être un mécanisme lié à la toxicité de ces substances en ayant des incidences sur le développement des invertébrés exposés et leur cycle de vie. Un stress oxydatif a été observé chez *Gammarus fossarum* exposé à 102,2 µg/l d'IMI pendant 24 heures (Malev et collab., 2012). Des effets sublétaux de l'IMI et du THC aux niveaux transcriptomique (au niveau des ARN messagers) et protéomique (au niveau des protéines) ont été rapportés chez la moule méditerranéenne, *Mytilus galloprovincialis* (Dondero et collab., 2010). Des malformations développementales ont été observées chez *Chironomus riparius*, à la suite d'une exposition à un mélange contenant 1,66 µg/l d'IMI et 0,42 µg/l de THC (Langer-Jaesrich et collab., 2010). Chez la même espèce, le comportement, notamment l'activité de locomotion, ainsi que les teneurs en acétylcholinestérase étaient altérées à la suite d'une exposition à 1,2 µg/l d'IMI pendant 96 heures (Azevedo-Pereira et collab., 2011).

Des études ont montré qu'un comportement d'évitement est une réaction fréquente observée chez des invertébrés aquatiques en réaction aux perturbations dans leur environnement. Bien qu'un tel comportement puisse être protecteur pour les individus, il peut perturber la structure de la population et les fonctions écologiques de la communauté. Beketov et Liess (2008b) ont démontré que l'exposition en laboratoire d'éphéméroptères (*Baetis rhodani*), d'amphipodes (*Gammarus pulex*) et de mouches noires (*Simulium latigonium*) à 1 µg/l d'IMI, à 0,3 µg/l de THC et à 0,5 µg/l d'ACT déclenchait, dans tous les cas, une dérive vers l'aval, dans les deux heures suivant l'exposition. Une dérive chez les éphéméroptères et les orthocladiinae, notamment *Gammarus roeseli*, a été documentée à partir de trois impulsions de 12 heures de 12 µg/l d'IMI qui, dans certains cas, ont persisté après que l'IMI a été éliminé du milieu (Berghahn et collab., 2012). Finalement, Sardo et Soares (2010) ont démontré que l'oligochète *Lumbriculus variegatus* évitait les sédiments contaminés à des concentrations d'IMI allant de 0,05 à 5,0 mg/kg.

L'influence des néonicotinoïdes sur la structure des communautés a été évaluée de façon plus précise dans quelques études. L'IMI, appliquée à partir de trois impulsions hebdomadaires de 24 heures de 17,6 µg/l, a entraîné une réduction de la population d'insectes benthiques exposés dans des mésocosmes extérieurs (Pestana et collab., 2009). Les chercheurs ont ainsi rapporté une baisse de 69 % des espèces d'éphéméroptères, de plécoptères et de trichoptères, et une baisse de 75 % de la densité des oligochètes. La décomposition de la matière foliaire a également diminué de façon significative à la suite de cette exposition, ce qui indique une réduction des fonctions écologiques. Hayasaka et ses collaborateurs (2012a), qui ont effectué une étude en mésocosme dans une rizière expérimentale à la suite d'un épandage d'IMI (concentration maximale mesurée de 49 µg/l), rapportent que l'abondance des espèces des communautés de zooplancton benthique et de neuston était significativement réduite par rapport à celle du témoin. Finalement, Colombo et ses collaborateurs (2013) ont observé une diminution de la population d'éphéméroptères à une concentration moyenne d'IMI de 1 µg/l sous la forme de trois impulsions hebdomadaires, tandis que la population d'espèces de chironomidés a diminué de façon significative à la suite d'une exposition à une concentration moyenne de 5,2 µg/l d'IMI (Colombo et collab., 2013). Van Dijk et ses collaborateurs (2013) ont effectué une analyse de régression entre l'abondance des espèces de macro-invertébrés aquatiques et les concentrations d'IMI dans les eaux de surface néerlandaises. Les résultats ont montré une corrélation négative significative ( $p < 0,001$ ) entre l'abondance de certaines espèces (amphipodes, basommatophores, diptères, éphéméroptères et isopodes) et la concentration d'IMI. Par contre, une corrélation positive entre l'abondance des actinédides et la présence d'IMI a été observée. Précisons que seul l'IMI a été pris en compte dans l'analyse statistique réalisée par Van Dijk et ses collaborateurs (2013), bien que d'autres pesticides aient été fort probablement présents dans les cours d'eau retenus et aient pu influencer les résultats obtenus.

Les concentrations d'effets présentées dans les paragraphes précédents indiquent que les invertébrés aquatiques sont très sensibles aux néonicotinoïdes. En effet, la littérature montre que certains néonicotinoïdes, notamment l'IMI, ont le potentiel de générer des dommages importants aux écosystèmes aquatiques en causant des effets néfastes chez les individus et les populations

d'invertébrés aquatiques à de très faibles concentrations, représentatives de celles retrouvées dans l'environnement. Les espèces les plus sensibles se retrouvent principalement dans les ordres des éphéméroptères et des trichoptères. Or, ces deux groupes d'invertébrés sont extrêmement importants pour les écosystèmes d'eau douce. Les éphémères immatures se nourrissent de détritus, de diatomées et d'algues, cela fait de ces insectes de précieux décomposeurs dans les systèmes aquatiques. De plus, les éphémères et les trichoptères font partie du régime alimentaire d'un grand nombre d'espèces de poissons, d'oiseaux, de chauves-souris, de reptiles et d'amphibiens, de sorte que toute perturbation des populations peut avoir une incidence sur les ressources alimentaires de ces espèces. D'autres espèces qui se nourrissent des prédateurs des invertébrés aquatiques pourraient aussi être affectées par des changements de leur abondance.

## 4.2 Algues et plantes aquatiques

Des concentrations effectives médianes affectant la croissance comprises entre 106 et 740 mg/l ont été mesurées chez les plantes aquatiques et les communautés algales exposées à l'IMI; elles sont entre 10 et plus de 121 mg/l pour la CLO, entre 45 et 60,6 mg/l pour le THC, supérieures à 90 mg/l pour le thiaméthoxame et le DIN et supérieures à 1 mg/l pour l'ACT (tableau 3). La croissance des espèces végétales aquatiques exposées peut ainsi être affectée par les néonicotinoïdes retrouvés dans l'eau. Il convient tout de même de noter que ces organismes sont de plusieurs ordres de grandeur moins sensibles que les invertébrés aquatiques.

## 4.3 Vertébrés aquatiques

Bien que les vertébrés soient la cible directe de seulement 2 % des pesticides sur le marché, des effets non intentionnels de ces pesticides sur les populations de vertébrés ont été démontrés. Les pesticides peuvent exercer leurs impacts sur les vertébrés soit directement, par leur toxicité, soit indirectement, en réduisant la ressource alimentaire.

Les mesures de CL<sub>50</sub> varient de 83 à 236 mg/l pour les poissons exposés à l'IMI, de 19,7 à plus de 104 mg/l pour le THC, sont supérieures à 94 mg/l pour la CLO et sont supérieures à 100 mg/l pour le THM, l'ACT et le DIN (tableau 3). Ainsi, les concentrations de néonicotinoïdes dans l'environnement semblent être à des niveaux inférieurs à ceux qui entraînent une mortalité chez les poissons, bien que des effets sublétaux puissent être observés.

Les recherches ont démontré que l'IMI pouvait affecter la croissance et le développement du médaka (*Oryzias latipes*) en milieu naturel par un effet indirect sur les populations d'insectes dont se nourrissent les jeunes poissons (Sanchez-Bayo et Goka, 2005; Hayasaka et collab., 2012a). Les concentrations mesurées étaient probablement trop faibles ( $\approx 0,001$  à  $0,05$  mg/l) pour exercer un effet toxique direct sur les médakas, mais étaient suffisamment élevées pour réduire l'abondance de leurs proies, c'est-à-dire les invertébrés aquatiques.

Quelques études ont porté sur les effets sur le métabolisme enzymatique des poissons exposés aux néonicotinoïdes. Desai et Parikh (2013) ont mesuré des altérations significatives de plusieurs paramètres biochimiques (aminotransférase (ALT), aspartate aminotransférase (AST), glutamate déshydrogénase (GDH) et phosphatase alcaline (PAL)) chez le tilapia du Mozambique (*Oreochromis mossambicus*) et le rohu (*Labeo rohita*), exposés à une concentration sublétales d'IMI (dixième de la CL<sub>50</sub>) durant 21 jours. Chez le poisson-zèbre (*Danio rerio*), l'IMI augmentait le stress oxydatif et diminuait l'activité des enzymes antioxydantes. Des dommages significatifs à l'ADN ont également été observés chez la même espèce exposée à des concentrations élevées jusqu'à 500 mg/l d'IMI pendant 28 jours (Ge et collab., 2015). Özdermir et ses collaborateurs (2017) rapportent des changements histopathologiques et dans les niveaux d'expression des gènes caspase 3, iNOS, CYP1A et MT1 chez la carpe commune (*Cyprinus carpio*) exposée à 140 mg/l d'IMI pendant 24 à 96 heures. Ces modifications se sont traduites par l'induction de l'apoptose des cellules du cerveau, une inflammation et un stress oxydatif dans les branchies, le foie et le cerveau des poissons exposés. Notons, toutefois, que les concentrations d'exposition étaient très élevées et n'étaient pas représentatives de celles habituellement retrouvées en

milieu naturel. Enfin, le stress rencontré chez les poissons exposés les rendrait plus vulnérables aux parasites selon certaines études. Par exemple, Sanchez-Bayo et Goka (2005) ont montré que l'IMI augmentait le risque d'infestation massive du médaka par un parasite, trichodina, à proximité de champs traités avec ce néonicotinoïde.

Très peu d'études ont été réalisées sur la toxicité des néonicotinoïdes chez les amphibiens. Des concentrations létales médianes sont disponibles uniquement pour l'IMI, avec des  $CL_{50}$  variant entre 52 et 468 mg/l (tableau 3). Le nombre d'évaluations des effets sublétaux chez les amphibiens exposés par leur environnement aquatique est également limité. À titre d'exemple, Robinson et ses collaborateurs (2017) ne rapportent aucun effet significatif sur la masse corporelle ou la taille de grenouilles des bois (*Lithobates sylvaticus*) exposées à différentes concentrations (jusqu'à 0,1 mg/l) d'IMI et de THM.

En résumé, d'après les informations recueillies, les néonicotinoïdes ne semblent pas avoir d'effets toxiques directs chez les vertébrés aquatiques aux concentrations retrouvées dans l'environnement. Cependant, il existerait un potentiel de risques indirects pour les poissons et les amphibiens en phase aquatique, relié, notamment, à la réduction du nombre de leurs proies.

**Tableau 3 – Effets potentiels des néonicotinoïdes pour les organismes aquatiques**

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Algues et plantes aquatiques</b>				
<i>Desmodemus subspicatus</i>	CE <sub>10</sub> (croissance)	72 h	106	Tisler et collab., 2009
	CE <sub>50</sub> (croissance)		389	
<i>Selenastrum capricornutum</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	120 h	> 600	SERA, 2015
<i>Lemna minor</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	7 j	740	SERA, 2015
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Aedes aegypti</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	3,18	Ahmed et Matsumura, 2012
			0,819	Riaz et collab., 2009
			0,339 – 1,83	Riaz et collab., 2013
			0,037	Pridgeon et collab., 2009
			0,15	Marina et collab., 2018
			0,27	Marina et collab., 2018
	CL <sub>90</sub>	48 h	0,14	Pridgeon et collab., 2009
			0,044	Song et collab., 1997
	CL <sub>95</sub>	48 h	0,36	Ahmed et Matsumura, 2012
			0,091	Song et collab., 1997
	CL <sub>50</sub>	72 h	0,21	Uragayala et collab., 2015
			0,084	Paul et collab., 2006
0,139			Ahmed et Matsumura, 2012	
CL <sub>90</sub>	72 h	0,27	Uragayala et collab., 2015	
<i>Aedes albopictus</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,3 – 0,8	Liu et collab., 2004
	CL <sub>90</sub>		1,3 – 3,9	
<i>Aedes taeniorhynchus</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,013	Song et collab., 1997
	CL <sub>90</sub>	48 h	0,029	
	CL <sub>50</sub>	72 h	0,021	
<i>Americamysis bahia</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,0341	Ward, 1990
			0,038	EPA, 1992
<i>Anopheles stephensi</i>	CL <sub>50</sub>	72 h	0,049	Uragayala et collab., 2015
	CL <sub>90</sub>		0,086	
<i>Artemia sp.</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	361,23	Song et collab., 1997
	CL <sub>90</sub>		844,81	

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Asellus aquaticus</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	8,5	Lukancic et collab., 2010
	CL <sub>10</sub>	96 h	0,0616	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>10</sub>		0,155	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		20	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		0,316	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>10</sub>	28 j	0,00135	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,0203	Roessink et collab., 2013
<i>Baetis rhodani</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,00849	Beketov et Liess, 2008a
<i>Caenis horaria</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	0,0263	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>10</sub>		0,00255	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>10</sub>		0,025	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		0,00668	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>	28 j	0,028	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>10</sub> (mobilité)		0,000024	Roessink et collab., 2013
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,000126	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,000316	Roessink et collab., 2013
<i>Callinectes sapidus</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,01	Osterberg et collab., 2012
<i>Ceriodaphnia dubia</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,0021	Chen et collab., 2010
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,57	Hayasaka et collab., 2012b
<i>Ceriodaphnia reticulata</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	5,55	Hayasaka et collab., 2012b
<i>Chaetopteryx villosa</i>	CL <sub>20</sub>	7 j	0,00372	Englert et collab., 2017
	CL <sub>50</sub>		0,01145	
<i>Chaoborus obscuripes</i>	CL <sub>10</sub>	96 h	2,41	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>10</sub>		0,178	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,294	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		5,226	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>10</sub>	28 j	0,00199	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,0126	Roessink et collab., 2013
<i>Chironomus sp.</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,0689	EPA, 1992

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Chironomus dilutus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,00265	LeBlanc et collab., 2012
	CL <sub>50</sub>	14 j	0,00152	Cavallaro et collab., 2017
	CE <sub>50</sub> (émergence)	40 j	0,00039	Cavallaro et collab., 2017
<i>Chironomus riparius</i>	CL <sub>10</sub>	24 h	0,00162	Njattuvetty Chandran et collab., 2018
	CL <sub>20</sub>		0,00448	
	CL <sub>25</sub>		0,0066	
	CL <sub>50</sub>	0,0315		
	CL <sub>50</sub>	48 h	0,0199	Azevedo-Pereira et collab., 2011
	CL <sub>10</sub>	10 j	0,00083	Njattuvetty Chandran et collab., 2018
	CL <sub>20</sub>		0,00118	
	CL <sub>25</sub>		0,00135	
	CL <sub>50</sub>		0,00233	
	CE <sub>10</sub> (croissance)	10 j	0,00164	Njattuvetty Chandran et collab., 2018
	CE <sub>20</sub> (croissance)		0,00241	
	CE <sub>25</sub> (croissance)		0,00279	
CE <sub>50</sub> (croissance)	0,00503			
<i>Chironomus tentans</i>		96 h	0,00059	Stoughton et collab., 2008
	CL <sub>50</sub>		0,065	
	CL <sub>50</sub>		0,00091	
	CL <sub>50</sub>		0,00265	LeBlanc et collab., 2012
<i>Chydorus sphaericus</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	24 h	18,68	Sanchez-Bayo et Goka, 2006
	CL <sub>50</sub>		161,95	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	22,09	
	CL <sub>50</sub>		132,67	
<i>Cloeon dipterum</i>	CL <sub>10</sub>	24 h	0,038	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		0,109	
	CL <sub>10</sub>	48 h	0,035	
	CL <sub>50</sub>		0,088	
	CL <sub>10</sub>	72 h	0,016	
	CL <sub>50</sub>		0,045	

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Cloeon dipterum</i>	CL <sub>10</sub>	96 h	0,00616	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>10</sub>		0,009	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00668	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,0263	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>10</sub>	7 j	0,0012	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		0,0017	
	CL <sub>10</sub>	14 j	0,0015	
	CL <sub>50</sub>		0,014	
	CL <sub>10</sub>	21 j	0,00082	
	CL <sub>50</sub>		0,0011	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	28 j	0,000033	Roessink et collab., 2013
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,000123	
	CL <sub>10</sub>		0,000041	
	CL <sub>10</sub>		0,00065	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		0,000195	Roessink et collab., 2013
CL <sub>50</sub>	0,00085		Van den Brink et collab., 2016	
<i>Culex quinquefasciatus</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,049	Bhan et collab., 2014
	CL <sub>50</sub>		0,04	Liu et collab., 2004
	CL <sub>90</sub>		0,08	
	CL <sub>50</sub>	48 h	0,024	Bhan et collab., 2014
	CL <sub>50</sub>		0,019	Bhan et collab., 2014
	CL <sub>50</sub>	72 h	0,02	Uragayala et collab., 2015
CL <sub>90</sub>	0,07			
<i>Cyprretta seuratti</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	24 h	0,046	Sanchez-Bayo et Goka, 2006
	CL <sub>50</sub>		0,732	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	0,016	
	CL <sub>50</sub>		0,301	

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Cypridopsis vidua</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	24 h	0,008	Sanchez-Bayo et Goka, 2006
	CL <sub>50</sub>		> 4	
	CL <sub>50</sub>	48 h	0,273	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,003	
	CL <sub>50</sub>		0,715	
<i>Daphnia magna</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	24 h	36,8	Tisler et collab., 2009
			118,22	Sanchez-Bayo et Goka, 2006
	CL <sub>50</sub>		< 320	Sanchez-Bayo et Goka, 2006
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	6,03	Sanchez-Bayo et Goka, 2006
			97	Loureiro et collab., 2010
			84	Daam et collab., 2013
			64,6	Kungolos et collab., 2009
			90,7	Pestana et collab., 2010
			43,26	Hayasaka et collab., 2012b
			10,4	Song et collab., 1997
			64,87	Sanchez-Bayo et Goka, 2006
	CL <sub>50</sub>		263,61	Song et collab., 1997
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	56,5	Tisler et collab., 2009
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	21 j	34,12	Ieromina et collab., 2014
CE <sub>50</sub> (reproduction)	5,5		Pavlaki et collab., 2011	
<i>Daphnia pulex</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	36,87	Hayasaka et collab., 2012b
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	28 j	0,00295	Roessink et collab., 2013
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,0154	
<i>Epeorus longimanus</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,0021	Alexander et collab., 2007
	CL <sub>50</sub>	96 h	0,00065	
<i>Gammarus fossarum</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,8	Lukancic et collab., 2010
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,07	

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Gammarus pulex</i>	CL <sub>10</sub>	24 h	0,582	Ashauer et collab., 2010
	CL <sub>50</sub>		8,76	
	CL <sub>10</sub>	48 h	3,857	
	CL <sub>10</sub>		0,22	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	0,131	Ashauer et collab., 2011
			0,0183	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>10</sub>		0,064	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>10</sub>		0,0995	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,386	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		0,27	Beketov et Liess, 2008a
	CL <sub>50</sub>		0,316	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>10</sub>		28 j	0,00577
CL <sub>50</sub>	0,0338			
<i>Gammarus roeseli</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	0,0142	Böttger et collab., 2012
			0,0019	
			0,028	
			0,125	
<i>Hexagenia</i> sp.	CL <sub>25</sub>	96 h	0,12	Bartlett et collab., 2018
	CL <sub>50</sub>		0,9	
	CE <sub>25</sub> (comportement)	96 h	0,00098	
	CE <sub>50</sub> (comportement)		0,01	
<i>Hyalella</i> sp.	CL <sub>50</sub>	96 h	0,055	EPA, 1992

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Hyalella azteca</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,115	EPA, 1992
	CL <sub>25</sub>	96 h	0,01295	Stoughton et collab., 2008
	CL <sub>50</sub>		0,00575	
	CE <sub>25</sub> (poids sec)	10 j	0,00622	
	CE <sub>50</sub> (poids sec)		0,0103	
	CL <sub>25</sub>		0,00339	
	CL <sub>50</sub>		0,00701	
	CE <sub>25</sub> (poids sec)	28 j	0,00872	
	CL <sub>25</sub>		0,00231	
	CL <sub>50</sub>		0,00708	
<i>Ilyocypris dentifera</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,759	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,013	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	0,003	
	CL <sub>50</sub>	0,214		
<i>Isonychia bicolor</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,019	Camp et Buchwalter, 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,0059	
<i>Lampsilis fasciola</i>	CL <sub>10</sub>	48 h	> 0,688	Prosser et collab., 2016
<i>Limnephilidae</i> sp.	CL <sub>50</sub>	96 h	0,00986	Roessink et collab., 2013
<i>Lumbriculus variegatus</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	0,0062	Alexander et collab., 2007
<i>Marias cornuarietis</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	10	Sawasdee et Kohler, 2009
<i>Micronecta</i> sp.	CL <sub>10</sub>	96 h	0,0887	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,0282	
<i>Moina macrocopa</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	45,27	Hayasaka et collab., 2012b
<i>Mytilus galloprovincialis</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	1,8	Dondero et collab., 2010
<i>Notonecta</i> sp.	CL <sub>10</sub>	96 h	> 10	Roessink et collab., 2013
<i>Palaemonetes pugio</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,309	Key et collab., 2007

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Imidaclopride (IMI)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Planorbella pilsbryi</i>	CL <sub>10</sub>	7 j	0,814	Prosser et collab., 2016
	CL <sub>25</sub>		1,8	
	CL <sub>50</sub>		3,98	
	CL <sub>10</sub>	28 j	0,0457	
	CL <sub>25</sub>		0,172	
	CL <sub>50</sub>		0,656	
<i>Plea minutissima</i>	CL <sub>10</sub>	96 h	0,226	Van den Brink et collab., 2016
			0,0323	Roessink et collab., 2013
	CL <sub>50</sub>		0,0375	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	28 j	0,00203	Roessink et collab., 2013
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00645	
	CL <sub>10</sub>		0,00435	
	CL <sub>50</sub>		0,0098	
<i>Pteronarcys dorsata</i>	CL <sub>10</sub>	14 j	0,0208	Kreutzweiser et collab., 2008b
	CL <sub>50</sub>		0,0701	
	CL <sub>50</sub>	96 h	10	
<i>Sialis lutaria</i>	CE <sub>10</sub> (mobilité)	28 j	0,00128	Roessink et collab., 2013
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00346	
	CL <sub>50</sub>		0,0251	
<i>Simulium vittatum</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,00675	Overmyer et collab., 2005
<i>Simulium latigonium</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,00373	Beketov et Liess, 2008a
<i>Tipula</i> sp.	CL <sub>10</sub>	14 j	0,0162	Kreutzweiser et collab., 2008b
	CL <sub>50</sub>		0,139	
<i>Tubifex tubifex</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,32	Gerhardt, 2009
<b>Poissons</b>				
<i>Cyprinodon variegatus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	163	SERA, 2015
<i>Danio rerio</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	186,9	Wang et collab., 2017
	CL <sub>10</sub>	96 h	194	Tisler et collab., 2009
	CL <sub>50</sub>		214	Tisler et collab., 2009
	CL <sub>50</sub>		143,7	Wang et collab., 2017
	CL <sub>90</sub>		236	Tisler et collab., 2009
	<i>Lepomis macrochirus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	> 105

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence				
<b>Imidaclopride (IMI)</b>								
<b>Poissons</b>								
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	> 83 211	SERA, 2015				
<b>Amphibiens</b>								
<i>Bufo americanus</i>	CL <sub>50</sub>	9 – 13 j	468	Howard et collab., 2003				
<i>Hypsiboas pulchellus</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	69,4 131	Perez-Iglesias et collab., 2014 Ruiz de Arcaute et collab., 2014				
		48 h	58,23 92,58	Perez-Iglesias et collab., 2014 Ruiz de Arcaute et collab., 2014				
		72 h	56,77 92,58	Perez-Iglesias et collab., 2014 Ruiz de Arcaute et collab., 2014				
			52,62 84,9	Perez-Iglesias et collab., 2014 Ruiz de Arcaute et collab., 2014				
<i>Hypsiboas pulchellus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	52,62 84,9	Perez-Iglesias et collab., 2014 Ruiz de Arcaute et collab., 2014				
<i>Pelophylax nigromaculatus</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	268	Feng et collab., 2004				
		48 h	219					
		72 h	177					
		96 h	129					
<i>Pseudacris triseriata</i>	CL <sub>50</sub>	9 – 13 j	388,5	Howard et collab., 2003				
<i>Rana limnocharis</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	235	Feng et collab., 2004				
		48 h	165					
		72 h	116					
		96 h	82					
		9 – 13 j	184,5	Howard et collab., 2003				
<i>Rana nigromaculata</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	219	Feng et collab., 2004				
<b>Clothianidine (CLO)</b>								
<b>Algues</b>								
<i>Selenastrum capricornutum</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	96 h	64 10 > 100,6 > 103	DeCant et Barrett, 2010				
			14 j		> 121	DeCant et Barrett, 2010		
			<b>Invertébrés aquatiques</b>					
			<i>Americamysis bahia</i>		CL <sub>50</sub>	96 h	0,051	DeCant et Barrett, 2010
<i>Chironomus dilutus</i>	CL <sub>50</sub>	14 j	0,00241	Cavallaro et collab., 2017				
	CE <sub>50</sub> (émergence)	40 j	0,00028					

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Clothianidine (CLO)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Chironomus riparius</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,011 0,022	DeCant et Barrett, 2010
<i>Crassostrea virginica</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	> 129,1	DeCant et Barrett, 2010
<i>Daphnia magna</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	64 > 119 > 100,8 > 115,2	DeCant et Barrett, 2010
<i>Hexagenia</i> sp.	CL <sub>25</sub> CL <sub>50</sub>	96 h	0,031 2	Bartlett et collab., 2018
<i>Hexagenia</i> sp.	CE <sub>25</sub> (comportement) CE <sub>50</sub> (comportement)	96 h	0,012 0,024	Bartlett et collab., 2018
<i>Leptocheirus plumulosus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	20,4	DeCant et Barrett, 2010
<b>Poissons</b>				
<i>Cyprinodon variegatus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	≥ 93,6	DeCant et Barrett, 2010
<i>Lepomis macrochirus</i>			≥ 117	
<i>Oncorhynchus mykiss</i>			≥ 105,8	
			≥ 116	
			≥ 110	
	≥ 105			
<b>Thiaméthoxame (THM)</b>				
<b>Algues</b>				
<i>Lemna gibba</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	7 j	> 90	EPA, 1992
<i>Pseudokirchneriella subcapitata</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	96 h	> 97	EPA, 1992
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Aedes aegypti</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,19	Ahmed et Matsumura, 2012
			0,183	Riaz et collab., 2013
			0,33	Marina et collab., 2018
		48 h	0,13	Ahmed et Matsumura, 2012
			0,298	Uragayala et collab., 2015
			0,09	Ahmed et Matsumura, 2012

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Thiaméthoxame (THM)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Aedes aegypti</i>	CL <sub>90</sub>	24 h	1,85	Marina et collab., 2018
		72 h	2,28	Uragayala et collab., 2015
<i>Americamysis bahia</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	6,9	EPA, 1992
<i>Anopheles stephensi</i>	CL <sub>50</sub>	72 h	0,052 – 0,064	Uragayala et collab., 2015
	CL <sub>90</sub>		0,104 – 0,155	
<i>Chironomus sp.</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,035	EPA, 1992
<i>Chironomus dilutus</i>	CL <sub>50</sub>	14 j	0,0236	Cavallaro et collab., 2017
	CE <sub>50</sub> (émergence)	40 j	0,00413	
<i>Chironomus tepperi</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,121	Stevens et collab., 2005
	CL <sub>90</sub>		0,171	
<i>Cloeon dipterum</i>	CE <sub>10</sub> (mobilité)	24 h	0,079	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,092	
	CL <sub>10</sub>		0,116	
	CL <sub>50</sub>		0,153	
	CL <sub>50</sub>		0,118	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	48 h	0,0275	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,049	
	CL <sub>10</sub>		0,021	
	CL <sub>10</sub>	48 h	0,097	Van den Brink et collab., 2016
	CL <sub>50</sub>		0,053	Finnegan et collab., 2017
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	72 h	0,0133	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,037	
	CL <sub>10</sub>		0,0221	
CL <sub>50</sub>	0,105			

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Thiaméthoxame (THM)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Cloeon dipterum</i>	CE <sub>10</sub> (mobilité)	96 h	0,0112	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,02	
	CL <sub>10</sub>		0,0136	
	CL <sub>50</sub>		0,052	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	7 j	0,0026	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,003	
	CL <sub>10</sub>		0,0029	
	CL <sub>50</sub>		0,0034	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	14 j	0,0001	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,0012	
	CL <sub>10</sub>		0,0011	
	CL <sub>50</sub>		0,0012	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	21 j	0,00093	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,0011	
	CL <sub>10</sub>		0,00095	
	CL <sub>50</sub>		0,0011	
CE <sub>10</sub> (mobilité)	28 j	0,00043		
CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00068		
CL <sub>10</sub>		0,00081		
CL <sub>50</sub>		0,00094		
<i>Crassostrea virginica</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	> 119	EPA, 1992
<i>Culex quinquefasciatus</i>	CL <sub>50</sub>	72 h	0,343	Uragayala et collab., 2015
	CL <sub>90</sub>		8,53	
<i>Daphnia magna</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	> 106	EPA, 1992

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Thiaméthoxame (THM)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Gammarus kischineffensis</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	75,6	Ugurlu et collab., 2015
		48 h	23,5	
		72 h	8,05	
		96 h	3,75	
<i>Hexagenia</i> sp.	CL <sub>25</sub>	96 h	3,6	Bartlett et collab., 2018
	CL <sub>50</sub>		> 10	
	CE <sub>25</sub> (comportement)	96 h	0,38	
	CE <sub>50</sub> (comportement)		0,63	
<i>Lampsilis fasciola</i>	CL <sub>10</sub>	48 h	> 0,691	Prosser et collab., 2016
<i>Planorbella pilsbryi</i>	CL <sub>10</sub>	7 j	0,347	Prosser et collab., 2016
	CL <sub>25</sub>		1,467	
	CL <sub>50</sub>		6,195	
	CL <sub>50</sub>	28 j	> 0,983	Prosser et collab., 2016
<i>Procambarus clarkii</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,967	Barbee et Stout, 2009
<b>Poissons</b>				
<i>Cyprinodon variegatus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	≥ 111	EPA, 1992
<i>Lepomis macrochirus</i>			≥ 114	
<i>Oncorhynchus mykiss</i>			≥ 100	
<b>Thiaclopride (THC)</b>				
<b>Algues</b>				
<i>Raphidocelis subcapitata</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	96 h	60,6	EPA, 1992
<i>Scenedesmus subspicatus</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	72 h	45	EPA, 1992
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Aedes aegypti</i>	CL <sub>50</sub>	48 h	0,201	Ahmed et Matsumura, 2012
		72 h	0,118	
		24 h	0,63	
<i>Americamysis bahia</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,031	EPA, 1992
<i>Anopheles stephensi</i>	CL <sub>50</sub>	72 h	24,23	Uragayala et collab., 2015
			22,5	
<i>Asellus aquaticus</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,153	Beketov et Liess, 2008a
<i>Baetis rhodani</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,0046	Beketov et Liess, 2008b
<i>Ceriodaphnia dubia</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	3,39	Qin et collab., 2011

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Thiaclopride (THC)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Chaetopteryx villosa</i>	CL <sub>20</sub>	7 j	0,01035	Englert et collab., 2017
	CL <sub>50</sub>		0,0216	
<i>Cheumatopsyche brevilineata</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	0,00527	Yokoyama et collab., 2009a
<i>Chironomus tepperi</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,000106	Stevens et collab., 2005
<i>Cloeon dipterum</i>	CE <sub>10</sub> (mobilité)	24 h	0,016	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,055	
	CL <sub>10</sub>		0,027	
	CL <sub>50</sub>		0,167	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	48 h	0,0082	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,018	
	CL <sub>10</sub>		0,013	
	CL <sub>50</sub>		0,091	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	72 h	0,005	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,014	
	CL <sub>10</sub>		0,0076	
	CL <sub>50</sub>		0,072	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	96 h	0,0078	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,01	
	CL <sub>10</sub>		0,006	
	CL <sub>50</sub>		0,03	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	7 j	0,00024	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00086	
	CL <sub>10</sub>		0,385	
	CL <sub>50</sub>		2 953	

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Thiaclopride (THC)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Cloeon dipterum</i>	CE <sub>10</sub> (mobilité)	14 j	0,0002	Van den Brink et collab., 2016
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00046	
	CL <sub>10</sub>		0,0003	
	CL <sub>50</sub>		0,00071	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	21 j	0,00028	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00033	
	CL <sub>10</sub>		0,00024	
	CL <sub>50</sub>		0,00048	
	CE <sub>10</sub> (mobilité)	28 j	0,00023	
	CE <sub>50</sub> (mobilité)		0,00029	
	CL <sub>10</sub>		0,00027	
	CL <sub>50</sub>		0,0003	
<i>Crassostrea virginica</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	4	EPA, 1992
<i>Culex pipiens</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,00678	Beketov et Liess, 2008a
<i>Culex quinquefasciatus</i>	CL <sub>50</sub>	72 h	6,139	Uragayala et collab., 2015
<i>Daphnia magna</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	4,4	Beketov et Liess, 2008a
		48 h	0,0225	EPA, 1992
	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	88	Loureiro et collab., 2010
	CE <sub>50</sub> (reproduction)	21 j	2,45	Pavlaki et collab., 2011
<i>Gammarus fossarum</i>	CL <sub>20</sub>	7 j	0,033	Englert et collab., 2017
<i>Gammarus pulex</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,19	Beketov et Liess, 2008a
		96 h	0,35	
<i>Hexagenia sp.</i>	CL <sub>25</sub>	96 h	0,12	Bartlett et collab., 2018
			6,2	
	CE <sub>25</sub> (comportement)	96 h	0,0027	
	CE <sub>50</sub> (comportement)	96 h	0,0091	
<i>Hyalella azteca</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,037	EPA, 1992
<i>Lampsilis fasciola</i>	CL <sub>10</sub>	48 h	> 0,54	Prosser et collab., 2016

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Thiaclopride (THC)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Notidobia ciliaris</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,00547	Beketov et Liess, 2008a
<i>Simulium latigonium</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,00576	Beketov et Liess, 2008a
<i>Simpetrum striolatum</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,0312	Beketov et Liess, 2008a
<b>Poissons</b>				
<i>Cyprinodon variegatus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	19,7	EPA, 1992
<i>Oncorhynchus mykiss</i>			30,2	
<i>Pimephales promelas</i>			> 104	
<i>Lepomis macrochirus</i>			25,2	
			80,7	
<b>Acétamipride (ACT)</b>				
<b>Algues</b>				
<i>Anabaena flosaquae</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	5 j	> 1,3	EPA, 1992
<i>Navicula pelliculosa</i>			> 1,1	
<i>Skeletonema costatum</i>			> 1	
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Aedes aegypti</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,65	Marina et collab., 2018
		48 h	0,329	Ahmed et Matsumura, 2012
	CL <sub>90</sub>	24 h	1,11	Marina et collab., 2018
<i>Americamysis bahia</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,066	EPA, 1992
<i>Cheumatopsyche brevilineata</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	0,00335	Yokoyama et collab., 2009b
<i>Chironomus tepperi</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,0022	Stevens et collab., 2005
<i>Culex pipiens</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,044	Jian-chu et collab., 2002
			0,167	
			0,31	
		48 h	0,454	
			0,18	
			0,054	
		72 h	0,027	
			0,296	
			0,02	
			0,047	
			0,1	
			0,026	
<i>Daphnia magna</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	24 h	50	EPA, 1992

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Acétamipride (ACT)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Gammarus fasciatus</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	0,08	EPA, 1992
<i>Gammarus fossarum</i>	CL <sub>20</sub>	7 j	0,02134	Englert et collab., 2017
			0,329	
<i>Gammarus pulex</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,05	Beketov et Liess, 2008b
<i>Hexagenia</i> sp.	CL <sub>25</sub>	96 h	0,055	Bartlett et collab., 2018
	CL <sub>50</sub>		0,78	
	CE <sub>25</sub> (comportement)	96 h	0,0022	
	CE <sub>50</sub> (comportement)		0,004	
<i>Simulium latigonium</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,00373	Beketov et Liess, 2008b
<b>Poissons</b>				
<i>Cyprinodon variegatus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	100	EPA, 1992
Embryons de <i>Danio rerio</i>			13,33	Wang et collab., 2018
<i>Danio rerio</i> juvéniles			36,91	
Larves de <i>Danio rerio</i>			15,52	
<i>Danio rerio</i> adultes			10,36	
<i>Lepomis macrochirus</i>			> 119,3	
<i>Oncorhynchus mykiss</i>			> 100	EPA, 1992
<b>Nitenpyrame (NIT)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Aedes aegypti</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,284	Ahmed et Matsumura, 2012
		48 h	0,205	
		72 h	0,131	
<i>Cheumatopsyche brevilineata</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	24 h	0,045	Yokoyama et collab., 2009b
<i>Lepeophtheirus salmonis</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	24 h	1,7	Aaen et Horsberg, 2016
	CE <sub>90</sub> (mobilité)		209,4	
<b>Dinotéfurane (DIN)</b>				
<b>Algues</b>				
<i>Pseudokirchneriella subcapitata</i>	CE <sub>50</sub> (croissance)	96 h	> 100,4	EPA, 1992
			> 97,6	
			> 98,7	

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Dinotéfurane (DIN)</b>				
<b>Invertébrés aquatiques</b>				
<i>Aedes aegypti</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,270	Ahmed et Matsumura, 2012
			0,21	Corbel et collab., 2004
	0,4			
	0,81			
	0,96			
CL <sub>95</sub>	48 h	0,131	Ahmed et Matsumura, 2012	
CL <sub>50</sub>	72 h	0,078		
<i>Americamysis bahia</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	0,79	EPA, 1992
<i>Anopheles gambiae</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,17	Corbel et collab., 2004
	CL <sub>95</sub>		0,31	
<i>Cheumatopsyche brevilineata</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	0,0104	Yokoyama et collab., 2009b
<i>Crassostrea virginica</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	96 h	> 141	EPA, 1992
<i>Culex pipiens</i>	CL <sub>50</sub>	24 h	0,14 – 0,44	Corbel et collab., 2004
	CL <sub>95</sub>		0,26 – 0,81	
<i>Daphnia magna</i>	CE <sub>50</sub> (mobilité)	48 h	> 110,6	EPA, 1992
			> 968,3	
<i>Hexagenia</i> sp.	CL <sub>25</sub>	96 h	> 10	Bartlett et collab., 2018
	CL <sub>50</sub>		> 10	
	CE <sub>25</sub> (comportement)		0,074	
	CE <sub>50</sub> (comportement)		0,082	
<i>Lampsilis fasciola</i>	CL <sub>10</sub>	48 h	> 0,447	Prosser et collab., 2016
<i>Procambarus clarkii</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	2,03	Barbee et Stout, 2009

Organisme	Paramètre	Durée d'exposition	Valeur (mg/l)	Référence
<b>Dinotéfurane (DIN)</b>				
<b>Poissons</b>				
<i>Cyprinodon variegatus</i>	CL <sub>50</sub>	96 h	> 109	EPA, 1992
<i>Cyprinus carpio</i>			> 99,1	
<i>Lepomis macrochirus</i>			> 99,3	
<i>Oncorhynchus mykiss</i>			> 99,5	

CE<sub>10</sub> : concentration d'une substance qui a des effets sur 10 % des organismes d'essai;

CE<sub>50</sub> : concentration d'une substance qui a des effets sur 50 % des organismes d'essai;

CL<sub>10</sub> : concentration létale d'une substance pour 10 % des organismes d'essai;

CL<sub>20</sub> : concentration létale d'une substance pour 20 % des organismes d'essai;

CL<sub>25</sub> : concentration létale d'une substance pour 25 % des organismes d'essai;

CL<sub>50</sub> : concentration létale d'une substance pour 50 % des organismes d'essai;

CL<sub>90</sub> : concentration létale d'une substance pour 90 % des organismes d'essai.

CL<sub>95</sub> : concentration létale d'une substance pour 95 % des organismes d'essai.

## 5. CONCLUSIONS

D'après les études consultées, les néonicotinoïdes peuvent persister dans les sols et contaminer, par ruissellement ou par lixiviation, les eaux souterraines et les eaux de surface avoisinantes. En raison de leur forte solubilité, des concentrations de l'ordre du ng jusqu'au µg par litre ont été mesurées dans l'eau de surface de champs cultivés et dans les fossés adjacents. Immédiatement après l'épandage, les concentrations de ces pesticides étaient supérieures et ceux-ci étaient toujours détectés dans les semaines suivant leur utilisation.

Les effets engendrés par l'IMI ont été largement étudiés, comparativement aux effets potentiels du NIT ou du DIN, deux substances qui ne sont pas homologuées pour les usages agricoles au Canada et ne sont donc pas susceptibles de se retrouver dans les sols et les eaux de surface ou souterraines. Les études sur la CLO et le THM sont également moins nombreuses, malgré leur usage important comme traitements de semence. Bien que les données pour certains néonicotinoïdes soient limitées, l'information colligée démontre que les néonicotinoïdes exercent une pression importante sur les organismes aquatiques exposés, les invertébrés étant particulièrement sensibles à ces substances. Il en ressort que les teneurs actuellement mesurées dans le milieu sont susceptibles de produire des effets létaux et sublétaux pour les organismes aquatiques non ciblés à la base des chaînes alimentaires dans les habitats aquatiques.

Certaines lacunes quant aux connaissances actuellement disponibles ont été identifiées :

- Les essais répertoriés ont principalement évalué la toxicité aiguë des néonicotinoïdes sur les organismes aquatiques. Bien que les études de toxicité aiguë soient pertinentes, les effets à long terme résultant d'une exposition chronique, qui constitue le scénario le plus fréquent, sont moins bien connus. En effet, il existe quelques études évaluant les effets à long terme de l'ACT (algues, invertébrés), de la CLO (algues, plantes, invertébrés), de l'IMI (algues, plantes, invertébrés, amphibiens), du THC (algues, invertébrés) et du THM (algues, plantes, invertébrés). Toutefois, elles sont peu nombreuses, notamment pour les poissons et les amphibiens;
- Très peu d'études ont évalué l'effet additif ou synergique d'une exposition simultanée à plusieurs composés de la famille des néonicotinoïdes. Les expositions ont été effectuées pour chaque pesticide séparément, alors que de nombreuses espèces non ciblées sont exposées simultanément à de multiples néonicotinoïdes, ainsi qu'à d'autres pesticides et contaminants retrouvés dans leur environnement. En conséquence, la réalisation d'études portant sur les expositions multiples à plusieurs néonicotinoïdes est recommandée;
- L'examen des données de laboratoire disponibles indique que certains effets sublétaux, reliés à l'exposition à l'IMI, peuvent être détectés à des doses beaucoup plus faibles que les doses létales, en particulier chez les invertébrés. Toutefois, il existe peu de données évaluant les effets de ces pesticides sur le stress physiologique et les dommages à l'ADN. Par conséquent, la réalisation d'essais en laboratoire évaluant ces effets sublétaux à des concentrations environnementales est donc recommandée, pour qu'on puisse obtenir un scénario plus proche de la réalité sur le terrain;
- Les expositions ont principalement été réalisées à l'aide du produit pur, bien que les néonicotinoïdes puissent se métaboliser dans l'environnement. Le risque pour les organismes aquatiques exposés aux métabolites est peu connu;
- La résilience des organismes exposés, c'est-à-dire la façon dont les communautés aquatiques récupèrent à la suite de leur exposition, est également peu connue;
- Le TFSP a passé en revue 150 études concernant les effets directs et indirects des néonicotinoïdes sur les organismes de niveaux supérieurs, c'est-à-dire les mammifères, les

oiseaux, les poissons, les amphibiens et les reptiles. Les taxons les plus étudiés sont les mammifères (58), les oiseaux (47) et les poissons (32); les études sur les amphibiens (12) et les reptiles (3) sont beaucoup moins nombreuses. Il apparaît donc pertinent de considérer l'étude des effets de ces pesticides sur ces taxons comme une avenue de recherche importante;

- Les données disponibles montrent que les vertébrés sont peu affectés par une exposition aux néonicotinoïdes. Toutefois, ces études sont en nombre limité et les prochaines devraient également tenir compte des effets sublétaux de ces substances, tels que le développement des œufs et des larves. La réalisation de telles études serait pertinente, compte tenu de la sensibilité de ce stade de vie face aux contaminants retrouvés dans l'environnement. Les effets multigénérationnels chez les vertébrés devraient également être évalués.
- Comme démontré précédemment, la létalité associée aux néonicotinoïdes touche davantage les invertébrés que les vertébrés. Il existe cependant peu d'études évaluant les effets indirects, tels qu'une perte de proies potentielles, d'une exposition à ces pesticides pour les populations de vertébrés, les effets indirects pouvant être plus importants que les effets toxiques directs sur les vertébrés. Il serait donc pertinent d'évaluer la causalité entre la perte de proies en insectes, en raison de l'utilisation de pesticides, et le déclin des populations de vertébrés dans les milieux aquatiques agricoles.

En se basant sur ces recommandations, le MELCC participe avec ses partenaires à des projets d'acquisition de connaissances pour mieux cerner les risques associés à ces pesticides. Par ailleurs, bien que plusieurs avenues de recherche soient suggérées, il convient de préciser que le MELCC a adopté des critères de qualité de l'eau pour la protection de la vie aquatique pour certains néonicotinoïdes (MELCC, 2019). Ils permettent une évaluation du risque lorsque comparés aux résultats des suivis environnementaux. Ils sont établis à partir d'effets sous-létaux répertoriés sur le groupe le plus sensible -- les invertébrés -- de manière à protéger l'ensemble des organismes aquatiques qui composent l'écosystème. Comme la recherche sur ces composés évolue rapidement, les critères de qualité seront réévalués sur la base des données les plus récentes.

Ce rapport démontre également l'importance de poursuivre le suivi de la présence des néonicotinoïdes dans l'environnement aquatique, réalisé par le MELCC, autant sous leur forme pure que sous leur forme métabolisée. Les données recueillies permettront d'évaluer l'efficacité des nouvelles mesures réglementaires mises en place dernièrement par le Ministère et encadrant plus étroitement l'utilisation des trois néonicotinoïdes les plus à risques. Les organismes non ciblés exposés aux néonicotinoïdes devraient également être suivis par des méthodes et des outils intégrateurs lorsqu'ils sont disponibles (ex. : évaluation de l'état des communautés benthiques, essais de toxicité sur de l'eau du milieu). L'utilisation de ces outils, directement sur le terrain, permettrait d'évaluer l'état des communautés aquatiques situées à proximité de terres agricoles.

## 6. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Aaen, S.M., et T.E. Horsberg (2016). "A screening of multiple classes of pharmaceutical compounds for effect on preadult salmon lice *Lepeophtheirus salmonis*". *Journal of Fish Diseases* 39(10): 1213-1223.
- Agatz, A., R. Ashauer et C.D. Brown (2014). "Imidacloprid perturbs feeding of *Gammarus pulex* at environmentally relevant concentrations". *Environmental Toxicology and Chemistry* 33(3): 648-653.
- Ahmed, M.A.I., et F. Matsumura (2012). "Synergistic actions of formamidine insecticides on the activity of pyrethroids and neonicotinoids against *Aedes Aegypti* (Diptera: Culicidae)". *Journal of Medical Entomology* 49(6): 1405-1410.
- Alexander, A.C., K.S. Heard et J.M. Culp (2008). "Emergent body size of mayfly survivors". *Freshwater Biology* 53(1): 171-180.
- Alexander, A.C., J.M. Culp, K. Liber et A.J. Cessna (2007). "Effects of insecticide exposure on feeding inhibition in mayflies and oligochaetes". *Environmental Toxicology and Chemistry* 26(8): 1726-1732.
- Anderson, J.C., C. Dubetz et V.P. Palace (2015). "Neonicotinoids in the Canadian aquatic environment: A literature review on current use products with a focus on fate, exposure, and biological effects". *Science of the Total Environment* 505: 409-422.
- Ashauer, R., A. Hintermeister, E. Potthoff et B.I. Escher (2011). "Acute toxicity of organic chemicals to *Gammarus pulex* correlates with sensitivity of *Daphnia magna* across most modes of action". *Aquatic Toxicology* 103(1-2): 38-45.
- Ashauer, R., I. Caravatti, A. Hintermeister et B.I. Escher (2010). "Bioaccumulation kinetics of organic xenobiotic pollutants in the freshwater invertebrate *Gammarus pulex* modeled with prediction intervals". *Environmental Toxicology and Chemistry* 29(7): 1625-1636.
- Azevedo-Pereira, H.M., M.F. Lemos et A.M. Soares (2011). "Effects of imidacloprid exposure on *Chironomus riparius* Meigen larvae: linking acetylcholinesterase activity to behaviour". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 74(5): 1210-1215.
- Barbee, G.C., et M.J. Stout (2009). "Comparative acute toxicity of neonicotinoid and pyrethroid insecticides to non-target crayfish (*Procambarus clarkii*) associated with rice-crayfish crop rotations". *Pest Management Science* 65(11): 1250-1256.
- Bartlett, A.J., A.M. Hedges, K.D. Intini, L.R. Brown, F.J. Maisonneuve, S.A. Robinson, P.L. Gillis et S.R. de Solla (2018). "Lethal and sublethal toxicity of neonicotinoid and butenolide insecticides to the mayfly, *Hexagenia* spp." *Environmental Pollution* 238: 63-75.
- Beketov, M.A. et M. Liess (2008a). "Acute and delayed effects of the neonicotinoid insecticide thiacloprid on seven freshwater arthropods". *Environmental Toxicology and Chemistry* 27(2): 461-470.
- Beketov, M.A., et M. Liess (2008b). "Potential of 11 pesticides to initiate downstream drift of stream macroinvertebrates". *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 55(2): 247-253.
- Béranger, J.P. (1991). « Sensibilisation à l'étude des hémiptères hétéroptères ». *Insectes* 82: 20-22.
- Berghahn, R., S. Mohr, V. Hubner, R. Schmiediche, I. Schmiedling, E. Svetich-Will et R. Schmidt (2012). "Effects of repeated insecticide pulses on macroinvertebrate drift in indoor stream mesocosms". *Aquatic Toxicology* 123: 56-66.
- Bhan, S., L. Mohan et C.N. Srivastava (2014). "Relative larvicidal potentiality of nano-encapsulated temephos and imidacloprid against *Culex quinquefasciatus*". *Journal of Asia-Pacific Entomology* 17(4): 787-791.

- Bonmatin, J.M., C. Giorio, V. Girolami, D. Goulson, D.P. Kreuzweiser, C. Krupke, M. Liess, E. Long, M. Marzaro, E.A.D. Mitchell, D.A. Noome, N. Simon-Delso et A. Tapparo (2015). "Environmental fate and exposure; neonicotinoids and fipronil". *Environmental Science and Pollution Research* 22: 35-67.
- Bodereau, B. (2011). *Récepteurs nicotiniques neuronaux d'insectes et insecticides : caractérisation de facteurs cellulaires impliqués dans la modulation de l'efficacité des néonicotinoïdes*. Université d'Angers. 124 p. + annexes.
- Böttger, R., M. Feibicke, J. Schaller et G. Dudel (2013). "Effects of low-dosed imidacloprid pulses on the functional role of the caged amphipod *Gammarus roeseli* in stream mesocosms". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 93: 93-100.
- Böttger, R., J. Schaller et S. Mohr (2012). "Closer to reality – the influence of toxicity test modifications on the sensitivity of *Gammarus roeseli* to the insecticide imidacloprid". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 81: 49-54.
- Camp, A.A., et D.B. Buchwalter (2016). "Can't take the heat: Temperature-enhanced toxicity in the mayfly *Isonychia bicolor* exposed to the neonicotinoid insecticide imidacloprid". *Aquatic Toxicology* 178: 49-57.
- Carbo, L, E.F.G.C. Dores et M.L. Ribeiro (2008). "Determination of pesticides multiresidues in shallow groundwater in a cotton-growing region of Mato Grosso, Brazil". *Journal of the Brazilian Chemical Society* 19(6): 1111-1117.
- Cavallaro, M.C., C.A. Morrissey, J.V. Headley, K.M. Peru et K. Liber (2017). "Comparative chronic toxicity of imidacloprid, clothianidin, and thiamethoxam to *Chironomus dilutus* and estimation of toxic equivalency factors". *Environmental Toxicology and Chemistry* 36(2): 372-382.
- Chagnon, M., D. Kreuzweiser, E.A.D. Mitchell, C.A. Morrissey, D.A. Noome et J.P. Van der Sluijs (2015). "Risks of large-scale use of systemic insecticides to ecosystem functioning and services". *Environmental Science and Pollution Research* 22(1): 119-134.
- Chen, X.D., E. Culbert, V. Hebert et J.D. Stark (2010). "Mixture effects of the nonylphenyl polyethoxylate, R-11 and the insecticide, imidacloprid on population growth rate and other parameters of the crustacean, *Ceriodaphnia Dubia*". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 73(2): 132-137.
- Chrétien, F., I. Giroux, G. Thériault, P. Gagnon et J. Corriveau (2017). "Surface runoff and subsurface tile drain losses of neonicotinoids and companion herbicides at edge-of-field", *Environmental Pollution* 224: 255-264.
- Cloyd, R.A., et J.A. Bethke (2011). "Impact of neonicotinoid insecticides on natural enemies in greenhouse and interiorscape environments". *Pest Management Science* 67(1): 3-9.
- Colombo, V., S. Mohr, R. Berghahn et V.J. Pettigrove (2013). "Structural changes in a macrozoobenthos assemblage after imidacloprid pulses in aquatic field-based microcosms". *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 65(4): 683-692.
- Corbel, V., S. Duchon, M. Zaim et J.M. Hougard (2004). "Dinotefuran: a potential neonicotinoid insecticide against resistant mosquitoes". *Journal of Medical Entomology* 41(4): 712-717.
- Daam, M.A., A.C. Santos Pereira, E. Silva, L. Caetano et M.J. Cerejeira (2013). "Preliminary aquatic risk assessment of imidacloprid after application in an experimental rice plot". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 97: 78-85.
- DeCant, J., et M. Barrett (2010). *Environmental Fate and Ecological Risk Assessment for the Registration of Clothianidin for Use as a Seed Treatment on Mustard Seed (Oilseed and Condiment) and Cotton*. United States Environmental Protection Agency, Washington, 101 p.
- Desai, B., et P. Parikh (2013). "Biochemical alterations on exposure of imidacloprid and curzate on fresh water fish *Oreochromis mossambicus* and *Labeo rohita*". *Indian Journal of Forensic Medicine & Toxicology* 7: 87-91.

- De Urzedo, A.P., M.E. Diniz, C.C. Nascentes, R.R. Catharino, M.N. Eberlin et R. Augusti (2007). "Photolytic degradation of the insecticide thiamethoxam in aqueous medium monitored by direct infusion electrospray ionization mass spectrometry". *Journal of Mass Spectrometry* 42(10): 1319-1325.
- Dondero, F., A. Negri, L. Boatti, F. Marsano, F. Mignone et A. Viarengo (2010). "Transcriptomic and proteomic effects of a neonicotinoid insecticide mixture in the marine mussel (*Mytilus galloprovincialis*, Lam.)". *Science of the Total Environment* 408(18): 3775-3786.
- Englert, D., P. J.P. Zubrod, M. Link, S. Mertins, R. Schulz et M. Bundschuh (2017). "Does waterborne exposure explain effects caused by neonicotinoid-contaminated plant material in aquatic systems?". *Environmental Science and Technology* 51(10): 5793-5802.
- Englert, D., M. Bundschuh et R. Schulz (2012). "Thiacloprid affects trophic interaction between gammarids and mayflies". *Environmental Pollution* 167: 41-46.
- Environmental Protection Agency (EPA) (2004). *Dinotefuran. Conditional registration. Pesticide Fact Sheet*, 63 p.
- Environmental Protection Agency (EPA) (1992). *Pesticide Ecotoxicity Database*. Environmental Fate and Effects Division, U.S.EPA, Washington, D.C.: EPA Office of Pesticides Program Database, Institution Contact Information found at <https://ecotox.ipmcenters.org/>.
- Feng, S., Z. Kong, X. Wang, L. Zhao et P. Peng (2004). "Acute toxicity and genotoxicity of two novel pesticides on amphibian, *Rana N. Hallowell*". *Chemosphere* 56(5): 457-463.
- Finnegan, M.C., L.R. Baxter, J.D. Maul, M.L. Hanson et P.F. Hoekstra (2017). "Comprehensive characterization of the acute and chronic toxicity of the neonicotinoid insecticide thiamethoxam to a suite of aquatic primary producers, invertebrates, and fish". *Environmental Toxicology and Chemistry* 36(10): 2838-2848.
- Fossen, M. 2006. *Environmental Fate of Imidacloprid*. Department of Pesticide Regulation, Sacramento, California.
- Ge, W., S. Yan, J. Wang, L. Zhu et A. Chen (2015). "Oxidative stress and DNA damage induced by imidacloprid in zebrafish (*Danio rerio*)". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 63(6): 1856-1862.
- Gerhardt, A. (2009). "Screening the toxicity of Ni, Cd, Cu, ivermectin, and imidacloprid in a short-term automated behavioral toxicity test with *Tubifex tubifex* (Müller 1774) (Oligochaeta)". *Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal* 15(1): 27-40.
- Gibbons, D., C. Morrissey et P. Mineau (2015). "A review of the direct and indirect effects of neonicotinoids and fipronil on vertebrate wildlife". *Environmental Science and Pollution Research* 22(1): 103-118.
- Girolami, V., M. Marzaro, L. Vivan, L. Mazzon, C. Giorio, D. Marton et A. Tapparo (2013). "Aerial powdering of bees inside mobile cages and the extent of neonicotinoid cloud surrounding corn drillers". *Journal of Applied Entomology* 137(1-2): 35-44.
- Girolami, V., M. Marzaro, L. Vivan, L. Mazzon, M. Greatti, C. Giorio, D. Marton et A. Tapparo (2012). "Fatal powdering of bees in flight with particulates of neonicotinoids seed coating and humidity implication". *Journal of Applied Entomology* 136(1-2): 17-26.
- Giroux, I. (2017). *Présence de pesticides dans l'eau de surface au Québec – Zones de vergers et de cultures maraîchères, 2013 à 2016*, Québec, ministère du Développement durable, de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, Direction de l'information sur les milieux aquatiques, ISBN 978-2-550-78847-8 (PDF), 47 p. + 3 annexes. [En ligne] [www.mddelcc.gouv.qc.ca/eau/flrivlac/pesticides.htm](http://www.mddelcc.gouv.qc.ca/eau/flrivlac/pesticides.htm).

- Giroux, I. (2015). *Présence de pesticides dans l'eau au Québec – Portrait et tendances dans les zones de maïs et de soya, 2011 à 2014*, Québec, ministère du Développement durable, de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, Direction du suivi de l'état de l'environnement, ISBN 978-2-550-73603-5, 47 p. + 5 annexes. [En ligne] [www.mddelcc.gouv.qc.ca/eau/flrivlac/pesticides.htm](http://www.mddelcc.gouv.qc.ca/eau/flrivlac/pesticides.htm).
- Giroux, I. (2014). *Présence de pesticides dans l'eau au Québec – Zones de vergers et de pommes de terre, 2010 à 2012*, Québec, ministère du Développement durable, de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, Direction du suivi de l'état de l'environnement, ISBN 978-2-550-71747-8 (PDF), 55 p. + 5 annexes. [En ligne] [www.environnement.gouv.qc.ca/pesticides/pomme\\_terre/pesti-vergers.htm](http://www.environnement.gouv.qc.ca/pesticides/pomme_terre/pesti-vergers.htm).
- Giroux, I., et B. Sarrasin (2011). *Pesticides et nitrates dans l'eau souterraine près de cultures de pommes de terre – Échantillonnage dans quelques régions du Québec en 2008 et 2009*, ministère du Développement durable, de l'environnement et des Parcs, direction du suivi de l'état de l'environnement et Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec, ISBN 978-2-550-61396-1, 31 p. et 5 annexes. [En ligne] [www.environnement.gouv.qc.ca/pesticides/pomme\\_terre/index.htm](http://www.environnement.gouv.qc.ca/pesticides/pomme_terre/index.htm).
- Goulson, D. (2013). "An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides". *Journal of Applied Ecology* 50: 977-987.
- Gupta, S., et V.T. Gajbhiye (2007). "Persistence of acetamiprid in soil". *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 78(5): 349-352.
- Hayasaka, D., T. Korenaga, K. Suzuki, F. Saito, F. Sanchez-Bayo et K. Goka (2012a). "Cumulative ecological impacts of two successive annual treatments of imidacloprid and fipronil on aquatic communities of paddy mesocosms". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 80: 355-362.
- Hayasaka, D., T. Korenaga, K. Suzuki, F. Sanchez-Bayo et K. Goka (2012b). "Differences in susceptibility of five cladoceran species to two systemic insecticides, imidacloprid and fipronil". *Ecotoxicology* 21(2): 421-427.
- Hladik, M.L., D.W. Kolpin et K.M. Kuivila (2014). "Widespread occurrence of neonicotinoid insecticides in streams in a high corn and soybean producing region, USA". *Environmental Pollution* 193: 189-196.
- Howard, J.H., S.E. Julian et J. Ferrigan (2003). "Golf course maintenance: impact of pesticides on amphibians". *Golf Course Mon*, September 94-101.
- Hazardous Substances Data Bank (HSDB) (base de données sur Internet) (2019). Comprehensive, peer-reviewed toxicology data for about 5,000 chemicals. [En ligne] [toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/htmlgen?hsdb](http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/htmlgen?hsdb).
- Ieromina, O., W.J. Peijnenburg, G. de Snoo, J. Muller, T.P. Knepper et M.G. Vijver (2014). "Impact of imidacloprid on *Daphnia magna* under different food quality regimes". *Environmental Toxicology and Chemistry* 33(3): 621-631.
- Jemec, A., T. Tisler, D. Drobne, K. Sepcic, D. Fournier et P. Trebse (2007). "Comparative toxicity of imidacloprid, of its commercial liquid formulation and of diazinon to a non-target arthropod, the microcrustacean *Daphnia magna*". *Chemosphere* 68(8): 1408-1418.
- Jeschke, P., R. Nauen, M. Schindler et A. Elbert (2011). "Overview of the status and global strategy for neonicotinoids". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 59: 2897-2908.
- Jeschke, P., R. Nauen et M.E. Beck (2013). "Nicotinic acetylcholine receptor agonists: a milestone for modern crop protection". *Angewandte Chemie International Edition* 52: 9464-9485.
- Jian-chu, M.O., Y. Tian-ci, C. Jia-an et S. Xiao-gang (2002). "Lethal and sublethal effects of acetamiprid on the larvae of *Culex pipiens pallens*". *Insect Science* 9(3): 45-49.

- Kabagu, S., R. Ishihara, Y. Hieda, K. Nishimura et Y. Naruse (2007). "Insecticidal and neuroblocking potencies of variants of the imidazoline moiety of imidacloprid-related neonicotinoids and the relationship to partition coefficient and charge density on the pharmacophore". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 55: 812-818.
- Key, P., K. Chung, T. Siewicki et M. Fulton (2007). "Toxicity of three pesticides individually and in mixture to larval grass shrimp (*Palaemonetes pugio*)". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 68(2): 272-277.
- Kreuger, J, S. Graaf, J. Patring et S. Adielsson (2010). *Pesticides in Surface Water in Areas with Open Ground and Greenhouse Horticultural Crops in Sweden, 2008*. Swedish University of Agricultural Science. [En ligne] [https://pub.epsilon.slu.se/5413/1/kreuger\\_j\\_et\\_al\\_101014.pdf](https://pub.epsilon.slu.se/5413/1/kreuger_j_et_al_101014.pdf).
- Kreutzweiser, D.P., K.P. Good, D.T. Chartrand, T.A. Scarr et D.G. Thompson (2008a). "Are leaves that fall from imidacloprid-treated maple trees to control Asian longhorned beetles toxic to non-target decomposer organisms?". *Journal of Environmental Quality* 37(2): 639-646.
- Kreutzweiser, D.P., K.P. Good, D.T. Chartrand, T.A. Scarr et D.G. Thompson (2008). "Toxicity of the systemic insecticide, imidacloprid, to forest stream insects and microbial communities". *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 80(3): 211-214.
- Kungolos, A., C. Emmanouil, V. Tsiroidis et N. Tsiropoulos (2009). "Evaluation of toxic and interactive toxic effects of three agrochemicals and copper using a battery of microbiotests". *Science of the Total Environment* 407(16): 4610-4615.
- Lamers, M., M. Anyusheva, N. La, V.V. Nguyen et T. Streck (2011). "Pesticide Pollution in Surface- and Groundwater by Paddy Rice Cultivation: A Case Study from Northern Vietnam". *CLEAN – Soil, Air, Water* 39(4): 356-361.
- Langer-Jaesrich, M., H.R. Kohler et A. Gerhardt (2010). "Can mouth part deformities of *Chironomus riparius* serve as indicators for water and sediment pollution? A laboratory approach". *Journal of Soils and Sediments* 10(3): 414-422.
- LeBlanc, H.M., J.M. Culp, D.J. Baird, A.C. Alexander et A.J. Cessna (2012). "Single versus combined lethal effects of three agricultural insecticides on larvae of the freshwater insect *Chironomus dilutus*". *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 63(3): 378-390.
- Liu, H., E.W. Cupp, A. Guo et N. Liu (2004). "Insecticide resistance in Alabama and Florida mosquito strains of *Aedes Albopictus*". *Journal of Medical Entomology* 41(5): 946-952.
- Liu, W., W. Zheng et J. Gan (2002). "Competitive sorption between imidacloprid and imidacloprid-urea on soil clay minerals and humic acids". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50: 6823-6827.
- Loureiro, S., C. Svendsen, A.L. Ferreira, C. Pinheiro, F. Ribeiro et A.M. Soares (2010). "Toxicity of three binary mixtures to *Daphnia magna*: comparing chemical modes of action and deviations from conceptual models". *Environmental Toxicology and Chemistry* 29(8): 1716-1726.
- Lukancic, S., U. Zibrat, T. Mezek, A. Jerebic, T. Simcic et A. Brancelj (2010). "Effects of exposing two non-target crustacean species, *Asellus Aquaticus* L., and *Gammarus Fossarum* Koch., to atrazine and imidacloprid". *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 84(1): 85-90.
- Main, A.R., J.V. Headley, K.M. Peru, N.L. Michel, A.J. Cessna et C.A. Morrissey (2014). "Widespread use and frequent detection of neonicotinoid insecticides in wetlands of Canada's Prairie Pothole Region". *PLoS One* 9(3).
- Malev, O., R.S. Klobucar, E. Fabbretti et P. Trebse (2012). "Comparative toxicity of imidacloprid and its transformation product 6-chloronicotinic acid to non-target aquatic organisms: Microalgae *Desmodesmus subspicatus* and amphipod *Gammarus fossarum*". *Pesticide Biochemistry and Physiology* 104(3): 178-186.
- Marina, C.F., J.G. Bond, J. Munoz, J. Valle, H. Quiroz-Martinez, J.A. Torres-Monzon et T. Williams (2018). "Efficacy of larvicides for the control of dengue, zika, and chikungunya vectors in an urban cemetery in Southern Mexico". *Parasitology Research* 117(6): 1941-1952.

- Masia, A., J. Campo, P. Vazquez-Roig, C. Blasco et Y. Pico (2013). "Screening of currently used pesticides in water, sediments and biota of the Guadalquivir River Basin (Spain)". *Journal of Hazardous Materials* 1: 95-104.
- Ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques (MELCC) (2019). *Critères de qualité de l'eau de surface – Néonicotinoïdes*. Ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques. [En ligne] [www.environnement.gouv.qc.ca/eau/criteres\\_eau/details.asp?code=S0942](http://www.environnement.gouv.qc.ca/eau/criteres_eau/details.asp?code=S0942).
- Mohr, S., R. Berghahn, R. Schmiediche, V. Hübner, S. Loth, M. Feibicke, W. Mailahn et J. Wogram (2012). "Macroinvertebrate community response to repeated short-term pulses of the insecticide imidacloprid". *Aquatic Toxicology* 110-111: 25-36.
- Morrissey, C.A., P. Mineau, J.H. Devries, F. Sanchez-Bayo, M. Liess, M.C. Cavallaro et K. Liber (2015). "Neonicotinoid contamination of global surface waters and associated risk to aquatic invertebrates: a review". *Environment International* 74: 291-303.
- Njattuvetty Chandran, N., D. Fojtova, L. Blahova, E. Rozmankova et L. Blaha (2018). "Acute and (sub)chronic toxicity of the neonicotinoid imidacloprid on *Chironomus riparius*". *Chemosphere* 209: 568-577.
- Nuyttens, D., W. Devarrewaere, P. Verboven et D. Foque (2013). "Pesticide-Laden Dust Emission and Drift from Treated Seeds During Seed Drilling: A Review". *Pest Management Science* 69(5): 564-75.
- Nyman, A.M., A. Hintermeister, K. Schirmer et R. Ashauer (2013). "The insecticide imidacloprid causes mortality of the freshwater amphipod *Gammarus pulex* by interfering with feeding behavior". *PLoS One* 8(5).
- Osterberg, J.S., K.M. Darnell, T.M. Blickley, J.A. Romano et D. Rittschof (2012). "Acute toxicity and sub-lethal effects of common pesticides in post-larval and juvenile blue crabs, *Callinectes sapidus*". *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 424-425: 5-14.
- Overmyer, J.P., B.N. Mason et K.L. Armbrust (2005). "Acute toxicity of imidacloprid and fipronil to a nontarget aquatic insect, *Simulium vittatum* zetterstedt cytospecies Is-7". *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 74(5): 872-879.
- Özdemir, S., S. Altun et H. Arslan (2017). "Imidacloprid exposure cause the histopathological changes, activation of TNF- $\alpha$ , iNOS, 8-OHdG biomarkers, and alteration of caspase 3, iNOS, CYP1A, MT1 gene expression levels in common carp (*Cyprinus carpio* L.)". *Toxicology report* 5: 125-133
- Paul, A., L.C. Harrington et J.G. Scott (2006). "Evaluation of novel insecticides for control of dengue vector *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae)". *Journal of Medical Entomology* 43(1): 55-60.
- Pavlaki, M.D., R. Pereira, S. Loureiro et A.M. Soares (2011). "Effects of binary mixtures on the life traits of *Daphnia magna*". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 74(1): 99-110.
- Peña, A., J.A. Rodríguez-Liévana et M.D. Mingorance (2011). "Persistence of two neonicotinoid insecticides in wastewater, and in aqueous solutions of surfactants and dissolved organic matter". *Chemosphere* 84(4): 464-470.
- Perez-Iglesias, J.M., C. Ruiz de Arcaute, N. Nikoloff, L. Dury, S. Soloneski, G.S. Natale et M.L. Larramendy (2014). "The genotoxic effects of the imidacloprid-based insecticide formulation glacoxan imida on montevideo tree frog *Hypsiboas pulchellus tadpoles* (Anura, Hylidae)". *Ecotoxicology and Environmental Safety* 104: 120-126.
- Pestana, J.L., S. Loureiro, D.J. Baird et A.M. Soares (2010). "Pesticide exposure and inducible antipredator responses in the zooplankton grazer, *Daphnia magna straus*". *Chemosphere* 78(3): 241-248.
- Pestana, J.L., A.C. Alexander, J.M. Culp, D.J. Baird, A.J. Cessna et A.M. Soares (2009). "Structural and functional responses of benthic invertebrates to imidacloprid in outdoor stream mesocosms". *Environmental Pollution* 157(8-9): 2328-2334.

- Pisa, L.W., V. Amaral-Rogers, L.P. Belzunces, J.M. Bonmatin, C.A. Downs, D. Goulson, D.P. Kreuzweiser, C. Krupke, M. Liess, M. McField, C.A. Morrissey, D.A. Noome, J. Settele, N. Simon-Delso, J.D. Stark, J.P. Van der Sluijs, H. Van Dyck et M. Wiemers (2015). "Effects of neonicotinoids and fipronil on non-target invertebrates". *Environmental Science and Pollution Research* 22(1): 68-102.
- Pridgeon, J.W., J.J. Becnel, G.G. Clark et K.J. Linthicum (2009). "A high-throughput screening method to identify potential pesticides for mosquito control". *Journal of Medical Entomology* 46(2): 335-341.
- Prosser, R.S., S.R. de Solla, E.A.M. Holman, R. Osborne, S.A. Robinson, A.J. Bartlett, F.J. Maisonneuve et P.L. Gillis (2016). "Sensitivity of the early-life stages of freshwater mollusks to neonicotinoid and butenolide insecticides". *Environmental Pollution* 218: 428-435.
- Pesticide Properties Database (PPDB) (2012). <http://sitem.herts.ac.uk/aeru/ppdb/index.htm>.
- Qin, G., S.M. Presley, T.A. Anderson, W. Gao et J.D. Maul (2011). "Effects of predator cues on pesticide toxicity: toward an understanding of the mechanism of the interaction". *Environmental Toxicology and Chemistry* 30(8): 1926-1934.
- Riaz, M.A., A. Chandor-Proust, C. Dauphin-Villemant, R. Poupardin, C.M. Jones, C. Strode, M. Regent-Kloeckner, J.P. David et S. Reynaud (2013). "Molecular mechanisms associated with increased tolerance to the neonicotinoid insecticide imidacloprid in the dengue vector *Aedes aegypti*". *Aquatic Toxicology* 126: 326-337.
- Riaz, M.A., R. Poupardin, S. Reynaud, C. Strode, H. Ranson et J.P. David (2009). "Impact of glyphosate and benzo[a]pyrene on the tolerance of mosquito larvae to chemical insecticides. Role of detoxification genes in response to xenobiotics". *Aquatic Toxicology* 93(1): 61-69.
- Riley, D.G., et H. R. Pappu (2004). "Tactics for management of Thrips (Thysanoptera: Thripidae) and Tomato Spotted Wilt Virus in tomato". *Journal of Economic Entomology* 97(5): 1648-1658.
- Roberts, T., et D. Hutson. 1999. "Metabolic pathways of agrochemicals". In: Terry R, David H (eds) *Insecticides and Fungicides*. The Royal Society of Chemistry, Cambridge.
- Robinson, S.A., S.D. Richardson, R.L. Dalton, F. Maisonneuve, V.L. Trudeau, B.D. Pauli et S.S.Y. Lee-Jenkins (2017). "Sublethal effects on wood frogs chronically exposed to environmentally relevant concentrations of two neonicotinoid insecticides". *Environmental Toxicology and Chemistry* 36(4): 1101-1109.
- Roessink, I, L.B. Merga, H.J. Zweers et P.J. Van den Brink (2013). "The neonicotinoid imidacloprid shows high chronic toxicity to mayfly nymphs". *Environmental Toxicology and Chemistry* 32(5): 1096-1100.
- Ruiz de Arcaute, C., J.M. Pérez-Iglesias, N. Nikoloff, G.S. Natale, S. Soloneski et M.L. Larramendy (2014). "Genotoxicity evaluation of the insecticide imidacloprid on circulating blood cells of montevideo tree frog *Hypsiboas pulchellus tadpoles* (Anura, Hylidae) by comet and micronucleus bioassays". *Ecological Indicators* 45: 632-639.
- Sanchez-Bayo, F., et K. Goka (2006). "Influence of light in acute toxicity bioassays of imidacloprid and zinc pyrethrin to zooplankton crustaceans". *Aquatic Toxicology* 78(3): 262-271.
- Sanchez-Bayo, F., et K. Goka (2005). "Unexpected effects of zinc pyrethrin and imidacloprid on Japanese medaka fish (*Oryzias latipes*)". *Aquatic Toxicology* 74(4): 285-293.
- Sardo, A.M., et A.M. Soares (2010). "Assessment of the effects of the pesticide imidacloprid on the behaviour of the aquatic oligochaete *Lumbriculus variegatus*". *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 58(3): 648-656.
- Sawasdee, B., et H.R. Kohler (2009). "Embryo toxicity of pesticides and heavy metals to the ramshorn snail, *Marisa cornuarietis* (Prosobranchia)". *Chemosphere* 75(11): 1539-1547.
- Syracuse Environmental Research Associates, Inc. (SERA) (2015). *Imidacloprid, Human Health and Ecological Risk Assessment*, Final Report. SERA TR-056-09-02e. [En ligne] [www.fs.fed.us/foresthealth/pesticide/risk.shtml](http://www.fs.fed.us/foresthealth/pesticide/risk.shtml).

- Simon-Delso, N., V. Amaral-Rogers, L.P. Belzunces, J. M. Bonmatin, M. Chagnon, C. Downs, L. Furlan, D.W. Gibbons, C. Giorio, V. Girolami, D. Goulson, D.P. Kreuzweiser, C. Krupke, M. Liess, E. Long, M. McField, P. Mineau, E.A.D. Mitchell, C.A. Morrissey, D.A. Noome, L. Pisa, J. Settele, J.D. Stark, A. Tapparo, H. Van Dyck, J. Van Praag, J.P. Van der Sluijs, P.R. Whitehorn et M. Wiemers (2015). "Systemic Insecticides (Neonicotinoids and Fipronil): Trends, Uses, Mode of Action and Metabolites". *Environmental Science and Pollution Research* 22: 5-34.
- Song, M.Y., J.D. Stark et J.J. Brown (1997). "Comparative toxicity of four insecticides, including imidacloprid and tebufenozide, to four aquatic arthropods". *Environmental Toxicology and Chemistry* 16(12): 2494-2500.
- Starner, K., et K.S. Goh (2012). "Detections of the neonicotinoid insecticide imidacloprid in surface waters of three agricultural regions of California, USA, 2010-2011". *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 88(3): 316-321.
- Stevens, M.M., S. Helliwell et P.A. Hughes (2005). "Toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* formulations, spinosad, and selected synthetic insecticides to *Chironomus tepperi* larvae". *Journal of the American Mosquito Control Association* 21(4): 446-450.
- Stoughton, S.J., K. Liber, J. Culp et A. Cessna (2008). "Acute and chronic toxicity of imidacloprid to the aquatic invertebrates *Chironomus tentans* and *Hyalella azteca* under constant- and pulse-exposure conditions". *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 54(4): 662-673.
- Tisler, T., A. Jemec, B. Mozetic et P. Trebse (2009). "Hazard identification of imidacloprid to aquatic environment". *Chemosphere* 76(7): 907-914.
- Tomisawa, M., et J.E. Casida (2001). "Structure and Diversity of Insect Nicotinic Acetylcholine Receptors". *Pest Management Science* 57: 914-922.
- Ugurlu, P., E. Unlu et E.I. Satar (2015). "The toxicological effects of thiamethoxam on *Gammarus kischineffensis* (Schellenberg 1937) (Crustacea: Amphipoda)". *Environmental Toxicology and Pharmacology* 39(2): 720-726.
- Uneme, H. (2011). "Chemistry of clothianidin and related compounds". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 59: 2932-2937.
- Uragayala, S., V. Verma, E. Natarajan, P.S. Velamuri et R. Kamaraju (2015). "Adulticidal & larvicidal efficacy of three neonicotinoids against insecticide susceptible & resistant mosquito strains". *Indian Journal of Medical Research* 142(70): 64-70.
- Van den Brink, P.J., J.M. Van Smeden, R.S. Bekele, W. Dierick, D.M. De Gelder, M. Noteboom et I. Roessink (2016). "Acute and chronic toxicity of neonicotinoids to nymphs of a mayfly species and some notes on seasonal differences". *Environmental Toxicology and Chemistry* 35(1): 128-133.
- Van der Sluijs, J.P., V. Amaral-Rogers, L.P. Belzunces, M.F.I.J. Bijleveld van Lexmond, J.M. Bonmatin, M. Chagnon, C.A. Downs, L. Furlan, D.W. Gibbons, C. Giorio, V. Girolami, D. Goulson, D.P. Kreuzweiser, C. Krupke, M. Liess, E. Long, M. McField, P. Mineau, E.A.D. Mitchell, C.A. Morrissey, D.A. Noome, L. Pisa, J. Settele, N. Simon-Delso, J.D. Stark, A. Tapparo, H. Van Dyck, J. van Praag, P.R. Whitehorn et M. Wiemers (2015). "Conclusions of the worldwide integrated assessment on the risks of neonicotinoids and fipronil to biodiversity and ecosystem functioning". *Environmental Science and Pollution Research* 22(1): 148-154.
- Van Dijk, T.C., M.A. Van Staalduinen et J.P. Van der Sluijs (2013). "Macro-invertebrate decline in surface water polluted with imidacloprid". *PLoS One* 8(5).
- Van Lexmond, M.B., J. M. Bonmatin, D. Goulson et D.A. Noome (2015). "Worldwide Integrated Assessment on Systemic Pesticides – Global Collapse of the Entomofauna: Exploring the Role of Systemic Insecticides". *Environmental Science and Pollution Research* 22: 1-4.
- Wakita, T. (2011). "Molecular design of dinotefuran with unique insecticidal properties". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 59: 2938-2942.

- Wang, Y., S. Wu, J. Chen, C. Zhang, Z. Xu, G. Li, L. Cai, W. Shen et Q. Wang (2018). "Single and joint toxicity assessment of four currently used pesticides to zebrafish (*Danio rerio*) using traditional and molecular endpoints". *Chemosphere* 192: 14-23.
- Wang, Y., G. Yang, D. Dai, Z. Xu, L. Cai, Q. Wang et Y. Yu (2017). "Individual and mixture effects of five agricultural pesticides on zebrafish (*Danio rerio*) larvae". *Environmental Science and Pollution Research* 24(5): 4528-4536.
- Ward, G.S. (1990). NTN 33893 technical: acute toxicity to the mysid, *Mysidopsis bahia*, under flow-through test conditions. Toxicon Environmental Sciences, Jupiter, Florida (performing laboratory). Mobay Corporation, Kansas City, Missouri (submitting laboratory). Mobay Report No. 100355. 46 p.
- Yokoyama, A., K. Ohtsu, T. Iwafune, T. Nagai, S. Ishihara, Y. Kobara, T. Horio et S. Endo (2009a). "Sensitivity difference to insecticides of a riverine caddisfly, *Cheumatopsyche brevilineata* (Trichoptera: Hydropsychidae), depending on the larval stages and strains". *Journal of Pesticide Science* 34(1): 21-26.
- Yokoyama, A., K. Ohtsu, T. Iwafune, T. Nagai, S. Ishihara, Y. Kobara, T. Horio et S. Endo (2009b). "A useful new insecticide bioassay using first-instar larvae of a net-spinning caddisfly, *Cheumatopsyche brevilineata* (Trichoptera: Hydropsychidae)". *Journal of Pesticide Science* 34(1): 13-20.

*Environnement  
et Lutte contre  
les changements  
climatiques*

Québec 