

Transferts de contaminants dans les réseaux trophiques

Aurélie Goutte^{1*}, Pierre Labadie^{2*}, Fabrice Alliot¹, Marc Chevreuil¹, Caroline Simmonet-Laprade², Hélène Budzinski², Aurélie Bigot-Clivot³, Emilie Lance³

¹ UMR 7619 METIS, EPHE/CNRS/UPMC, 4 place Jussieu, Paris 75005, France

² UMR 5805 EPOC, équipe LPTC, CNRS/Université de Bordeaux, 351 Cours de la Libération, 33405 Talence

³ UMR-I 02 SEBIO, UFR SEN, URCA, Chemin des Rouliers, 51687 Reims Cedex 02, France

* aurelie.goutte@upmc.fr, pierre.labadie@u-bordeaux.fr

Résumé

*Cette action fédère plusieurs équipes autour de la problématique de la bioaccumulation et du transfert de micropolluants au sein des réseaux trophiques en milieu lotique. Le premier objectif est de caractériser les processus de bioaccumulation, de métabolisation et d'amplification (ou dilution) trophique de quelques familles clé de micropolluants organiques. En septembre 2016, 61 échantillons couvrant tous les niveaux du réseau trophique ont été prélevés sur un affluent de la Seine soumis à une forte pollution d'origine urbaine et agricole, l'Orge au niveau de Viry-Châtillon. L'inclusion de contaminants historiques, d'intérêt émergent, et/ou métabolisables confère une originalité certaine à ce travail. Le deuxième objectif est d'étudier le transfert trophique de contaminants biologiques tels des parasites et des toxines phytoplanctoniques. D'avril à juillet 2016, des dreissènes ont été encagées au niveau de trois sites de l'axe Seine: Marnay-sur-Seine, Bougival et Triel-sur-Seine dans le but d'évaluer une éventuelle bioaccumulation en protozoaires et en toxines de cyanobactéries. Les échantillons T3 semaines ont été traités pour la recherche des protozoaires. Des oocystes de *Toxoplasma gondii* ont été détectés dans les tissus mous des dreissènes et ont révélé un niveau de contamination biologique significativement différent selon les sites : Marnay-sur-Seine > Bougival > Triel-sur-Seine.*

1 Transfert trophique de micropolluants organiques

1.1 Contexte

Les enjeux environnementaux résultant de la diffusion de substances toxiques dans les milieux aquatiques sont au cœur de nombreuses préoccupations scientifiques et débats de société. L'évaluation du risque écotoxicologique se heurte cependant à la complexité des processus qui gouvernent la biodisponibilité, la métabolisation, la bioaccumulation et le potentiel d'amplification trophique des micropolluants. La dynamique trophique des micropolluants notamment de certains Polluants Organiques Persistants, a été relativement bien documentée en milieu marin (Fisk et al. 2001 ; Hop et al. 2002 ; Kelly et al. 2009). Cette dynamique est en revanche peu ou pas étudiée dans les systèmes lotiques, en dépit de leurs connexions directes avec les rejets polluants (e.g. effluents de station d'épuration, rejets urbains de temps de pluie...) et

de leurs capacités limitées de dispersion et dilution des polluants par rapport aux océans (Holt 2000). La compréhension de l'écodynamique des micropolluants dans les écosystèmes dulçaquicoles s'avère d'autant plus importante et prioritaire que la Directive Cadre sur l'Eau et sa directive fille 2013/39/UE ont récemment introduit de nouvelles normes de qualité environnementale concernant le biote.

Jusqu'à présent, les études de transfert trophique se sont focalisées sur les substances persistantes dans l'environnement, bioaccumulables dans les organismes et pouvant être bioamplifiées d'un maillon trophique à l'autre (Kelly et al., 2007 ; Borgå et al., 2012). Or, la plupart des micropolluants organiques sont généralement soumis à des mécanismes de métabolisation, principalement dans le foie des vertébrés (Barron et al., 1995), puis d'élimination par voies urinaire et biliaire. Un phénomène de dilution trophique a ainsi été observé pour des produits pharmaceutiques (Du et al. 2014), les HAP (Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques, Wan et al. 2007) et les phtalates (Mackintosh et al. 2004), avec une moindre contamination des prédateurs par rapport à leurs proies. A notre connaissance, le devenir des métabolites secondaires dans les réseaux trophiques a été largement ignoré, bien que ces derniers s'avèrent, dans certains cas, être plus toxiques que les composés d'origine (Van der Oost et al. 2003). Dans ce contexte, une analyse simultanée des composés parents et de leurs métabolites à différents maillons trophiques s'impose pour garantir une vision d'ensemble de l'écodynamique des substances métabolisables dans les écosystèmes.

Ce projet propose d'approfondir les connaissances actuelles sur la dynamique trophique de quelques familles clé de micropolluants organiques dans un écosystème lotique soumis à une forte pression chimique. Plus particulièrement, il s'agit de réaliser une étude comparative entre contaminants historiques (dont certains classés comme Polluants Organiques Persistants et substances dangereuses prioritaires de la DCE : PCB (Polychlorobiphényles), PBDE (polybromodiphényléthers, retardateurs de flammes bromés) et PFOS (composés per- et polyfluorés), et contaminants halogénés d'intérêt émergent : retardateurs de flamme alternatifs aux PBDE et composés perfluoroalkylés alternatifs aux PFOS. Des micropolluants facilement métabolisables et *a priori* peu bioamplifiables (HAP et phtalates) sont également pris en compte, ainsi que leurs produits de métabolisation, qui peuvent s'avérer plus toxiques que les composés parents mais qui sont rarement considérés dans l'évaluation de la contamination du biote (Mackintosh et al. 2004).

1.2 Méthodologie (Campagne de prélèvement 2016)

1.2.1 Site d'étude

Les prélèvements ont été réalisés sur l'Orge, un affluent de la Seine, à Viry-Châtillon [48°40'23"N; 2°21'30"E]. Le bassin de l'Orge est dominé par une agriculture intensive en amont (Beauce) et par une urbanisation dense en aval. Le secteur aval de ce bassin a été jugé hautement pertinent en raison des niveaux de contamination élevés observés dans le milieu et le biote pour différentes familles de micropolluants organiques lors de travaux antérieurs réalisés dans le cadre du PIREN-Seine (Labadie and Chevreuil, 2011, Teil et al. 2012). De plus, l'accessibilité du site, ainsi que la faible profondeur et largeur du cours d'eau ont permis de réaliser rapidement les prélèvements biologiques en couvrant un nombre important de maillons trophiques.

1.2.2 Echantillons biologiques

Les 20 et 21 septembre 2016, un total de 61 échantillons ont été prélevés. Des pools d'individus appartenant au même genre ont été constitués, en raison des faibles biomasses des organismes entiers et afin de réduire l'hétérogénéité individuelle. Le tableau 1 synthétise la nature des échantillons, le nombre de pools et le groupe fonctionnel.

1.2.3 Analyses chimiques

Les échantillons ont été lyophilisés, broyés dans la semaine suivant le prélèvement. Ils seront analysés prochainement pour déterminer le niveau trophique ou les sources de carbone (rapports des isotopes stables de l'azote et du carbone, respectivement) et les niveaux de différentes familles de micropolluants organiques : PCB, PBDE, PFAS, chloroalcanes, retardateurs de flamme alternatifs aux PBDE, HAP et phtalates, ainsi que les métabolites de HAP et de phtalates.

Tableau 1 : Synthèse des échantillons prélevés les 20-21 septembre 2016 sur l'Orge à Viry-Châtillon

Nature de l'échantillon	Effectif	Groupe fonctionnel
Eau	2	
Sédiment	3	
Biofilm (communauté de bactéries, champignons, algues, protozoaires)	4	Producteurs primaires
Litière (feuilles mortes, en décomposition dans le cours d'eau)	2	Producteurs primaires
Fausse renoncule	2	Producteurs primaires
Gammarès	3	Détritivore
Limnées	3	Brouteur
Corbiculidae	1	Filtreur
Sangsues	1	Filtreur
Notonectidae (notonecta)	1	Hématophage
Gardon	6	Prédateur
Chevesne	1	Omnivore
Goujons	6	Omnivore
Chabots	4	Prédateur
Barbeau	1	Omnivore
Tanches	5	Omnivore
Perches communes	4	Prédateurs
Perches soleil	6	Omnivore
Poissons chat	5	Omnivore

1.3 Résultats attendus

Les résultats permettront lieu de renseigner les niveaux de contamination de la biocénose dans un environnement soumis à une pression chimique importante.

Les résultats obtenus sur le bassin de l'Orge permettront également de calculer des facteurs d'amplification trophique (TMF) qui permettent de mieux appréhender le devenir des contaminants au sein des réseaux trophiques. L'approche TMF peut également s'avérer utile dans une optique de gestion, permettant par extrapolation d'estimer les niveaux de contamination des poissons à partir de données acquises sur d'autres modèles biologiques (approche graduée). L'inclusion de contaminants historiques, d'intérêt émergent, et/ou métabolisables confère une originalité certaine à ce travail. L'approche retenue permet en effet une comparaison directe des valeurs de TMF pour ces différentes familles.

2 Transfert trophique de contaminants biologiques

a. Contexte

La contamination fécale des environnements aquatiques touche de nombreuses régions dans le monde avec des risques avérés pour la santé humaine. Cette contamination intéresse les virus et les bactéries, mais également les parasites, notamment les protozoaires pathogènes, tels que *Cryptosporidium* spp, *Giardia* spp et *Toxoplasma gondii*. Ces protozoaires sont clairement identifiés comme des priorités de santé publique. Ainsi, les protozoaires *Cryptosporidium* et *Giardia* sont responsables d'une morbidité importante et peuvent causer le décès de patients immunodéprimés pour *Cryptosporidium*. Ces deux protozoaires sont fréquemment transmis par l'eau. Leurs stades parasitaires de transmission, i.e. oocystes et kystes, sont très robustes dans l'environnement et ubiquitaires dans les habitats aquatiques. C'est le cas également des oocystes de *Toxoplasma gondii*, une des formes parasitaires à l'origine de la toxoplasmose, retrouvés dans 8% des ressources testées en Champagne-Ardenne (eaux souterraines mais aussi eaux de surface) (Villena et al., 2004 ; Aubert et Villena, 2009). Au niveau européen, la toxoplasmose et la cryptosporidiose sont constamment mentionnées comme posant des problèmes en santé publique, et sont mentionnées dans le groupe B dans la directive 2003/99/CE du parlement européen.

Plusieurs études ont montré la présence de ces protozoaires au sein d'organismes aquatiques. Ainsi, des oocystes de *C. parvum* ont été détectés dans des moules et des coques provenant d'une zone d'élevage de coquillages en Espagne. Les auteurs ont dénombré jusqu'à 5×10^3 oocystes dans les chairs des bivalves (Gomez-Bautista et al., 2000). Des oocystes de *T. gondii* ont été détectés dans 9,4% des moules *Mytilus galloprovincialis* échantillonnées sur 8 sites différents de la côte ouest de la Turquie (Aksoy et al., 2014). Les espèces d'eau douce peuvent également accumuler des protozoaires. Dans les cours d'eau canadiens, $4,4 \times 10^2$ oocystes de *C. parvum* par moule zébrée (*Dreissena polymorpha*) ont été détectés (Graczyk et al., 2001). Miller et al. (2008) ont retrouvé la même souche de *T. gondii* (génotypage multilocus identique) chez des carnivores terrestres, des bivalves marins et des loutres de mer du Sud qui occupent la même région.

Une autre contamination biologique préoccupante est celle des toxines produites par les cyanobactéries, organismes photosynthétiques appartenant à la communauté phytoplanctonique des milieux lenticules et à la communauté phytobenthique dans les milieux lotiques. Les proliférations de cyanobactéries, de plus en plus fréquentes en relation avec l'enrichissement des eaux douces (eutrophisation) et le réchauffement climatique (Codd et al., 2005 ; Paerl & Huisman, 2008), constituent un réel danger pour la santé animale et humaine en raison des toxines (neurotoxines, hépatotoxines, cytotoxines) qu'elles synthétisent (Wiegand & Pflugmacher, 2005). L'Homme est potentiellement exposé aux cyanotoxines lors de baignades, par l'eau de boisson, et par l'alimentation (coquillages, poissons) (Ibelings & Chorus, 2007). Parmi les cyanotoxines, les microcystines (MCs) sont les mieux connues et les plus étudiées. Hépatotoxines, elles s'accumulent préférentiellement dans le foie des vertébrés et la glande digestive des invertébrés au sein desquels elles engendrent, par inhibition des protéines phosphatases, des déstructurations tissulaires (e.g., Lance et al, 2010) potentiellement mortelles en cas d'exposition aiguë (Ferrão-Filho & Kozłowski-Suzuki, 2011). Des études épidémiologiques menées en Chine suggèrent l'implication de l'exposition chronique aux MCs via l'eau de boisson dans l'augmentation de l'incidence des carcinomes hépatiques (Puschner & Humbert, 2007). En milieu naturel, l'accumulation de MCs est démontrée dans tous les maillons du réseau trophique aquatique (e.g., Ibelings & Chorus, 2007).

Les neurotoxines de cyanobactéries sont aussi responsables de nombreuses intoxications aiguës d'animaux domestiques (e.g., chiens, bovins, ovins) ou sauvages (e.g., poissons, oiseaux, rhinocéros) sur tous les continents. La bêta-N-méthylamino-L-alanine (BMAA) est une neurotoxine encore très peu étudiée, mais suspectée d'être impliquée dans les pathologies humaines neuro-dégénératives (Cox et al., 2005), et notamment dans le complexe Sclérose Latérale Amyotrophique (SLA) / Parkinsonisme / démence (rapidement fatale avec une médiane de survie de 24-36 mois). La BMAA est responsable de la forte incidence de SLA chez une population de l'Ile de Guam (océan Pacifique), via une intoxication chronique

par une alimentation à base d'animaux contaminés par le biais d'une cyanobactérie productrice de BMAA (Cox et al., 2005). Cette neurotoxine montre une forte aptitude à la biomagnification (concentration en toxine qui augmente entre la proie et le prédateur et bioaccumulation importante chez les prédateurs supérieurs) dans les chaînes trophiques. La bioaccumulation de BMAA a été démontrée chez des crevettes ou poissons des milieux dulcicoles et saumâtres aux USA et en Angleterre (Banack et al., 2007 ; Metcalf et al., 2008), chez des invertébrés (zooplancton, moules, huîtres) et des poissons en Mer Baltique (Jonasson et al., 2010) et en France (Reveillon et al., 2015). La question de la bioaccumulation de cette neurotoxine dans les réseaux trophiques aquatiques nécessite de nouvelles investigations, dans un but de prévention et de gestion des risques pour l'Homme et les écosystèmes.

Le bivalve sélectionné dans le cadre de cette démarche de biosurveillance, la moule d'eau douce *D. polymorpha*, est fréquemment retrouvée dans les sites sujets à des proliférations de cyanobactéries. Elle est capable d'accumuler de grandes quantités de cyanotoxines tout en restant peu sensibles aux effets toxiques (résistance), d'où un risque important de contamination de la chaîne trophique (Dionisio-Pires *et al.*, 2004 ; Wiegand & Pflugmacher, 2005). Par exemple, 89% des échantillons de *D. polymorpha* prélevés dans un lac eutrophe des Pays Bas sont contaminés par les MCs (jusqu'à 27 µg/g DW) (Ibelings *et al.*, 2005). Plus particulièrement, de récentes investigations ont démontré la capacité de bioaccumulation de microcystines et de BMAA chez une population du bivalve *Dreissena polymorpha* utilisée dans ce suivi (E. Lance, A Lepoutre, données non publiées).

Ainsi, que ce soit pour les parasites ou les cyanotoxines, de nombreuses études ont permis de souligner l'intérêt des bivalves dans la surveillance des milieux aquatiques. En effet, ces organismes sont sédentaires, possèdent un fort taux de filtration et sont caractérisés par leur capacité à accumuler des contaminants environnementaux. Ainsi, il paraît intéressant d'utiliser cette capacité de bioaccumulation des bivalves dans le but de déterminer les risques potentiels de contamination biologique ce qui permettrait de traduire l'écodynamique des cyanotoxines et des protozoaires ainsi que le risque potentiel de transfert vis-à-vis des organismes supérieurs (oiseaux, poissons).

2.2 Méthodologie (Campagne de prélèvement 2016)

2.2.1 Site d'étude

Dans le cadre de cette action, des dreissènes provenant d'un site contrôle (lac du Der) ont été transplantées sur l'axe Seine (Marnay-sur-Seine, Bougival et Triel-sur-Seine) entre avril à juillet 2016.

2.2.2 Echantillons biologiques

Le 15 avril 2016, des dreissènes ont été engagées au niveau des 3 sites précédemment cités. Deux points de prélèvement ont été effectués après 3 et 13 semaines d'exposition.

Des dreissènes (N=20 par site) ont été prélevées à chaque date pour mesurer l'indice de condition (IC = poids tissus mous / poids individu entier).

L'hémolymphe et les tissus mous de 10 dreissènes par site ont été prélevés dans le but de mesurer une éventuelle bioaccumulation en parasites protozoaires (*T. gondii*, *C. parvum* et *G. duodenalis*) et en cyanotoxines par la dreissène.

2.2.3 Détection des protozoaires

Les oocystes des protozoaires sont recherchés et quantifiés par PCR en temps réel (TaqMan) en ciblant pour *Toxoplasma gondii*, un fragment de 529 pb répété plus de 200 fois dans le génome de *T. gondii* (Reischl et al., 2003), pour *Cryptosporidium parvum*, un fragment de 452 pb spécifique de la séquence génomique de *C. parvum* (Fontaine et Guillot, 2002) et pour *Giardia duodenalis* un fragment d'une petite sous-unité ribosomique (like-16S) (Verweij et al., 2003).

2.2.4 Détection des cyanotoxines

Les mesures de microcystines libres dans les tissus du bivalve sont effectuées par test d'immunodétection ELISA. Les microcystines accumulées sous forme covalentes dans les tissus seront extraites grâce à une procédure d'oxydation puis dosées par spectrométrie de masse en tandem (LC MS MS). Les teneurs en BMAA seront également évaluées en spectrométrie de masse après optimisation de méthode.

2.3 Résultats

2.3.1. Détection de protozoaires

La mesure de l'indice de condition (poids frais des tissus mous / poids frais total) n'a pas montré de variation significative entre T0 et T3 semaines, quel que soit le site de transplantation. Par contre, une diminution significative de l'indice est à noter après 13 semaines, similaire entre les 3 sites d'étude, s'expliquant par l'émission des gamètes matures dans le milieu et généralement d'un épuisement des ressources énergétiques (Tableau I).

Tableau I : Indices de condition de *Dreissena polymorpha* (N=20) mesurés après 3 et 13 semaines de transplantation au niveau des sites de Marnay-sur-Seine, Bougival et Triel-sur-Seine.

	Marnay sur Seine	Bougival	Triel
T0	0,31 ± 0,08		
T3 sem	0,32 ± 0,08	0,32 ± 0,09	0,32 ± 0,06
T13 sem	0,18 ± 0,04	0,17 ± 0,03	0,18 ± 0,03

À ce jour, les échantillons T3 semaines ont été traités pour la recherche des parasites *Cryptosporidium parvum*, *Giardia duodenalis* et *Toxoplasma gondii*. Seuls des oocystes de *T. gondii* ont été détectés et mesurés dans les tissus mous des dreissènes et ont révélé un niveau de contamination biologique significativement différent selon les sites : Marnay-sur-Seine > Bougival > Triel-sur-Seine (Figure 1).

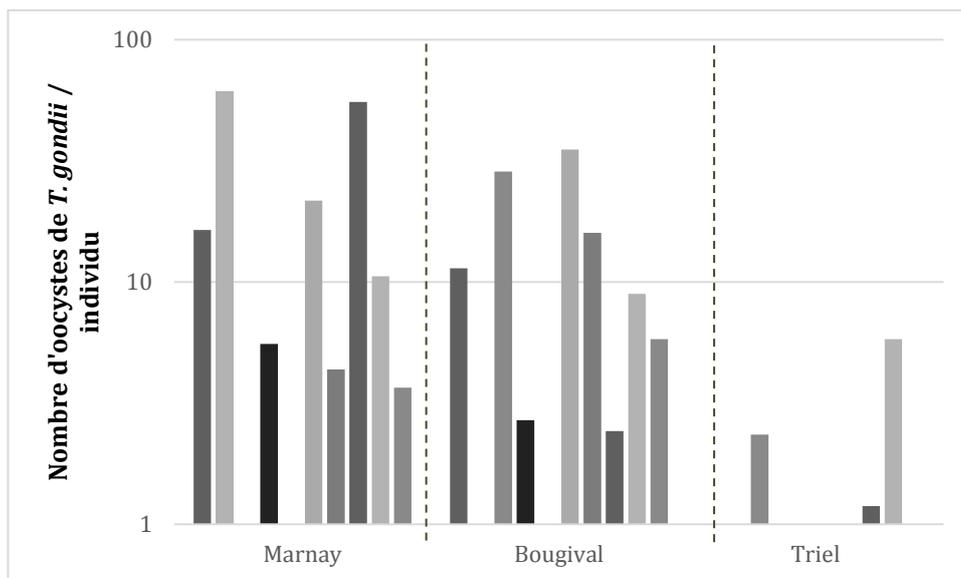


Figure 1 : Nombre total d’oocystes de *T. gondii* mesuré par qPCR dans les tissus mous+hémolymphe de dreissènes après 3 semaines d’exposition sur les sites de Marnay-sur-Seine, Bougival et Triel-sur-Seine (les histogrammes représentent les individus : N=10).

2.3.2. Détection de protozoaires

L’analyse des cyanotoxines est en cours de réalisation.

Références:

- Aksoy, U., Marangi, M., Papini, R., Ozkoc, S., Bayram Delibas, S., Giangaspero, A., 2014. Detection of *Toxoplasma gondii* and *Cyclospora cayatanensis* in *Mytilus galloprovincialis* from Izmir Province coast (Turkey) by Real Time PCR/High-Resolution Melting analysis (HRM). *Food Microbiology* 44, 128-135.
- Aubert, D., Villena, I., 2009. Detection of *Toxoplasma gondii* oocysts in water: proposition of a strategy and evaluation in Champagne-Ardenne region, France. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 104, 290-295.
- Banack, S.A., *et al.*, 2006. Neurotoxic flying foxes as dietary items for the Chamorro people, Marianas Islands. *J. Ethnopharmacol.*, 106, 97–104.
- Barron MG, Albro PW, Haytons WL (1995) Biotransformation of di(2-ethylhexyl)phthalate by rainbow trout. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 14(5), 873–876.
- Borgå, K., Kidd, K. A., Muir, D. C., Berglund, O., Conder, J. M., Gobas, F. A., & Powell, D. E. (2012). Trophic magnification factors: considerations of ecology, ecosystems, and study design. *Integrated environmental assessment and management*, 8(1), 64-84.
- Codd, G.A., *et al.*, 2005. Cyanobacterial toxins: risk management for health protection. *Toxicol. Appl. Pharmacol.* 203, 264-272.
- Cox, P.A., *et al.*, 2005. Diverse taxa of cyanobacteria produce β -methylamino-L-alanine, a neurotoxic amino acid. *PNAS*. 102, 5074–5078.
- De Zwart, D., Dyer, S. D., Posthuma, L., & Hawkins, C. P. (2006). Predictive models attribute effects on fish assemblages to toxicity and habitat alteration. *Ecological Applications*, 16(4), 1295-1310.
- Dionisio Pires, L.M., *et al.*, 2004. Assimilation and depuration of microcystin-LR by the zebra mussel, *Dreissena polymorpha*. *Aquat. Toxicol.* 69, 385-396.

- Du, B., Haddad, S. P., Luek, A., Scott, W. C., Saari, G. N., Kristofco, L. A., ... & Brooks, B. W. (2014). Bioaccumulation and trophic dilution of human pharmaceuticals across trophic positions of an effluent-dependent wadeable stream. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 369(1656), 20140058.
- Elie P., Girard P., 2014. La santé des poissons sauvages : les Codes pathologie, un outil d'évaluation. Edit: Association Santé Poissons Sauvages. 286 p.
- Ferrão-Filho, A.D.S., Kozłowski-Suzuki, B., 2011. Cyanotoxins: bioaccumulation and effects on aquatic animals. *Mar. Drugs*, 9, 2729–2772.
- Ficetola, G. F., Miaud, C., Pompanon, F., & Taberlet, P. (2008). Species detection using environmental DNA from water samples. *Biology letters*, 4(4), 423-425.
- Fisk, A. T., Hobson, K. A., & Norstrom, R. J. (2001). Influence of chemical and biological factors on trophic transfer of persistent organic pollutants in the Northwater Polynya marine food web. *Environmental Science & Technology*, 35(4), 732-738.
- Fontaine, M., Guillot, E., 2002. Development of a TaqMan quantitative PCR assay specific for *Cryptosporidium parvum*. *FEMS Microbiology Letters* 214, 13-17.
- Fourgous C, Chevreuil M, Alliot F, Amilhat E, Faliex E, Paris-Palacios S, Teil MJ, Goutte A. (2016) Phthalate metabolites in the European eel (*Anguilla anguilla*) from Mediterranean coastal lagoons. *The Science of the Total Environment*
- Fromme, H., Kuchler, T., Otto, T., Pilz, K., Müller, J., and Wenzel, A. (2002). Occurrence of phthalates and bisphenol A and F in the environment. *Water Research* 36, 1429–1438.
- Gomez-Bautista, M., Ortega-Mora, L.M., Tabares, E., Lopez-Rodas, V., Costas, E., 2000. Detection of infectious *Cryptosporidium parvum* oocysts in mussels (*Mytilus galloprovincialis*) and cockles (*Cerastoderma edule*). *Applied and Environmental Microbiology* 66, 1866-1870.
- Graczyk, T.K., Marcogliese, D.J., De Lafontaine, Y., Da Silva, A.J., Mhangami-Ruwende, B., Pieniazek, N.J., 2001. *Cryptosporidium parvum* oocysts in zebra mussels (*Dreissena polymorpha*): Evidence from the St. Lawrence River. *Parasitology Research* 87, 231-234.
- Holt, M. S. (2000). Sources of chemical contaminants and routes into the freshwater environment. *Food and chemical toxicology*, 38, S21-S27.
- Hop, H., Borgå, K., Gabrielsen, G. W., Kleivane, L., & Skaare, J. U. (2002). Food web magnification of persistent organic pollutants in poikilotherms and homeotherms from the Barents Sea. *Environmental science & technology*, 36(12), 2589-2597.
- Ibelings, B.W., *et al.*, 2005. Distribution of microcystins in a lake foodweb: no evidence for biomagnification. *Microb. Ecol.* 49, 487-500.
- Ibelings, B.W, Chorus, I., 2007. Accumulation of cyanobacterial toxins in freshwater “seafood” and its consequences for public health: A review. *Environ. pollut.* 150, 177-192.
- Kelly, B. C., Ikonomou, M. G., Blair, J. D., Surridge, B., Hoover, D., Grace, R., & Gobas, F. A. (2009). Perfluoroalkyl contaminants in an Arctic marine food web: trophic magnification and wildlife exposure. *Environmental science & technology*, 43(11), 4037-4043.
- Labadie, P., Chevreuil, M., 2011. Partitioning behaviour of perfluorinated alkyl contaminants between water, sediment and fish in the Orge River (nearby Paris, France). *Environ. Pollut.* 159, 391-397.
- Lance, E., Bormans, M., Gérard, C., 2010b. Histopathology and microcystin distribution in *Lymnaea stagnalis* (Gastropoda) following toxic cyanobacteria or dissolved microcystin-LR exposure. *Aquat. Toxicol.* 98, 211-220.
- Mackintosh CE, Maldonado J, Hongwu J. et al. 2004. Distribution of phthalate esters in a marine aquatic food web: comparison to polychlorinated biphenyls. *Environmental science & technology*, 38, 2011-2020.

- Metcalf, J.S., Banack, S.A., Lindsay, J., Morrison, L.F., Cox, P.A., Codd, G.A., 2008. Co-occurrence of beta-N-methylamino-L-alanine, a neurotoxic amino acid with other cyanobacterial toxins in British waterbodies, 1990–2004. *Environ. Microbiol.* 10 (3), 702–708.
- Miller M. A., Miller W. A., Conrad P. A., James E. R., Melli A. C., Leutenegger C. M., Dabritz H. A., Packham A. E., Paradies D., Harris M., Ames J., Jessup D. A., Worcester K., Grigg M. E., 2008. Type X *Toxoplasma gondii* in a wild mussel and terrestrial carnivores from coastal California: New linkages between terrestrial mammals, runoff and toxoplasmosis of sea otters. *International Journal for Parasitology* 38(11): 1319-1328.
- Oehlmann J, Schulte-Oehlmann U, Kloas W, Jagnytsch O, Lutz I, Kusk KO, Tyler CR (2009) A critical analysis of the biological impacts of plasticizers on wildlife. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences*, 364(1526), 2047–2062.
- Paerl, H.W., Huisman, J., 2008. Blooms like it hot. *Science* 32, 57-58.
- Puschner, B., Humbert, J.F., 2007. Cyanobacterial toxins. In *Veterinary Toxicology, Basic and clinical principles*. Ed. R. Gupta, Academic Press.
- Reischl, U., Bretagne, S., Krüger, D., Ernault, P., Costa, J.-M., 2003. Comparison of two DNA targets for the diagnosis of Toxoplasmosis by real-time PCR using fluorescence resonance energy transfer hybridization probes. *BMC Infectious Diseases* 3, 1-9.
- Réveillon, D., Abadie, E., Séchet, V., Masseret, E., Hess, P., Amzil, Z., 2015. β -N-methylamino-l-alanine (BMAA) and isomers: Distribution in different food web compartments of Thau lagoon, French Mediterranean Sea. *Marine Environmental Research*, 110, 8–18.
- Teil MJ, Tlili K, Blanchard M, Labadie P, Alliot F, Chevreuil M. (2014). Polychlorinated Biphenyls, Polybrominated Diphenyl Ethers, and Phthalates in Roach from the Seine River Basin (France): Impact of Densely Urbanized Areas. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 66 (1): 41–57.
- Teil, M.-J., Tlili, K., Blanchard, M., Chevreuil, M., Alliot, F., Labadie, P. (2012). Occurrence of Polybrominated Diphenyl Ethers, Polychlorinated Biphenyls, and Phthalates in Freshwater Fish From the Orge River (Ile-de France). *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 63(1), 101-113.
- Valton AS, Serre-Dargnat C, Blanchard M, Alliot F, Chevreuil M. (2014). Determination of phthalates and their by-products in tissues of roach (*Rutilus rutilus*) from the Orge river (France). *Environmental Science and Pollution Research*, 21(22), 12723-12730.
- Van der Oost, R., Beyer, J., & Vermeulen, N. P. (2003). Fish bioaccumulation and biomarkers in environmental risk assessment: a review. *Environmental toxicology and pharmacology*, 13(2), 57-149.
- Verweij, J.J., Schinkel, J., Laeijendecker, D., van Rooyen, M.A.A., van Lieshout, L., Polderman, A.M., 2003. Real-time PCR for the detection of *Giardia lamblia*. *Molecular and Cellular Probes* 17, 223-225.
- Villena, I., Aubert, D., Gomis, P., Ferte, H., Inglard, J.C., Denis-Bisiaux, H., Dondon, J.M., Pisano, E., Ortis, N., Pinon, J.M., 2004. Evaluation of a strategy for *Toxoplasma gondii* oocyst detection in water. *Applied and Environmental Microbiology* 70, 4035-4039.
- Wan, Y., Jin, X., Hu, J., & Jin, F. (2007). Trophic dilution of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) in a marine food web from Bohai Bay, North China. *Environmental science & technology*, 41(9), 3109-3114.
- Wiegand, C., Pflugmacher, S., 2005. Ecotoxicological effects of selected cyanobacterial secondary metabolites a short review. *Toxicol. Appl. Pharmacol.* 203, 201-218.