

2012-2013

Master 2 Ecologie-Environnement
Zones humides continentales et littorales.
Ecologie, Eco-ingénierie, Bio-indicateurs



Répartitions des macro- arthropodes terrestres ligériens

Synthèse des données
existantes

LEFEBVRE Gaëlle |

Maître de stage : PETILLON Julien |
Réfèrent Universitaire : PAYS Olivier

Crédits photos :

- *Argiope bruennichi*. http://fr.wikipedia.org/wiki/Argiope_frelon.
- *Carabus auronitens*. <http://www.agrienvironnement.org/fiches/09.htm>.
- La Loire vers Chaumont sur Loire. <http://www.loireavelo.fr/>.

Université d'Angers UFR Sciences Campus belle-Beille 2 bd Lavoisier 49045 Angers cedex 01	Master 2 Mention Ecologie Environnement Spécialité Zones humides continentales et littorales. Ecologie, Eco-ingénierie, Bio-indicateurs
Responsables du M2 : A. Ballouche	
Auteur(s) : LEFEBVRE Gaëlle	Organisme d'accueil : Université de Tours et CNRS, UMR 7324, CITERES 33 Allée Ferdinand de Lesseps 37200 - TOURS Maître de stage : PETILLON Julien URU 420, UFR SVE, Université Rennes 1 263 Av. du Général Leclerc Campus de Beaulieu 35042 - RENNES
Promotion : 2012-2013	Référent Universitaire : PAYS Olivier
Titre : Répartitions des macro-arthropodes terrestres ligériens <i>Synthèse des données existantes</i>	

**L’auteur du présent document
vous autorise à le partager,
reproduire, distribuer et
communiquer selon les conditions
suivantes :**



- Vous devez le citer en l’attribuant de la manière indiquée par l’auteur (mais pas d’une manière qui suggérerait qu’il approuve votre utilisation de l’œuvre).
- Vous n’avez pas le droit d’utiliser ce document à des fins commerciales.
- Vous n’avez pas le droit de le modifier, de le transformer ou de l’adapter.

Consulter la licence creative commons complète en français :
<http://creativecommons.org/licences/by-nc-nd/2.0/fr/>

Ces conditions d’utilisation (attribution, pas d’utilisation commerciale, pas de modification) sont symbolisées par les icônes positionnées en pied de page.



En préambule de ce mémoire, je tenais à remercier toutes les personnes qui auront aidé de près ou de loin à l'aboutissement de ce travail et de cette dernière année d'étude.

Je tiens d'abord à remercier Monsieur PETILLON Julien, enseignant-chercheur à l'université de Rennes 1, pour m'avoir confié ce travail riche en expériences, ainsi que pour sa sympathie, sa patience, et son aide précieuse durant ces quelques mois.

Je remercie également Monsieur LAFAGE Denis, doctorant et co-encadrant de l'équipe macro-arthropodes terrestres de l'OBLA pour ses conseils, sa bonne humeur, mais surtout pour avoir été la plus grande source de mes données.

Merci enfin à Madame GREULICH Sabine, coordinatrice du Réseau d'Observation de la Biodiversité de la Loire pour gérer ce projet et m'avoir aidé à régler quelques soucis administratifs.

J'exprime également ma gratitude envers tous mes interlocuteurs qui ont bien voulu répondre à mes demandes et me faire parvenir leurs données sans lesquelles ce travail n'aurait jamais pu aboutir.

Je tiens également à remercier Monsieur PAYS-VOLARD Olivier pour avoir accepté d'être le rapporteur de ce travail, ainsi que pour ses cours de statistiques qui m'auront été très utiles tout au long de ce stage.

J'ai pu travailler dans un cadre plus qu'agréable, c'est pourquoi je souhaite remercier toute l'équipe de l'URU 420, mais également les quelques expatriés d'ECOBIO du bâtiment 25. Un grand merci aux stagiaires et thésards pour tous les fous rires et bons moments passés ensembles qui auront été des pauses bien méritées. Merci pour cette super ambiance et tous ces bons souvenirs.

Ces remerciements ne seraient pas complets sans un immense merci à mes proches, Hugo, Chloé, Marilou et ma famille qui m'auront aimé, aidé et encouragé tout au long de cette dernière année d'étude. Merci pour votre soutien infailible malgré la distance.

Sommaire

Présentation de la structure d'accueil

- 1. Introduction**
- 2. Matériel & Méthodes**
 - 2.1. Site d'étude
 - 2.2. Méthode de récolte des données
 - 2.3. Création de la base de données
 - 2.4. Traitement des données
 - 2.4.1. Sectorisation de la Loire
 - 2.4.2. Analyse discontinue
 - A. Analyse des correspondances multiples
 - B. Analyse factorielle des correspondances
 - 2.4.3. Analyse continue
 - 2.4.4. Logiciels utilisés
- 3. Résultats**
 - 3.1. Le groupe des Araneae
 - 3.1.1. Description des données
 - 3.1.2. Analyse discontinue
 - A. Sectorisation de la Loire
 - B. Analyse factorielle des correspondances
 - 3.1.3. Analyse continue
 - 3.2. Le groupe des Coléoptères Carabidae
 - 3.2.1. Description des données
 - 3.2.2. Analyse discontinue
 - A. Sectorisation de la Loire
 - B. Analyse factorielle des correspondances
- 4. Discussion**
 - 4.1. Analyse discontinue
 - 4.2. Analyse continue le long de la Loire Aval
 - 4.3. Perspectives et proposition d'un protocole standardisé

Bibliographie

Table des annexes

Table des matieres

Table des illustrations

L'URU-EM 420 a été créée en 2006 à l'université de Rennes 1. Cette unité de recherche vise à renforcer les objectifs d'intégration des recherches en biologie de la conservation et en biodiversité dans les enjeux de société au sein de l'Observatoire des Sciences de l'Univers de Rennes (OSUR). L'équipe est actuellement composée de trois enseignants-chercheurs, deux professeurs émérites, deux ingénieurs, quatre doctorants et quatre chercheurs associés publiant pour l'URU-420.

La thématique de recherche de l'équipe s'inscrit dans le cadre politique actuel visant une meilleure évaluation, gestion et développement durable du « patrimoine naturel vivant ». Ainsi, les travaux de recherche sont centrés sur le développement d'outils d'évaluation et de gestion de la biodiversité à travers les approches structurelles ou fonctionnelles de la biodiversité à l'échelle du carrefour biogéographique régional que constitue le Massif Armoricain et les grands bassins versant de l'Ouest de la France.

Les territoires d'investigations sont caractérisées par les écosystèmes terrestres, marins mais également intertidaux, milieux auxquels sont inféodés les deux modèles bio-indicateurs utilisés (les Arthropodes terrestres et Poissons marins).

Les activités développées par l'URU-420 se définissent donc selon cinq approches structurantes :

- 1- **Indicateurs et Biodiversité** : Développer des indicateurs de qualité d'habitat pour les espèces et les communautés.
- 2- **Traits d'histoire de vie et Bio-indication** : Etudier les traits d'histoires de vie et définir les habitats écologiques essentiels aux espèces.
- 3- **Bases de données Biodiversité** : Mettre en place et réaliser/coordonner des inventaires pour incrémenter les bases de données Biodiversité.
- 4- **Réponse de la biodiversité aux changements** : Evaluer/suivre les trajectoires d'évolution de la biodiversité et de la qualité des habitats après changement d'usage.
- 5- **Fonctions et Services** : Evaluer les services écosystémiques rendus notamment par les écosystèmes littoraux.

1. Introduction

La Loire figure comme l’emblème des fleuves et rivières sauvages de notre pays. Sur près de 1000km, la Loire est dépourvue d’aménagements et affiche donc une sensible continuité entre ses tronçons, favorisant la dynamique naturelle du fleuve. Le fleuve Loire fait partie du club très fermé des 21 fleuves au monde, libres de toute contrainte de la source à la mer et d’au moins 1000km (Cochet, 2010). De ce fait, la Loire fait actuellement l’objet de nombreuses mesures de préservation incluant notamment trois réserves naturelles nationales et une inscription en 2000 au patrimoine mondial de l’Unesco. Avec à ce jour plus de 3000ha de nature préservée sur près de 50km de linéaire, les trois grandes réserves nationales illustrent bien la grande diversité des habitats présents le long de la Loire. Cela comprend méandres, bras morts, forêts alluviales et prairies inondables.

En plus d’être remarquable par la diversité de ses paysages, le bassin de la Loire l’est également si l’on considère les espèces végétales et animales qu’il abrite. Cela légitime l’inscription de l’intégralité du cours du fleuve au réseau Natura 2000. De plus, depuis 1994, la Loire s’inscrit comme objet du plan Loire Grandeur Nature qui vise d’ici 2014 à concilier dans un contexte de développement durable, la sécurité des personnes, la protection de l’environnement et le développement économique.

C’est dans ce contexte que depuis 2012, s’insère la mise en place d’un réseau d’Observation de la Biodiversité de la Loire et de ses principaux Affluents (OBLA). Il sera coordonné par l’UMR CITERES de l’Université de Tours. Ce réseau couvrira les principaux habitats du lit majeur de la Loire et de ses principaux affluents, ainsi que les zones humides des têtes de bassin. En plus de son échelle spatiale, la particularité de l’OBLA résidera dans le suivi simultané de la répartition des organismes de plusieurs groupes taxonomiques et des facteurs environnementaux majeurs du biotope. Un des premiers objectifs consiste à l’élaboration d’une base de données sur la biodiversité ligérienne permettant à long terme une meilleure compréhension de la répartition des assemblages d’espèces le long du fleuve. Au sein de ce réseau, plusieurs groupes taxonomiques de la faune et de la flore sont étudiés, tels que les macro-arthropodes terrestres plus particulièrement concernés par ce rapport.

A ce jour, peu d’études ont été entreprises sur la Loire. Les quelques études réalisées concernent le fleuve en lui-même et notamment son aspect physico-chimique ou géologique (Boutier et al. 1993 ; Négrel et al. 1999 ; Colls et al. 2001, Grosbois et al. 2001).

Les recherches traitant de la biodiversité du fleuve sont plutôt restreintes à des groupes taxonomiques déjà bien étudiés ou emblématiques, comme le castor européen (Fustec et al. 2003).

les oiseaux nicheurs (Faivre et al. 1997), ou encore les communautés piscicoles (Lasne et al. 2007 ; Bergerot et al. 2008).

Concernant les invertébrés, des études sur la distribution des Trichoptères et Coléoptères aquatiques le long de la Loire ont été réalisées avant les années 2000 (Guinand et al. 1996 ; Ivoll et al. 1997). Quant aux macro-arthropodes terrestres, très peu d'études ont pu être réalisées à ce jour. Quelques recherches ont été entreprises récemment avec pour cibles les Araneae et les Coléoptères Carabidae de la Loire. C'est le cas notamment avec la thèse de Denis Lafage concernant l'impact de l'inondation et des pratiques agricoles sur les communautés d'Arthropodes épigés des prairies (thèse en cours, MNHN). D'autres études ont porté sur les effets de la fauche des prairies inondables sur la diversité des arthropodes (Lafage & Pétilion, 2013), ou bien encore sur l'utilisation du NDVI (Indice de végétation par différence normalisé) dans la prédiction des assemblages de macro-arthropodes (Lafage et al. 2013).

Dans le cadre du réseau d'observation OBLA, il s'agit ici de réaliser une étude sur la répartition des macro-arthropodes terrestres le long du fleuve Loire, des zones humides de tête de bassin versant à l'estuaire. Afin de mettre en évidence cette répartition, une synthèse des données publiées a été réalisée sur deux modèles biologiques, les Araneae et Coléoptères Carabidae.

Ces groupes taxonomiques ont été sélectionnés pour leur caractère indicateur de biodiversité et environnemental (Luff et al. 1992 ; Marc et al. 1999 ; Ings & Hartley, 1999 ; Bell et al. 2001 ; Rainio & Niemelä, 2003 ; Pearce & Venier, 2006). Ils sont susceptibles d'abriter des espèces à fort enjeu de conservation ou caractéristiques des habitats s.l. distingués (îles, berges, gravières, prairies inondables) et/ou permettant des services écosystémiques majeurs. Les Araneae comme les Coléoptères Carabidae sont essentiellement prédateurs ; ainsi leurs présences signifient que les acteurs en aval de la chaîne trophique sont également présents. De plus, les araignées et les carabiques constituent des groupes d'invertébrés très représentés (alors même que les invertébrés constituent déjà une grande part de la diversité animale). En effet, les araignées comportent plus de 1500 espèces en France et 1000 espèces pour les carabiques. Ils sont largement utilisés comme indicateurs de réponse dans le monde entier et dans de nombreux écosystèmes.

Concernant l'étude des macro-arthropodes le long d'autres fleuves, ils restent un sujet peu considéré. Néanmoins, en Europe on retrouve quelques publications traitant de la répartition des espèces en fonction de différents paramètres environnementaux agissant à des échelles variables.

A l'échelle des fleuves, le concept de continuum fluvial (River Continuum Concept), est un modèle descriptif longitudinal du fonctionnement écologique des cours d'eau des zones tempérées, qui intègre à la fois les indicateurs biologiques et la géomorphologie (Vannote et al. 1980). Il prédit la variation relative de groupes fonctionnels le long de l'amont à l'aval. Ainsi les invertébrés qui

peuvent broyer la litière forestière dominant dans les ruisseaux de tête, tandis que les collecteurs et brouteurs sont plus fréquents dans les tronçons en aval recevant plus de lumière. Cette composition de la biocénose permet donc de distinguer une succession d'espèces notamment décrite pour les poissons et d'accréditer le fait que la sectorisation d'un fleuve a un sens biologique.

A une échelle plus locale, une étude comparative de la distribution des carabiques et araignées au niveau de trois rivières majeures d'Allemagne a permis de tester l'influence du changement de régime fluvial (en lien avec la gestion de l'eau) sur les assemblages d'espèces (Bonn et al. 2002). En Belgique, un fleuve (l'Escaut) a été échantillonné le long d'un gradient eau douce/eau salée afin de mettre en évidence une réponse de la diversité selon le gradient de salinité (Hendrickx et al. 1997 ; Desender & Maelfait, 1999). Une étude sur la Meuse, autre fleuve belge, a permis de mettre en évidence les effets des inondations et de la densité de végétation sur la distribution et le comportement des arthropodes riverains (Lambeets, 2009). Une étude a également été menée sur trois rivières européennes différentes, où apparaissent différentes échelles de facteurs environnementaux conditionnant les assemblages d'espèces d'araignées (Bell et al. 1999). Les facteurs principaux à une échelle locale sont la durée et fréquence des inondations, et l'altitude et le climat à une échelle régionale. Il existe également des études des assemblages de carabiques et araignées en zones de marais salés dans la Baie du Mont Saint-Michel qui ont permis de mettre en évidence le rôle prépondérant de la salinité et du gradient d'inondation sur la structuration des communautés d'araignées et de carabiques (Pétillon et al. 2005 ; Pétillon et al. 2008 ; Georges et al. 2011).

Pour tenter de mettre en évidence, les grands facteurs spatio-temporels de variations des assemblages le long du fleuve, les hypothèses suivantes sont testées dans cette étude:

- 1- Une sectorisation de la Loire, basée sur l'hydro/géomorphologie, a un sens pour les macro-arthropodes terrestres.
- 2- Différents assemblages d'espèces se succèdent le long du fleuve.
- 3- Une réduction de la richesse spécifique de l'amont vers l'aval liée à l'augmentation de la fréquence d'inondation est attendue.
- 4- L'augmentation de la salinité entraîne une hausse du nombre d'espèces halophiles vers l'aval.

Afin de tester ces hypothèses, deux approches ont été mises en place. Une approche discontinue via l'analyse comparative des peuplements entre des unités de sectorisation du fleuve de l'amont à l'aval, permettant de tester les deux premières hypothèses, et une approche continue via l'analyse d'un gradient amont-aval testant les deux dernières hypothèses.

2. Matériel & Méthodes

2.1. Site d'étude

La Loire est le plus long fleuve d'Europe avec plus de 1000km de cours d'eau. Ce fleuve prend sa source dans le Massif Central au Mont-Gerhier-de-Jonc en Ardèche, il rejoint l'Océan Atlantique à proximité de Saint-Nazaire en Loire Atlantique.

Son bassin versant occupe plus d'un cinquième du territoire métropolitain avec une surface totale de 117480 km². Le régime du bassin est de type pluvio-nival avec un débit moyen interannuel d'environ 900 m³.s⁻¹ à l'embouchure (Wikipedia.org). La Loire a un régime très irrégulier de l'amont vers l'aval, présentant également des fluctuations saisonnières de débit bien marquées. Les hautes eaux se déroulent en hiver et au tout début du printemps et peuvent parfois entraîner de fortes crues.

Ces fortes crues ont été à l'origine de quelques aménagements le long du fleuve tels que l'endiguement ou la création de trois barrages, Grangent et Villers sur la Loire ; Naussac sur l'Allier, permettant la retenue des eaux pour écrêter les crues, et le relargage pour maintenir un débit suffisant lors de l'étiage.



Figure 1: La Loire, ses affluents, son bassin versant

Le réseau d’Observation de la Loire et de ses principaux Affluents (OBLA) tient compte du lit majeur de la Loire et des ses deux principaux affluents que sont l’Allier et la Vienne. Le lit majeur, aussi appelé « plaine d'inondation »», est la partie adjacente du lit mineur, limité par les berges, d'un cours d'eau. Cette partie n'est inondée qu'en cas de crue et doit permettre le stockage des eaux en surplus.

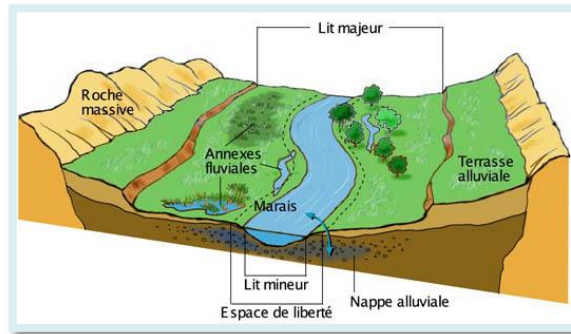


Figure 2: Les différents espaces de la rivière
(Source: <http://www.eaurmc.fr/>)

Le lit majeur est constitué d'une grande mosaïque d'habitats nécessaire au développement de nombreuses espèces. Cet ensemble d'habitats, communément appelé « annexes hydrauliques » regroupe les différents bras morts et oxbow-lakes résultant du remaniement périodique du fleuve. Ce terme regroupe également les forêts alluviales, ripisylves, marais, prairies humides et inondables qui se retrouvent tout au long du lit majeur.

En plus du lit majeur de la Loire et de ses principaux affluents, l'OBLA tient également compte des zones humides de têtes de bassin qui constitue à l'instar des annexes hydrauliques, un réservoir naturel irremplaçable de biodiversité. Les zones humides en tête de bassin versant sont notamment caractérisées par de nombreuses tourbières qui en plus d'abriter une grande diversité d'espèce, sont aussi de performantes régulatrices climatique en tant que piège à carbone. Comme toute zone humide, elles offrent une grande capacité de stockage des eaux pour soutenir les débits d'étiages ou amortir les crues.



Figure 3: Les zones humides de la tête de bassin à l'estuaire

De la tête de bassin à l'estuaire en passant par les plaines à méandres, la Loire présente une telle diversité d'habitats, susceptibles d'abriter une immense richesse spécifique, qu'il est nécessaire de préserver.

2.2. Méthode de récolte des données

Afin d'incrémenter une base de données recensant les études entomologiques publiées, différents organismes ont été contactés. Ces contacts ont été pris par téléphone ou par courriels. Les organismes susceptibles de posséder des données ont été directement contactés par mes soins. Tandis que les organismes pouvant transmettre des données concernant différents groupes taxonomiques ont été contactés par Aurélie Batany, ingénieure d'étude à l'Université de Tours.

Au total, une douzaine de structures pouvant transmettre des données entomologiques ont pu être contactées (Annexe 1). L'ingénieure d'étude de l'UMR CITERES a pu contacter près de 80 structures travaillant sur plusieurs thèmes de recherches (Annexe 1). Toutefois à ce jour, seulement une vingtaine a accepté, sous réserve d'une convention, de transmettre leurs données à l'OBLA.

Le masque à minima demandé pour les données concernant les Araneae et Coléoptères Carabidae est : l'espèce, l'année, le lieu. Un masque élargi a également été proposé, il inclut en plus : l'habitat, le code Corine Biotope, la date précise de récolte, l'effectif, le sexe, la méthode d'échantillonnage, le récoltant et l'identificateur.

D'autres données ont pu également être tirées de publications parues (Ledoux & Emerit, 2002 ; Jaulin, 2004 ; Braud, 2007 ; Chenaival & Lelant, 2009 ; Foucher, 2009 ; Lagarde & Lourdaï, 2010 ; Arvensis, 2012)

2.3. Création de la base de données

Les données transmises par les différentes structures ont pu être regroupées au sein d'une base de données créée grâce au logiciel Microsoft ® Office Excel ® 2007.

Une étape de validation des données et de leur systématique a été nécessaire. Cela a été permis par The World Spider Catalog, Version 14.0 by Platnick N.I. pour le groupe des Araneae et le référentiel taxonomique TAXREF Version 4.0 pour les carabiques (Annexe 4).

Les données seront ensuite accessibles aux partenaires de l'OBLA via la base de données générale regroupant tous les groupes taxonomiques étudiés.

2.4. Traitement des données

Un premier traitement des données concerne la répartition générale des données sur les communes du bassin versant de la Loire grâce aux Systèmes d'Information Géographique (SIG).

Les différentes couches de fond de carte ont été transmises par l'ingénieur d'étude de l'OBLA. Il s'agissait des communes du bassin versant de la Loire ainsi qu'une couche contenant les grands cours d'eau du bassin projetées en Lambert-93. A la couche des communes du bassin versant ont été joints les différents relevés contenus dans la base de données grâce à un champ commun (code INSEE de la commune).

2.4.1. Sectorisation de la Loire

Afin de faciliter le traitement des données réparties tout au long du fleuve, il a été décidé de segmenter la Loire en 4 secteurs et 8 unités (Malavoi, 2002). L'entité la plus grande, après le cours d'eau lui-même, est appelée secteur. Les secteurs sont fondés sur des critères de discrimination globaux : le relief, la géologie et l'hydrologie générale. L'entité géomorphologique suivante correspond à l'unité. Elle est essentiellement basée sur les mêmes critères physiques que les secteurs mais permettent une subdivision plus précise. D'autres entités de taille inférieure peuvent également être utilisées en fonction de la gestion désirée, c'est le cas du tronçon, sous-tronçons jusqu'au micro-habitat.

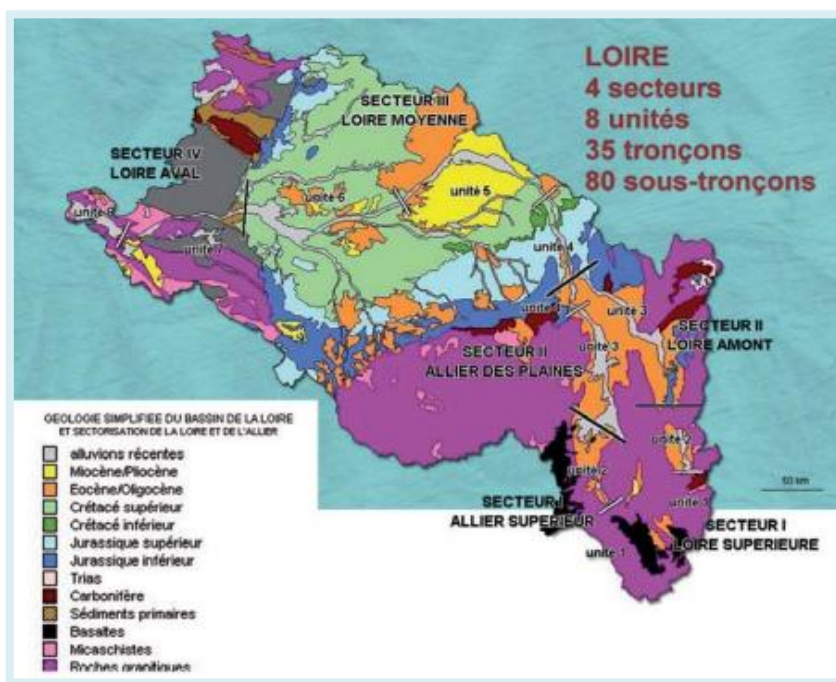


Figure 4: Exemple de sectorisation de la Loire en secteurs, unités, tronçons et sous-tronçons (Malavoi, 2002)

Pour cette étude, le secteur Loire Amont étant largement sous représenté, il a été choisi de regrouper les secteurs II et III sous le nom de secteur « Amont ». De plus, une 9^{ème} unité a été utilisée, elle est appelée Unité 0 et correspond aux tourbières de tête de bassin de la Vienne. N'étant pas prévue dans la sectorisation précédente (Malavoi, 2002) qui ne traite que la Loire et l'Allier, il a

fallu la créer afin de ne pas confondre les données venant de la Vienne à celles venant de la source de la Loire. Cependant cette unité reste rattachée au secteur I renommé ici « Tête de Bassin ».

Afin de vérifier les hypothèses précédemment posées, le traitement des données a été effectué à différentes échelles :

2.4.2. Analyse discontinue

a. Analyse des correspondances multiples

Une analyse multivariée a été réalisée à partir des données Araneae et Coléoptères Carabiques, afin de mettre en évidence la présence de groupes de relevés, de méthodes ou d'espèces distinguant les différentes unités de sectorisation de la Loire. La représentation spécifique de l'ACM a été préférée pour faciliter l'interprétation. Il est donc représenté, variable par variable, la modalité prise par chaque individu sur un même plan factoriel et une ellipse permet de résumer la dispersion des points (Dufour & Clot., 2012). Les coefficients de corrélation (variant de 0 à 1) entre les variables et les axes choisis au départ de l'ACM ont également été calculés et représentés graphiquement sous le logiciel R.

Une approche secteur a également été étudiée pour mettre en évidence les espèces halophiles, fluviatiles, tyrphophiles ou ubiquistes. Pour cela, les répartitions des espèces au sein de chaque secteur ont été comptabilisées, faisant ainsi ressortir les espèces spécialistes d'un secteur, ou bien communes à plusieurs secteurs. Ces secteurs ont ensuite pu être caractérisés grâce à l'écologie de certaines espèces.

Cet aspect sectorisation a pu être enrichi par une Classification Ascendante Hiérarchique (CAH) basée sur l'indice de Jaccard à partir des différentes unités de la Loire. L'indice de Jaccard permet d'identifier la similarité entre des objets d'attributs binaires. Cette CAH a été ensuite complétée par le recensement des différentes distributions d'espèces qui ont pu être répertoriées. Elles comprennent les espèces exclusives à une unité ou communes à plusieurs et la proportion d'espèce pour chacune des distributions.

b. Analyse factorielle des correspondances

Une comparaison de la zone aval avec une zone amont dite fluviatile et une zone de tête de bassin a été réalisée afin de mettre en évidence une sectorisation de la Loire ainsi que les assemblages d'espèces en fonction du secteur le long du fleuve.

L'Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) a été effectuée à partir d'un tableau de présence/absence des espèces par unités afin de mettre en évidence la présence de groupes de relevés/d'espèces distinguant les différentes unités.

Pour l'AFC, les données de l'unité 1 du groupe des Araneae ont été omises. En effet ces données proviennent d'une observation ponctuelle sur une seule commune et à une seule date donnée, elles ne permettent donc d'identifier que 6 espèces pour un relevé. Ceci est donc trop faible en comparaison aux autres unités de la Loire.

Il en est de même pour le groupe des Coléoptères Carabiques où ce sont les données de l'unité 4 qui ont dû être retirées pour effectuer l'AFC et la CAH.

2.4.3. Analyse continue

L'analyse continue a pour objectif de mettre en évidence une corrélation entre les assemblages d'espèces et le gradient de salinité

Cette analyse effectuée sur le groupe des Araneae puisque c'est le groupe dont la base de données macro-arthropodes terrestres est la plus riche à l'heure actuelle. De plus cette analyse n'a été réalisée que sur les données obtenues dans les unités 6, 7 et 8 de la Loire sous influence saline (estimée par la distance à la mer), il n'était donc pas nécessaire de remonter à plus de 200km de l'estuaire.

Différents paramètres ont été calculés tels que la richesse spécifique totale, la richesse spécifique en espèce halophiles, la proportion d'espèces halophiles. Une régression linéaire a ensuite pu être calculée sur les paramètres cités précédemment en fonction de la distance à la mer (facteur permettant de conclure sur l'influence saline du site). La régression a pu être menée sous R après avoir testé la normalité des données avec un test de Shapiro-Wilk, et un test t de Student pour vérifier l'homogénéité des variances.

Cette analyse continue a ensuite été complétée par le recensement des différentes distributions des espèces qui ont pu être répertoriées. Elles comprennent les espèces exclusives à une classe de distance à la mer ou communes à plusieurs et la proportion d'espèce pour chacune des distributions. Les classes de distance à la mer mesurent 60km puisque le front de salinité remonte jusqu'à 60km après l'estuaire.

2.4.4. Logiciels utilisés

En plus d'Excel ® Version 2010 pour la réalisation de la base de données et des différents histogrammes de présentation générale des données d'occurrence, il a été utilisé un logiciel de SIG pour créer les cartes de répartition des espèces dans le bassin versant de la Loire, ainsi que les calculs de distance à la mer : Quantum GIS "Lisboa" (Version 1.8.0). Le logiciel R (Version 3.0.1), avec installation du package ade4, a été utilisé pour les régressions linéaire, les différents tests statistiques et les analyses multivariées, à l'exception de la CAH menée avec Past (Version 2.17c).

3. Résultats

Au total, 9790 données ont été intégrées dans la base de données macro-arthropodes terrestres. Ces données proviennent d'organismes publics (Université Rennes 1, Parc Naturel Régional [PNR] de Millevaches en Limousin, Muséum National d'Histoire Naturelle [MNHN]), privés (Conservatoire Régional des rives de la Loire et de ses Affluents [CORELA], Groupe d'ETude des Invertébrés Armoricaïn [GRETIA], Office Pour les Insectes et leur Environnement - antenne Languedoc Roussillon [OPIE-LR]), ou bien encore de particuliers (Annexe 1). Cependant, même si les organismes fournisseurs de données Araneae et Carabidae sont les mêmes, les données ne proviennent pas toujours du même suivi ou inventaire.

La majorité des données fournies, quelque soit le groupe taxonomique, présente un indice de fiabilité élevée puisque ces données proviennent essentiellement de structures compétentes ou d'experts en entomologie.

3.1. Le groupe des Araneae

3.1.1. Description des données

7189 données concernent les araignées, regroupant au total 536 espèces d'araignées qui ont pu être identifiées pour l'ensemble du lit majeur de la Loire (Annexe 2).

Les relevés fournis s'étalent sur une période de temps d'environ 20 ans. En effet, les premières observations fournies date de 1992 jusqu'aux dernières données datant de 2012. Cependant la majeure partie des données datent du début des années 2000.

Différentes méthodes de récolte ont été utilisées dans la prospection des araignées au sein des différents relevés. Il s'agit de la chasse à vue (CV), du fauchage grâce au filet fauchoir (FF), du piégeage au piège Barber (PB), du battage à l'aide du parapluie japonais (PJ) ou bien encore du tamisage de litière (TM). Néanmoins, un grand nombre de données transmises ne comportaient pas cette information, elles seront notées Non Renseigné (NR) dans la suite des analyses.

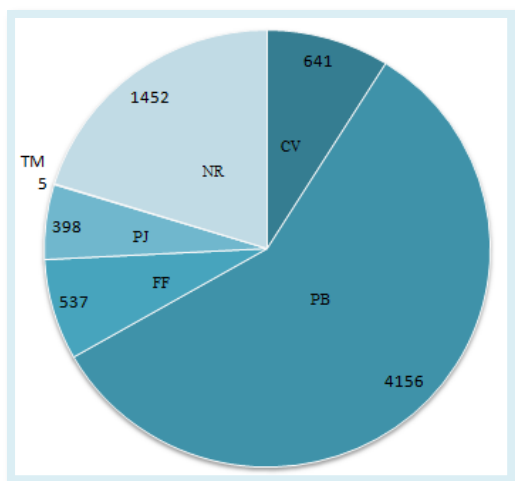


Figure 5: Nombre de données récoltées en fonction de la méthode employée

La majorité des données transmises proviennent de prospection à l'aide de piège Barber (Figure 5). Les autres méthodes de prospection sont moins représentées, plus particulièrement la méthode du tamisage qui n'a été que peu employée. Sur les 7189 données obtenues, 1452 n'ont pas été renseignées au niveau de la méthode d'échantillonnage employée.

Les différentes méthodes d'échantillonnage n'apportent pas le même résultat compte tenu de la richesse spécifique. Certaines espèces ne sont récoltées que par une méthode particulière, tandis que d'autres peuvent être récoltées avec différentes méthodes. Ainsi, 161 espèces ont été récoltées exclusivement par piège Barber (Figure 6) tandis que les autres méthodes ne permettent d'identifier spécifiquement qu'une vingtaine d'espèce (voire même aucune concernant le tamisage).

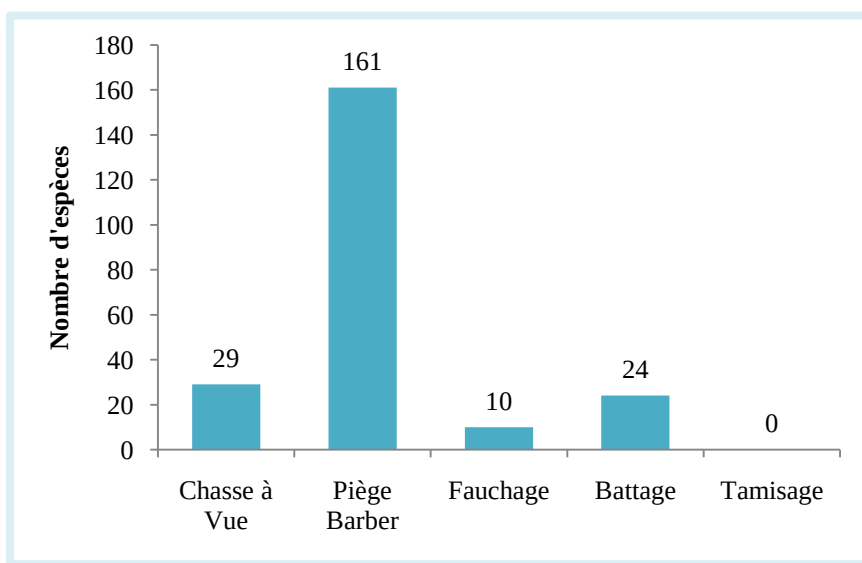


Figure 6: Espèces exclusivement capturées par chacune des méthodes d'échantillonnage

La richesse spécifique suivant les méthodes de récolte montre que les méthodes de fauchage, battage et de chasse à vue permettent d'obtenir une richesse moindre par rapport au piégeage (Figure 7). En effet, il existe un rapport de 8 entre le piégeage et le fauchage (plus de 40 espèces sont identifiées dans la majorité des relevés de piège Barber contre 5 espèces pour la majorité des prospections au filet fauchoir).

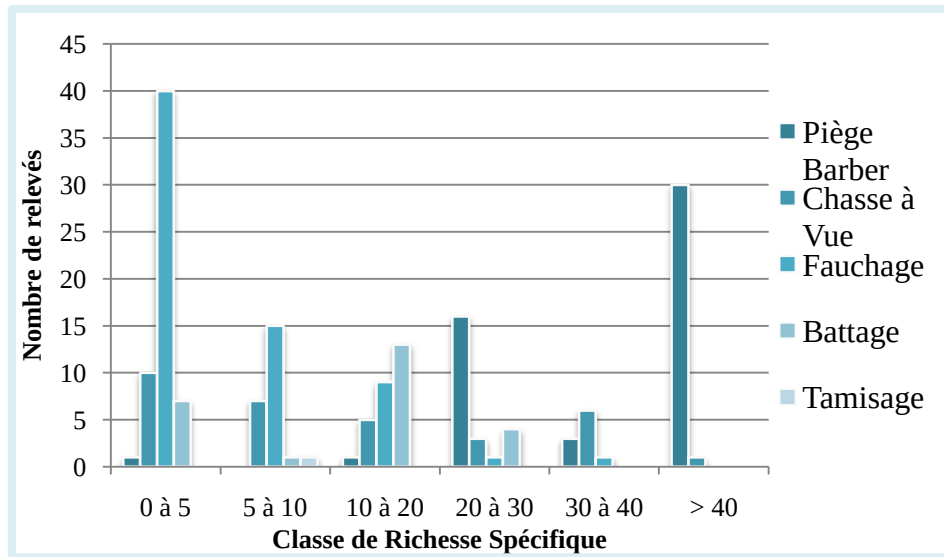


Figure 7: Nombre de relevés par méthode d'échantillonnage en fonction de la classe de richesse spécifique

Les données transmises par les différents organismes ou particuliers ne se distribuent pas régulièrement tout au long du lit majeur de la Loire (Figure 8). Certains secteurs sont très bien prospectés, c'est le cas des Pays de la Loire, du PNR de Millevaches en Limousin ou de la RNR de Saint-Pryvé-Saint-Mesmin. Cependant d'autres unités de la Loire ne sont pas ou peu représentées sur cette carte.

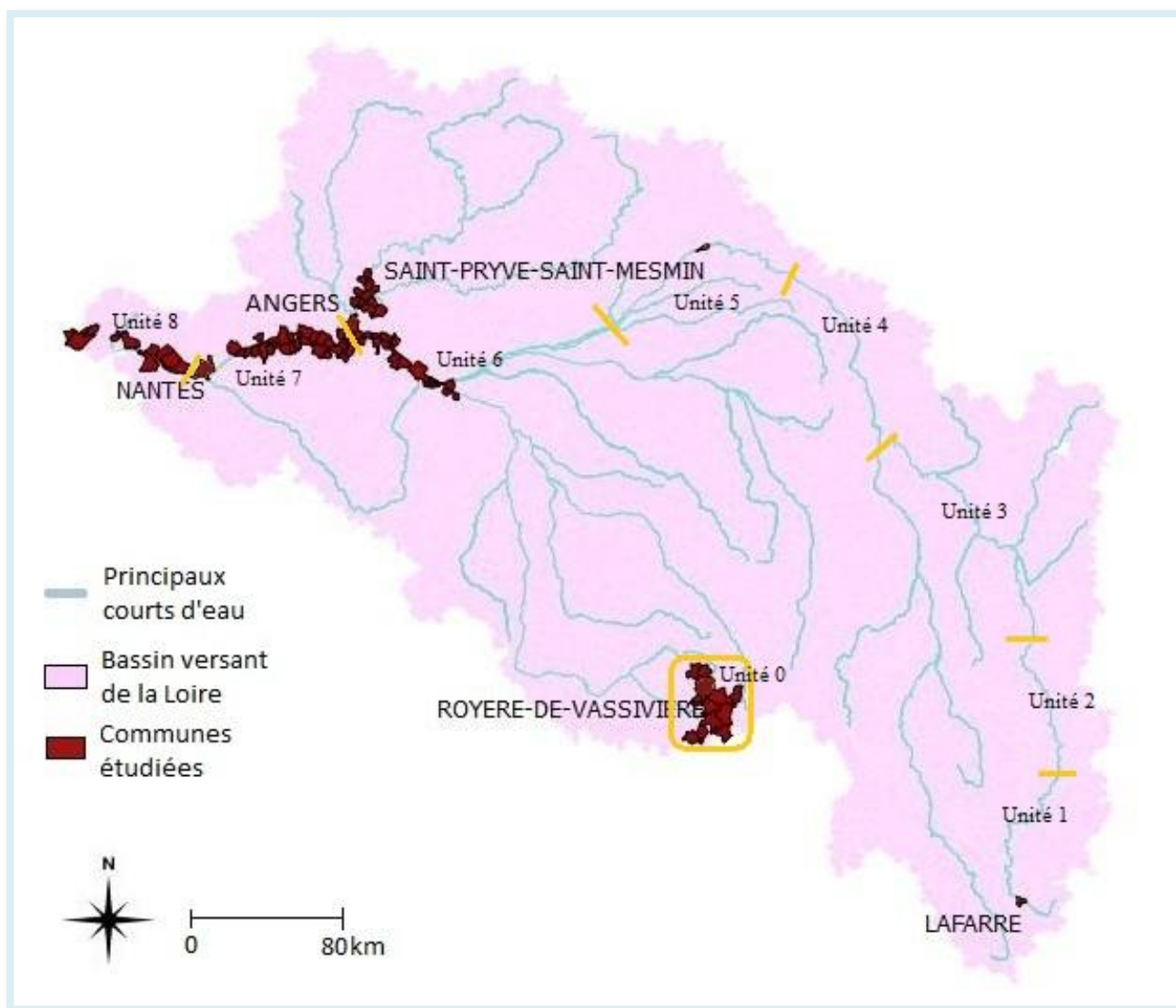


Figure 8: Répartition des données Araneae en fonction des communes du bassin versant de la Loire

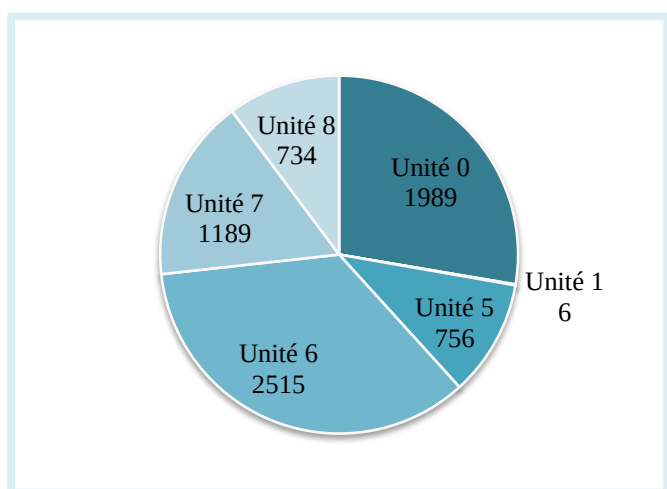


Figure 9: Nombre de données récoltées par unité de la Loire

L'unité 1 située à la source du fleuve Loire est l'unité la moins prospectée, elle ne contribue qu'à 6 données sur la base de données Araneae totale (Figure 9). Viennent ensuite les unités 5 et 8 qui contribuent à elles deux à près de 20% de la base de données. L'unité 6 est l'unité de la Loire la mieux renseignée

3.1.2. Analyse discontinue

a. Sectorisation de la Loire

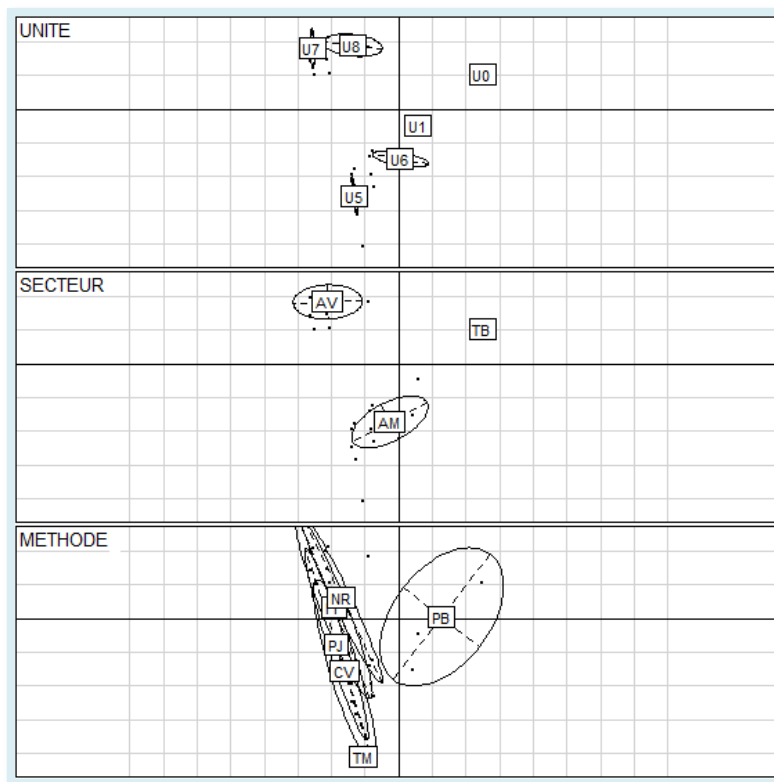


Figure 10: Analyse en composantes multiples selon les axes 1 et 2
(variance expliquée=38%) de l'ensemble des données Araneae

Dans le premier encadré de la représentation spécifique de l'analyse des correspondances multiples (Figure 10), les ellipses mettent en évidence plusieurs ensembles de relevés correspondant aux différentes unités caractérisant la Loire. Ces mêmes ensembles de relevés sont ensuite regroupés dans l'encadré suivant en secteurs. Les unités 0 et 1 caractérisent le secteur de tête de bassin versant (TB), les unités 5 et 6 correspondent au secteur dit amont, les deux dernières unités (7 et 8) définissent le secteur aval de la Loire.

Dans le dernier encadré, les relevés forment des ensembles qui mettent en évidence la méthodologie employée. Il apparaît que la méthode du piège Barber (PB) s'oppose aux autres méthodes de récolte, du battage (PJ) à la chasse à vue (CV), qui se regroupent sur l'ACM.

Les contributions à l'inertie des modalités au sein de chaque variable pour chaque axe, confirment également ces regroupements. Par exemple pour la variable méthode, la modalité PB correspondant au piège Barber caractérise essentiellement l'axe 1 tandis que les autres modalités contribuent plutôt à l'axe 3.

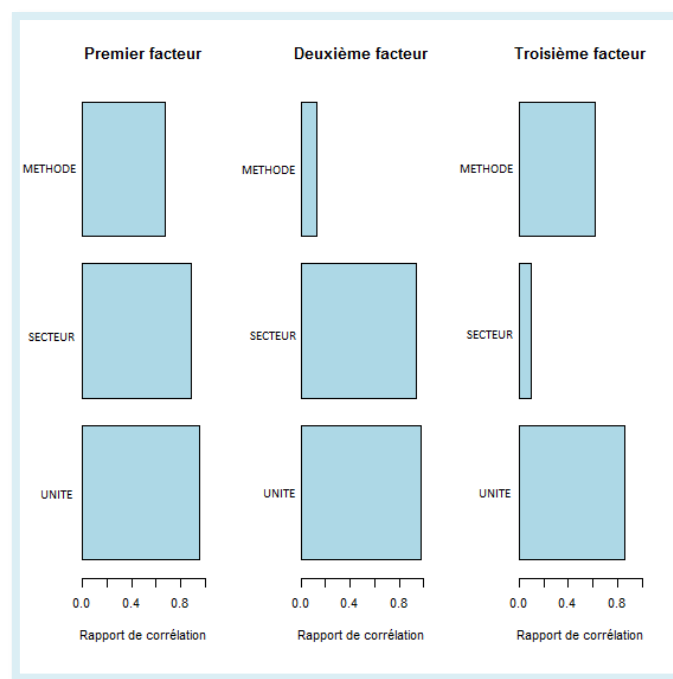


Figure 11: Rapports de corrélations entre les variables qualitatives de départ et les axes principaux

En étudiant les rapports de corrélations des différentes variables pour chaque facteur retenu (Figure 11), il apparaît que la variable unité contribue presque autant à chacun des axes. La variable secteur explique principalement les axes 1 et 2 tandis que la variable méthode explique principalement les axes 1 et 3.

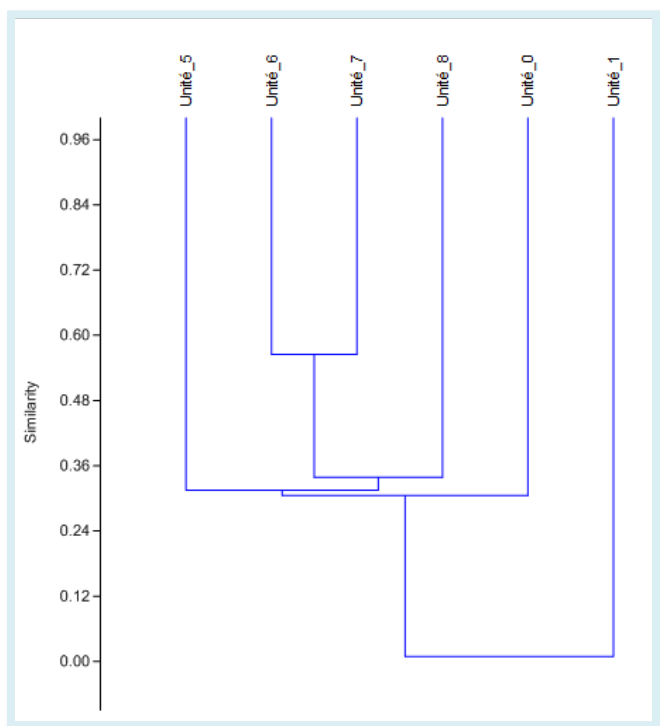


Figure 12: Classification ascendante hiérarchique selon l'indice de Jaccard

La classification hiérarchique ascendante selon l'indice de Jaccard confirme les ensembles formés dans l'ACM (Figure 12). En effet l'analyse de similarité montre que les unités 6 et 7 sont les plus similaires tandis que les autres unités se différencient entre elles. LA CAH montre également la dissimilarité entre l'unité 1 et le reste des unités de la Loire. Cela peut s'expliquer ici par le fait que l'unité 1 est la moins prospectée des unités présentes (c'est d'ailleurs pour cela que l'unité 1 n'apparaît pas dans l'AFC car cette analyse est sensible aux faibles effectifs).

Concernant l'approche secteur, les espèces communes à plusieurs secteurs ou spécifiques à une zone ont été comptabilisées (Figure 13). La grande majorité des espèces est commune à deux voire trois secteurs. En effet, 141 espèces au total sont communes entre l'amont et l'aval de la Loire, c'est-à-dire que ces espèces ont été identifiées aussi bien dans la région angevine que près de l'estuaire. Ensuite, 138 espèces sont communes aux trois secteurs de la Loire, elles se retrouvent donc aussi bien en tête de bassin versant que dans les plaines du lit majeur de la Loire. On peut aussi souligner le fait que près de 200 espèces sur les 536 au total sont spécifiques à un seul secteur.

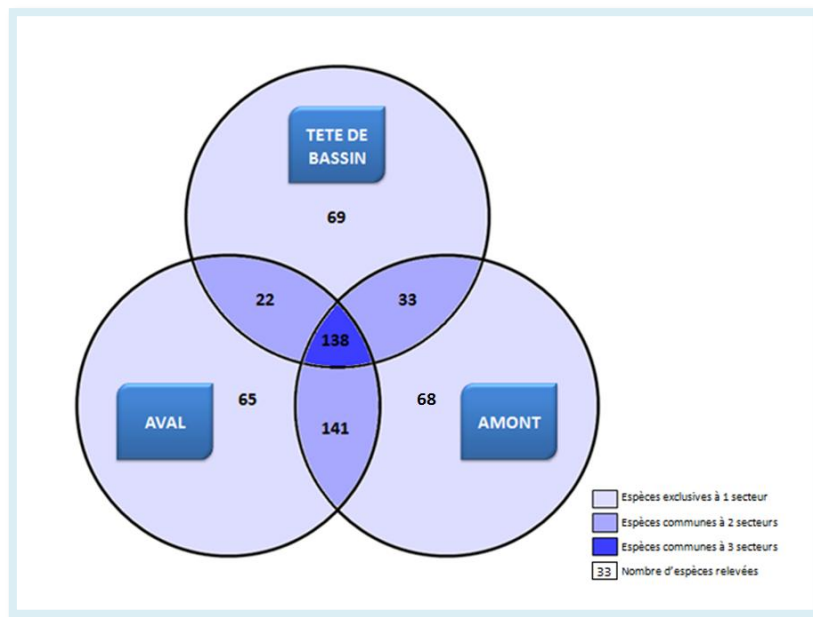


Figure 13: Nombre d'espèces exclusives à un ou plusieurs secteurs de la Loire

Il en est de même avec la distribution des espèces selon les différentes unités de la Loire (Figure 14). Tout d'abord, il faut noter que l'unité 1 a de nouveau été retirée de la distribution puisque trop peu d'espèces y ont été identifiées.

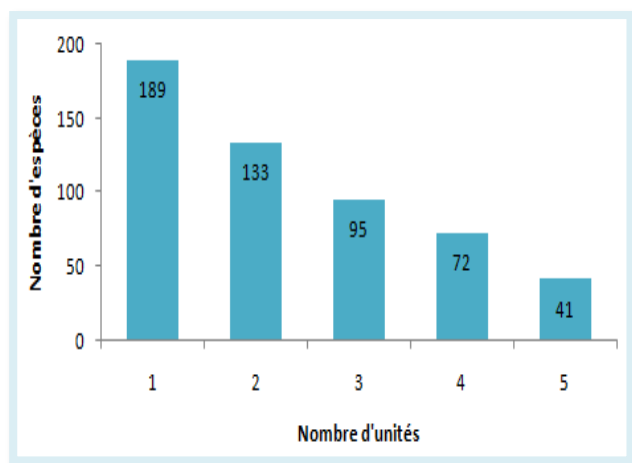


Figure 14: Nombre d'espèces se distribuant sur une ou plusieurs unités du fleuve Loire

L'information donnée par cet histogramme va dans le même sens que celle de la figure 13, près de 200 espèces ne se distribuant que sur une unité de la Loire. A l'inverse, il n'existe que peu d'espèces (41) capables trouvées aussi bien sur l'Unité 0 caractérisée par les tourbières du PNR de Millevaches en Limousin que sur l'Unité 8 au plus près de l'Océan Atlantique.

Il existe au total 35 distributions d'araignées le long des unités de la Loire. Cependant les distributions prenant en compte l'Unité 1 n'apparaissent pas pour faciliter l'interprétation (Figure 15).

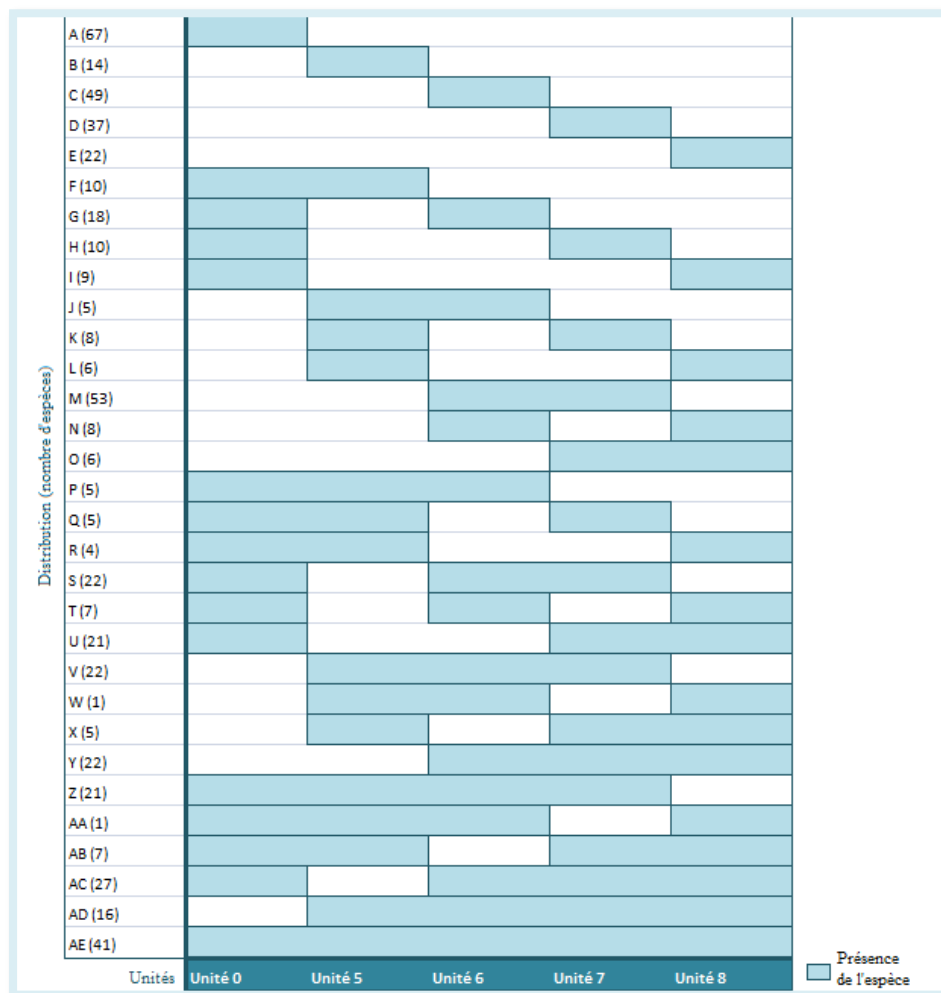


Figure 15: Distribution des espèces en fonction des unités de sectorisation de la Loire
(le nombre d'espèces concernées par chaque distribution est donné entre parenthèses)

La distribution la plus représentée correspond à la distribution A avec 67 espèces. Cette distribution correspond aux espèces spécifiques des tourbières du PNR de Millevaches en Limousin. Ensuite vient la distribution M (53 espèces) qui caractérise les espèces communes aux unités 6 et 7 qui comme le montre la CAH sont deux unités qui semblent définies par les mêmes assemblages d'espèces. La distribution AE contient les 41 espèces qui pourraient être qualifiées d'ubiquistes car elles se retrouvent tout au long du lit majeur.

b. Analyse factorielle des correspondances

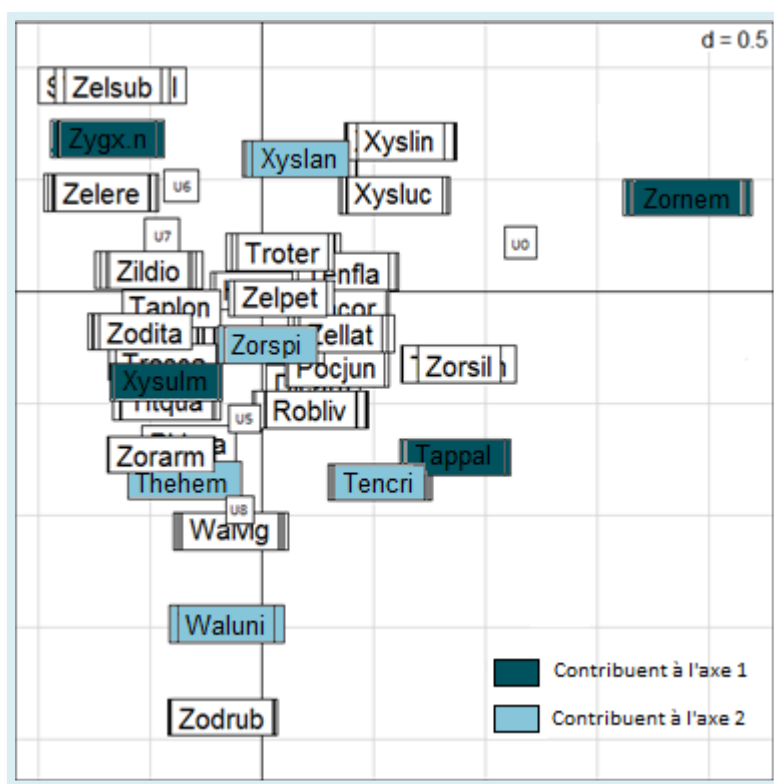


Figure 16: Analyse Factorielle des Correspondances selon les axes 1 et 2 (variance expliquée=59,3%) de l'ensemble des espèces

Plusieurs ensembles se distinguent pour les modalités unités de la Loire (Figure 16). Il semblerait que les unités 6 et 7 ne fassent qu'un ensemble contrairement aux autres unités qui se différencient entre elles. Plusieurs espèces semblent également être communes aux différentes unités de la Loire et se retrouvent au centre du graphique.

Les contributions à l'inertie des modalités pour chaque axe, confirme ces regroupements. Par exemple pour la modalité Unité 0 (notée U0), les inerties relatives montrent qu'elle contribue principalement à l'axe 1. L'Unité 5 (U5) contribue essentiellement à l'axe 3, l'Unité 8 (U8) contribue majoritairement à l'axe 2 tandis que les unités 6 et 7 (notées U6, U7) contribuent toutes deux à l'axe 4.

Plusieurs ensembles d'espèces se distinguent pour les unités de la Loire. Les espèces telles que *Zora nemoralis*, *Heliophanus dampfi*, *Dolomedes fimbriatus*, *Oedothorax gibbosus*, *Pardosa sphagnicola*, ou *Sitticus caricis* contribuent le plus à l'axe 1. Or ces espèces sont aussi celles qui caractérisent l'unité 0. Les espèces *Theridion hemerobium*, *Tenuiphantes cristatus*, *Walckenaeria universalis*, *Zora spinimana*, et *Xysticus lanio* contribuent majoritairement à l'axe 2.

3.1.3. Analyse continue

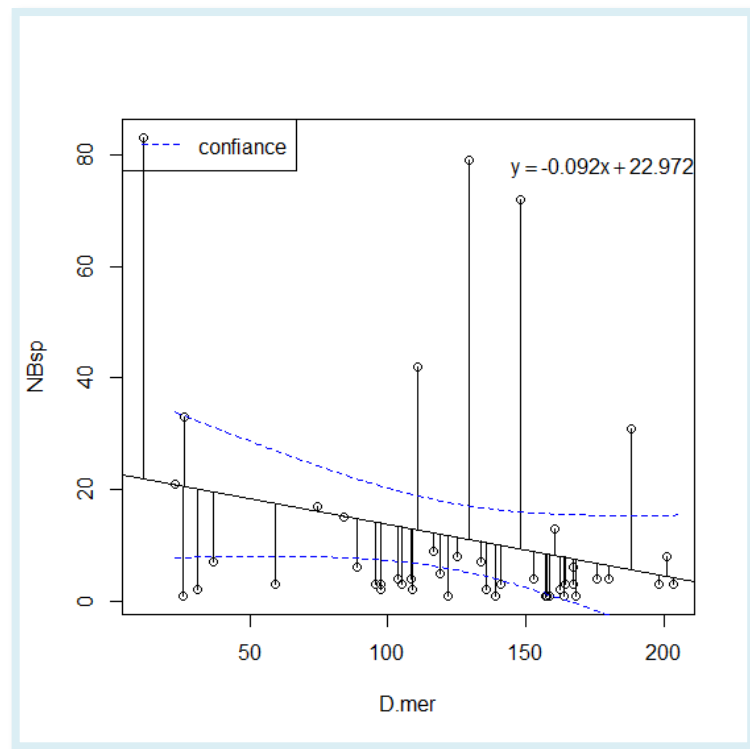


Figure 17: Régression linéaire de la richesse spécifique totale par sites en fonction de la distance à la mer (km)

La richesse spécifique totale tend à décroître de l'aval vers l'amont (Figure 17). Néanmoins, cette tendance n'est pas significative ($R^2 = 0.06$, $p\text{-value} = 0.12$).

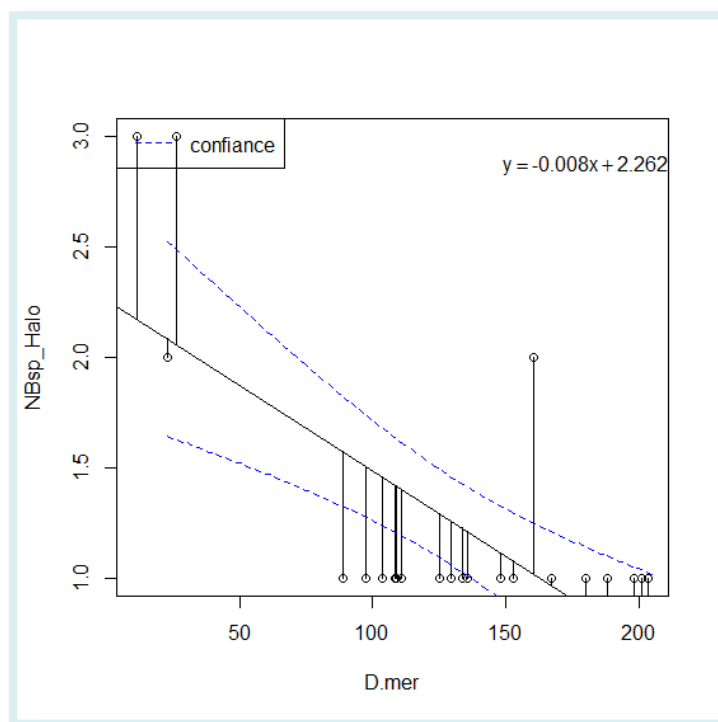


Figure 18: Régression linéaire du nombre total d'espèces halophiles par sites en fonction de la distance à la mer

La richesse spécifique en halophile tend à croître significativement de l'amont vers l'aval ($R^2 = 0.47$, $p\text{-value} = 0.0003$ [Figure 18]).

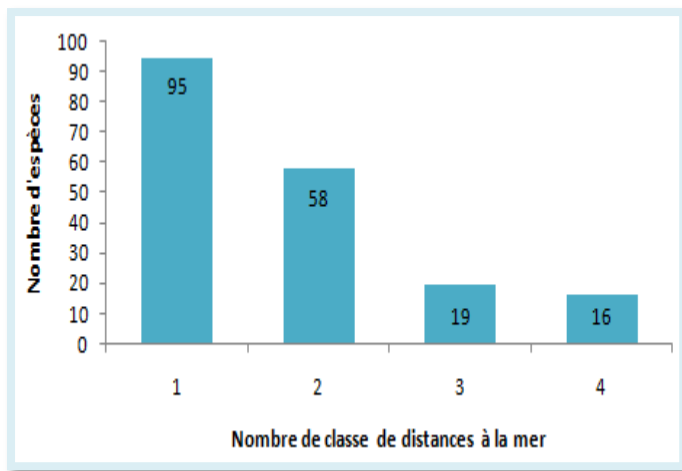


Figure 19: Nombre d'espèces se distribuant sur une ou plusieurs classes de distance à la mer

Au sein des trois unités retenues pour l'analyse continue, les espèces se distribuent de différentes manières. Il existe ainsi 95 espèces qui sont exclusives à une classe de distance à la mer, 58 communes à deux classes contre seulement 19 et 16 espèces communes à 3 et 4 classes de distance respectivement (Figure 19).

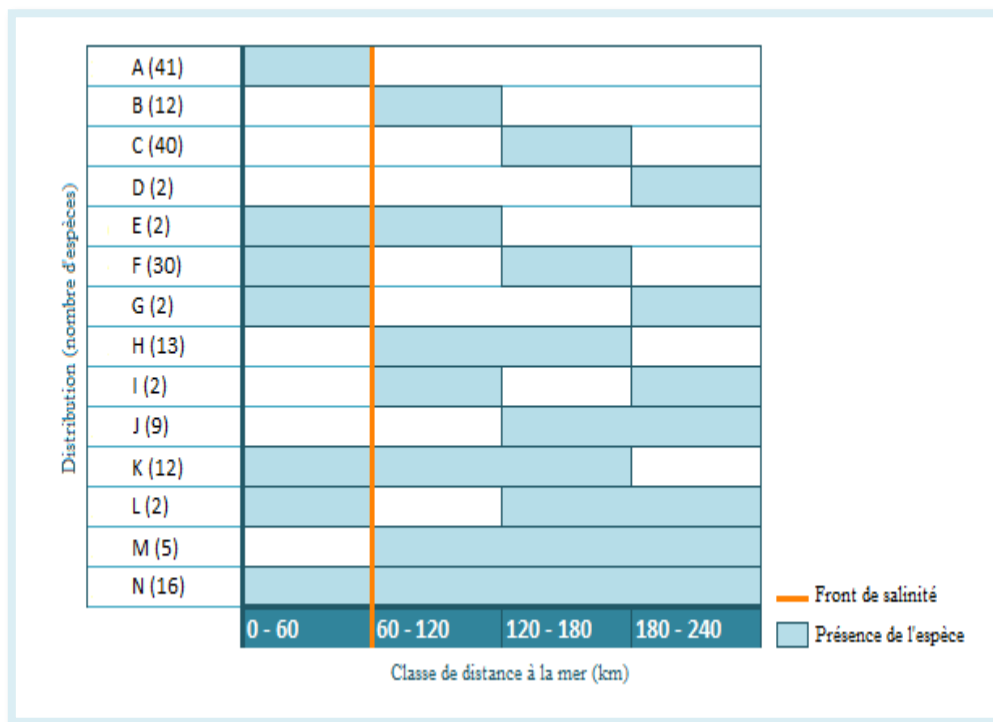


Figure 20: Distribution des espèces en fonction de la classe de distance à la mer (km)
(le nombre d'espèces concernées par chaque distribution est donné entre parenthèses)

Il existe au total 14 distributions différentes sur les quatre classes de distance à la mer (Figure 20). Les plus représentées correspondent aux distributions A et C. La distribution A est caractérisée

par 41 espèces dont trois halophiles : *Arctosa fulvolineata*, *Argenna patula*, et *Erigone longipalpis*, ces trois espèces sont donc concentrées dans la zone saline.

Les deux autres espèces halophiles n'ont pas une distribution exclusive et se retrouvent plus loin que le front de salinité. C'est le cas de *Silometopus ambiguus* qui possède une distribution de type F et *Enoplognatha mordax* avec une distribution N (Figure 20).

3.2. Le groupe des Coléoptères Carabidae

3.2.1. Description des données

2601 données soit au total 285 espèces de carabiques (Annexe 3), ont pu être identifiées dans le lit majeur du fleuve.

Les relevés fournis s'étalent sur une période de temps d'environ 10 ans. En effet, les premières observations fournies datent de 2001 jusqu'aux dernières données de 2012.

Différentes méthodes de récolte ont été utilisées dans la prospection des carabiques au sein des différents relevés. Il s'agit de la chasse à vue (CV), du fauchage grâce au filet fauchoir (FF), du piégeage au piège Barber (PB), du battage à l'aide du parapluie japonais (PJ) ou bien encore des pièges par leurre visuel (ou assiettes jaunes [AJ]). Néanmoins, un grand nombre de données transmises ne comportaient pas cette information, elles seront notées Non Renseigné (NR) dans la suite des analyses.

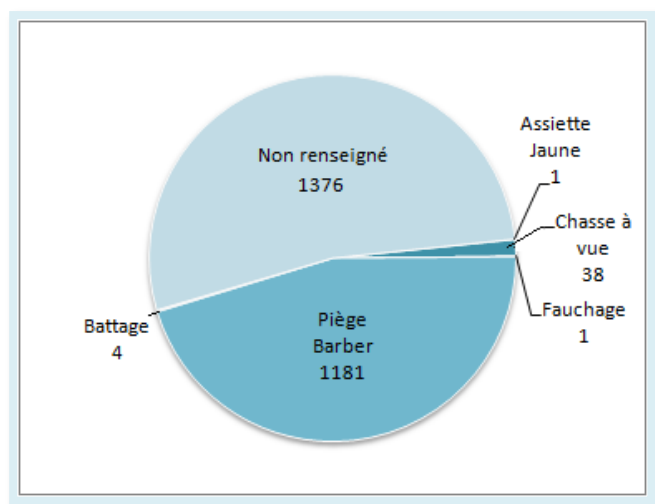


Figure 21: Nombre de données récoltées en fonction de la méthode employée

La méthode de prospection la plus employée dans les relevés transmis correspond au piégeage par piège Barber (Figure 21). Les autres méthodes de prospection sont très largement moins représentées. Sur les 2601 données obtenues, plus de la moitié d'entre elles ne renseignaient pas la méthode d'échantillonnage employée.

Comme pour le groupe des Araneae, les différentes méthodes d'échantillonnage n'apportent pas le même résultat en termes de nombre d'espèces (Figure 22). On remarque que le piégeage Barber apporte plus d'espèces. En effet, alors que la majorité des relevés de piège Barber

permettent d'identifier plus de 20 espèces, les autres méthodes présentent un résultat bien inférieur (de l'ordre de 5 à 10 espèces au maximum par relevé).



Figure 22 : Nombre de relevés par méthode d'échantillonnage en fonction de la classe de richesse spécifique

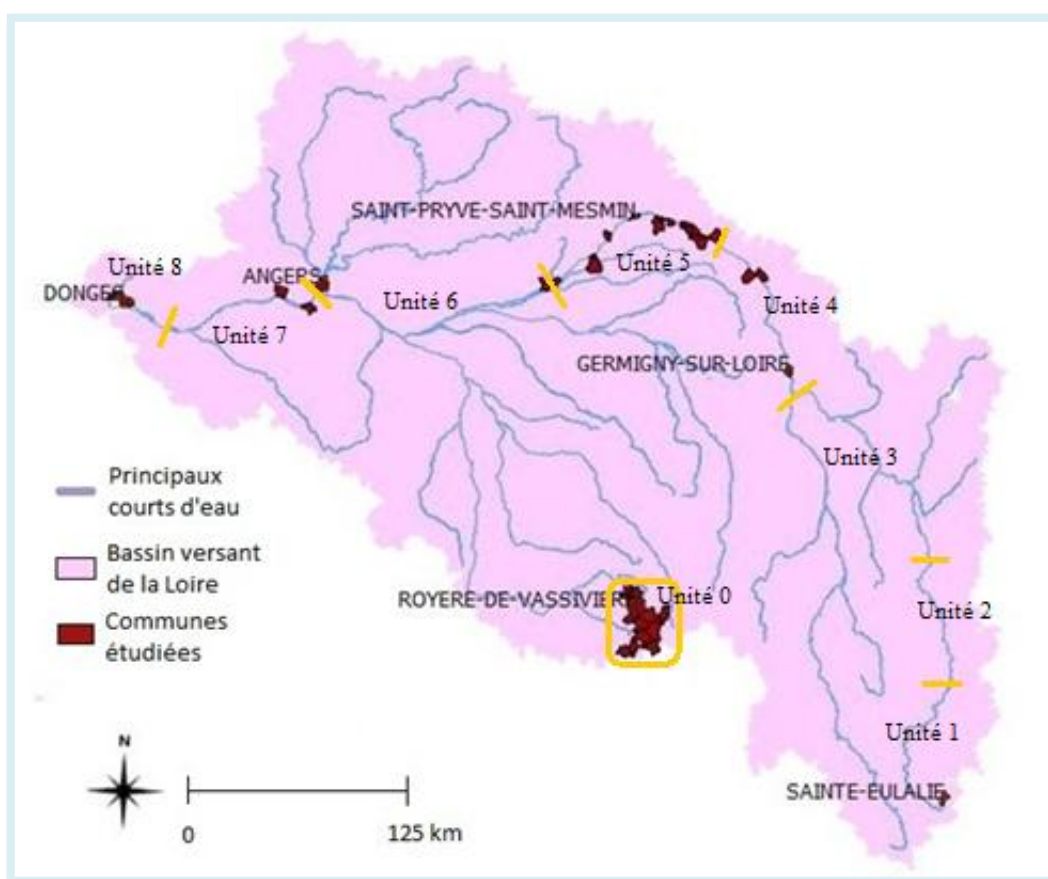


Figure 23: Répartition des données carabiques sur les communes du bassin versant de la Loire

Les données transmises par les différents organismes ou particuliers ne se disposent pas régulièrement tout au long du lit majeur de la Loire (Figure 23). Certains secteurs sont très bien

prospectés, c'est le cas du PNR de Millevaches en Limousin ou de la RNR de Saint-Pryvé-Saint-Mesmin. L'unité 5 est généralement bien prospectée (données MNHN) Cependant d'autres unités de la Loire ne sont pas ou peu représentées sur cette carte.

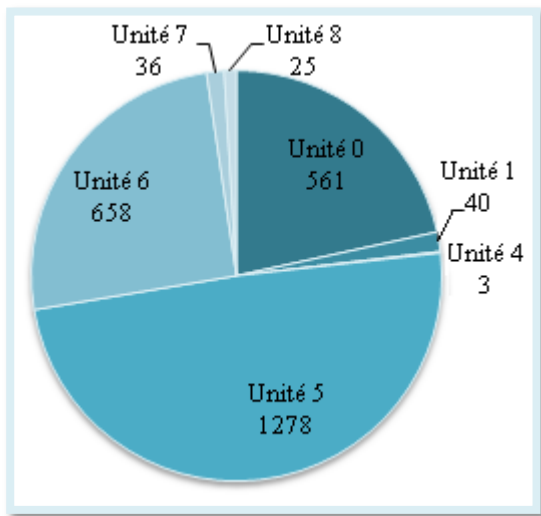


Figure 24: Nombre de données récoltées par unité de sectorisation de la Loire

L'unité 4 située à la source du fleuve Loire est l'unité la moins prospectée, elle ne contribue qu'à 3 données sur la base de données carabiques totale (Figure 24). Ensuite viennent les unités 1, 7 et 8 qui contribuent à elles trois à seulement 5% de la base de données. Les unités 0 et 6 sont déjà plus étudiées mais l'unité 5 reste l'unité de la Loire la mieux renseignée au niveau des Coléoptères Carabiques.

3.2.2. Analyse discontinue

a. Sectorisation de la Loire

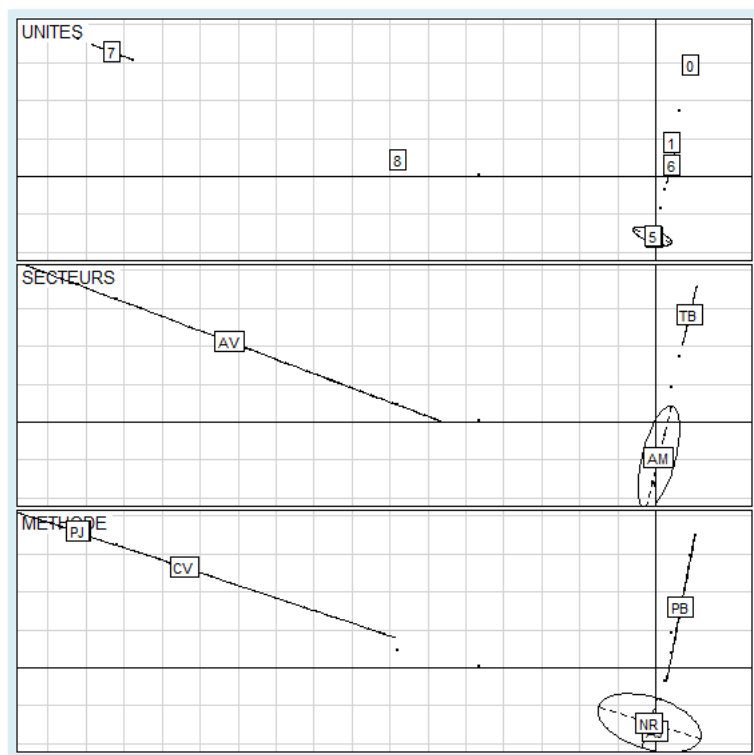


Figure 25: Analyse en composantes multiples selon les axes 1 et 2 (variance expliquée=39,8%) de l'ensemble des données Carabidae

Dans le premier encadré de la représentation spécifique de l'analyse des correspondances multiples (Figure 25), les ellipses mettent en évidence plusieurs ensembles de relevés correspondant aux différentes unités caractérisant la Loire. Ces mêmes ensembles de relevés sont ensuite regroupés dans l'encadré suivant en secteurs. Les unités 0 et 1 caractérisent le secteur de tête de bassin versant (TB), les unités 4, 5 et 6 correspondent au secteur dits amont, les deux dernières unités (7 et 8) définissent le secteur aval de la Loire.

Dans le dernier encadré, les relevés forment des ensembles qui mettent en évidence la méthodologie employée. Il apparaît que la méthode du piège Barber (PB) s'oppose aux autres méthodes de récolte que sont le battage (PJ), le fauchage (FF) et la chasse à vue (CV), qui se recoupent sur l'ACM. Un troisième ensemble se distingue sur l'ACM, il est composé des relevés dont la méthode n'est pas renseignée (NR) et des pièges attractifs par assiette jaune (AJ).

L'ACM montre également que les variables sites et méthodes sont confondues. Il existe donc une corrélation entre ces variables.

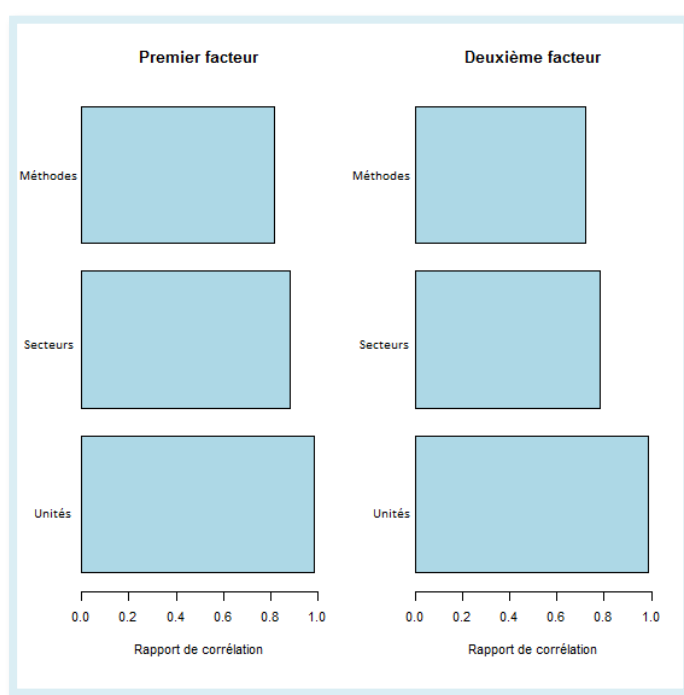


Figure 26: Rapports de corrélations entre les variables qualitatives de départ et les axes principaux

En étudiant les rapports de corrélations des différentes variables pour chaque facteur retenu (Figure 26), il apparaît que chaque variable contribue presque autant aux deux axes. Néanmoins, il semblerait que la variable unité soit celle qui contribue le plus aux axes.

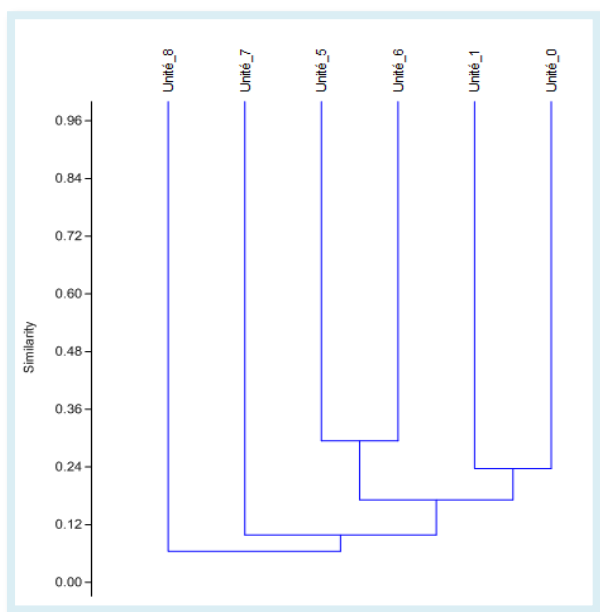


Figure 27: Classification Ascendante Hiérarchique selon l'indice de Jaccard

La classification hiérarchique ascendante selon l'indice de Jaccard confirme les ensembles formés dans l'ACM (Figure 27). En effet l'analyse de similarité montre que les unités sont proches deux à deux. L'unité 0 et la 1 sont proches et forment donc le secteur « Tête de Bassin ». Les unités 5 et 6 sont proches et forment le secteur « Amont » de la Loire. Les deux dernières unités forment le secteur « Aval ». L'unité 4 est absente du fait d'un trop faible nombre de données.

Concernant l'approche par secteur, les espèces communes à plusieurs secteurs ou spécifiques à un seul ont été comptabilisées (Figure 28). La grande majorité des espèces (168) est exclusive du secteur « Amont ». Peu d'espèces sont exclusives à la tête de bassin versant ou à l'estuaire. Tandis que 73 espèces sont communes à deux secteurs de la Loire., seulement 15 espèces sont communes aux trois secteurs de la Loire.

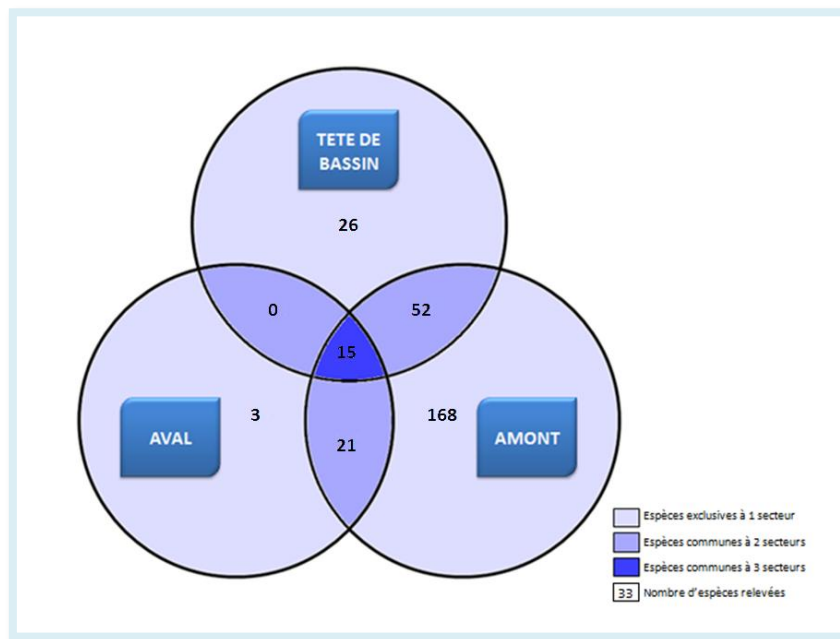


Figure 28: Nombre d'espèces exclusives à un ou plusieurs secteurs de la Loire

Il en est de même avec la distribution des espèces selon les différentes unités de la Loire (Figure 29), en notant que l'unité 4 a de nouveau été retirée de la distribution puisque trop peu d'espèce y ont été identifiées.

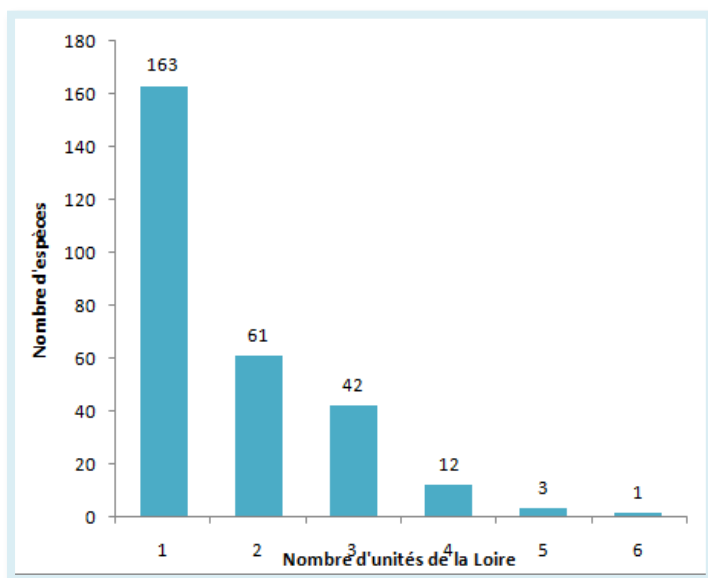


Figure 29: Nombre d'espèces se distribuant sur une ou plusieurs unités du fleuve Loire

L'information donnée par cet histogramme va dans le même sens que celle de la figure précédente. En effet 163 espèces ne se distribuent que sur une unité de la Loire. A l'inverse, il n'existe que peu d'espèces (58) capables de vivre sur plus de deux unités. La majorité des espèces de carabiques est donc exclusive d'une zone.

Il existe au total 34 distributions différentes des Coléoptères Carabiques le long des unités de la Loire, cependant les distributions prenant en compte l'Unité 4 n'apparaissent pas afin de faciliter l'interprétation (Figure 30).

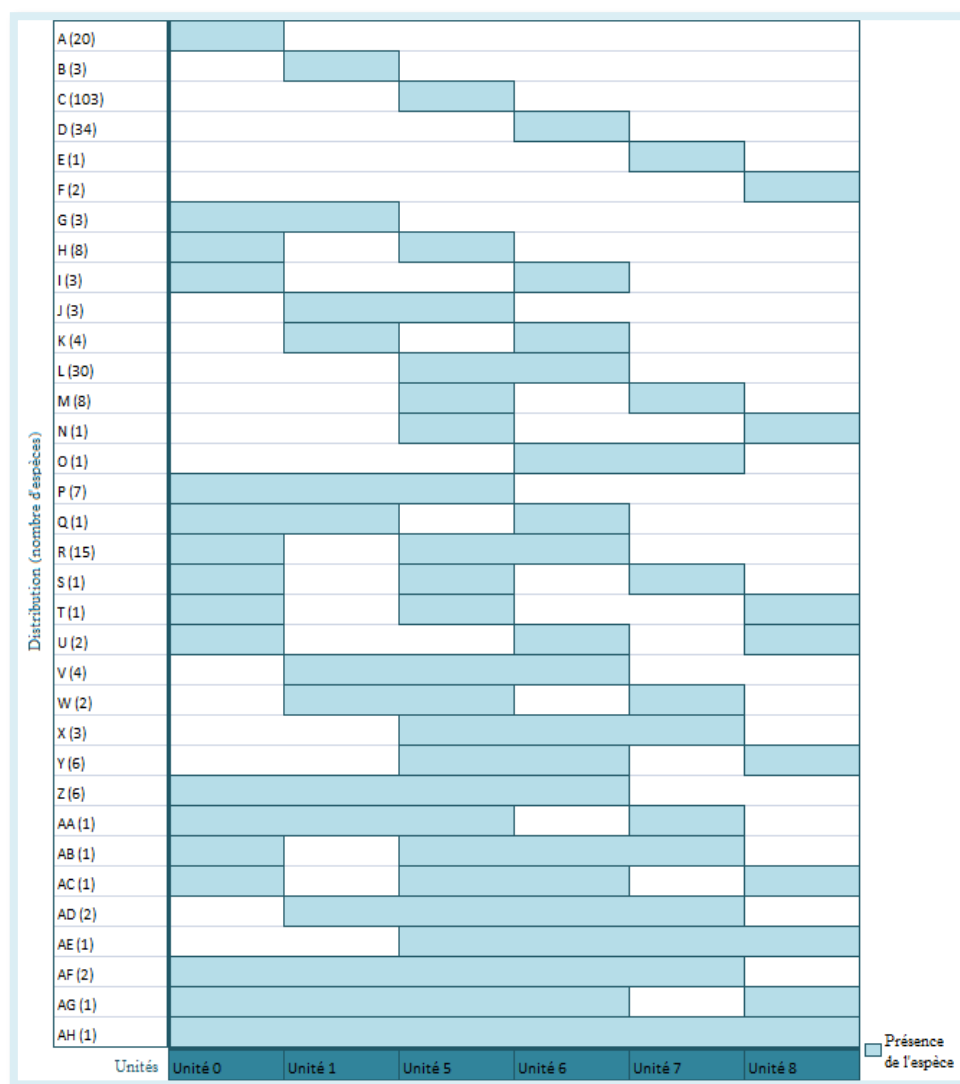


Figure 30: Distribution des espèces en fonction des unités de sectorisation de la Loire
(le nombre d'espèces concernées par chaque distribution est donné entre parenthèses)

La distribution la plus représentée correspond à la distribution C avec 130 espèces, correspondant aux espèces typiques de la Loire « moyenne » (région d'Orléans). Ensuite vient la distribution D (34 espèces) qui caractérisent les espèces de l'unité 6. La 3^{ème} distribution la mieux représentée (30 espèces) correspond aux espèces communes aux unités 5 et 6. La distribution AH contient la seule espèce qui se retrouve tout au long du lit majeur.

b. Analyse factorielle des correspondances

Plusieurs ensembles se distinguent pour les modalités unités de la Loire (Figure 31). Il semblerait que les unités 0 et 1 ne fassent qu'un ensemble contrairement aux autres unités qui se différencient entre elles. Les regroupements visibles sur l'ACM et la CAH ne le sont plus sur ce graphique tenant compte des axes 1 et 2 de l'AFC. De plus, un grand nombre d'espèces semblent être communes aux différentes unités de la Loire et se retrouvent au centre du graphique.

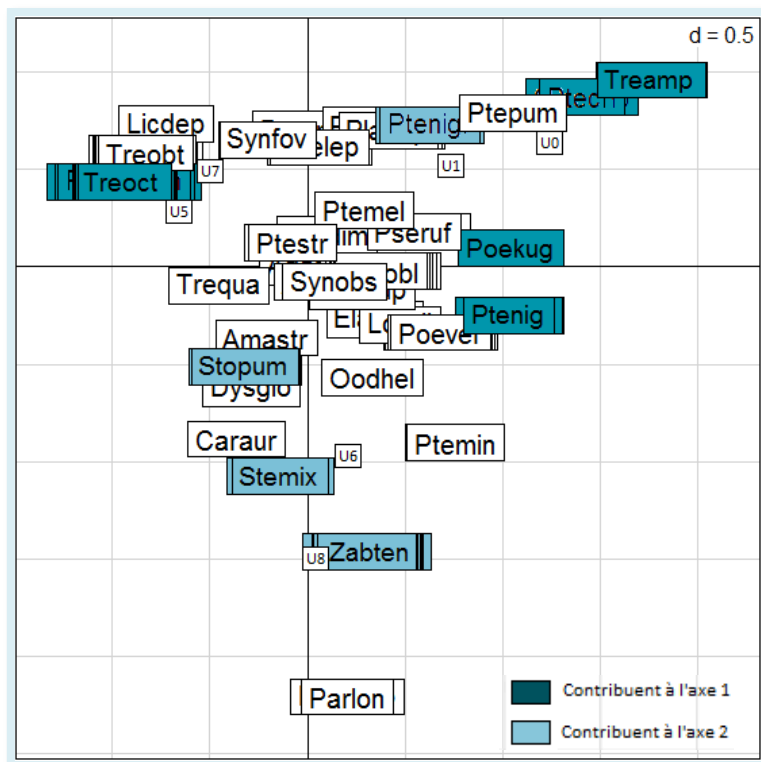


Figure 31: Analyse Factorielle des Correspondances selon les axes 1 et 2 (variance expliquée=47,5%) de l'ensemble des espèces

Les contributions des variables aux axes indiquent que chacune des unités contribue à un axe différent de l'AFC. Ainsi l'unité 0 contribue positivement à l'axe 1 ; l'unité 1 contribue à l'axe 5, l'unité 5 contribue négativement à l'axe 1, l'unité 6 contribue à l'axe 2, l'unité 7 à l'axe 3 et l'unité 8 à l'axe 4.

Plusieurs ensembles d'espèces se distinguent pour les unités de la Loire. Les espèces telles que *Trechus amplicollis*, *Pterostichus cristatus*, *Pterostichus niger*, et *Poecilus kugelanni* contribuent positivement à l'axe 1. Or ces espèces sont aussi celles qui caractérisent l'unité 0. *Trepanes octomaculatus*, *Cicindela hybrida*, et *Amara fulva*, entre autres, contribuent négativement à l'axe 1. Ces espèces se distribuent exclusivement sur l'unité 5. Les espèces contribuant positivement à l'axe 2 sont, entre autres, *Carabus nemoralis*, et *Pterostichus nigrinus*. Ce sont des espèces communes à plusieurs unités en amont de la Loire. *Stomis pumicatus*, *Stenolophus mixtus*, et *Zabrus tenebroides* contribuent négativement à l'axe 2. Or ces espèces caractérisent l'unité 6.

4. Discussion

4.1. Analyse discontinue

Quelque soit le groupe taxonomique étudié, l'analyse discontinue a pu mettre en évidence la présence de plusieurs ensembles de relevés, chacun de ces ensembles correspondant à une unité de sectorisation de la Loire (Malavoi, 2002). Ces mêmes unités se regroupant afin de former les trois secteurs de la Loire.

A chacun des ensembles de relevés mis en évidence semble correspondre un cortège d'espèces, avec à la fois des espèces exclusives à une zone donnée et des espèces communes aux différentes unités.

Concernant les Araneae, il semblerait que la majorité des espèces puisse être identifiée dans plusieurs unités différentes. Cependant, il n'existe que 41 espèces capables de vivre tout au long du fleuve. A l'inverse, près de 200 espèces restent exclusives d'une seule zone.

Parmi les espèces communes à différents secteurs, on retrouve des espèces telles qu'*Erigone atra*, *Tenuiphantes cristatus*, *Walckenaeria unicornis*, qui sont des Linyphiidae aéronautes. Les Linyphiidae aéronautes ont la capacité de se disperser par le vent et sont donc très généralement ubiquistes, retrouvées tout au long du fleuve. On retrouve également *Xysticus lanio* par exemple, qui est une Thomisidae également ubiquiste. D'autres familles comme les Araneidae, Clubionidae, Gnaphosidae, Therididae, Lycosidae, Salticidae ou Zoridae ont également un grand nombre d'espèces largement ubiquistes (araneae.unibe.ch, Harvey et al. 2002).

Les espèces présentes partout sauf dans les têtes de bassins sont principalement des espèces dites « fluviales ». On retrouve par exemple : *Arctosa cinerea*, *Arctosa perita*, *Hylyphantes graminicola*, *Kaestneria dorsalis*, *Singa nitidula*, *Tetragnatha montana*, *Tetragnatha nigrita*, ou *Xysticus ulmi*. Ces espèces fluviales sont principalement distribuées sur les unités 6 et 7, ce qui engendre une plus forte similarité entre ces deux unités par rapport aux autres unités de la Loire. Dans cette zone commune entre la Loire amont et la Loire aval se retrouvent également quelques espèces thermophiles (par exemple : *Amaurobius erberi*, *Ballus chalybeius*, *Cyclosa conica*, et *Runcinia grammica*), voire même halophiles même si l'on s'attend surtout à les trouver à l'aval en zone saline ou saumâtre. Parmi les espèces halophiles, on peut noter la présence d'*Enoplognatha mordax*, d'*Erigone longipalpis* et de *Silometopus ambiguus*. Malgré son caractère halophile (Pétillon et al. 2005), *Enoplognatha mordax* est présente en continu de l'estuaire à la région de Saumur. Cette distribution est remarquable mais ne penche pas en faveur d'un caractère halophile. Néanmoins des expériences en laboratoire ont montré que le caractère halophile de certaines espèces était plus expliqué par une meilleure survie en conditions salées par rapport à d'autres

espèces non halophiles qu'à un besoin de ces conditions pour survivre (la survie de ces espèces étant par ailleurs meilleure en conditions non salées que salées : Pétillon et al. 2011). *Silometopus ambiguus* quant à elle se rencontre de façon plus sporadique, elle a pu être récoltée à Cordemais et à Angers. La distribution de cette halophile pourrait s'expliquer du fait que cette espèce est difficile à identifier à cause de sa similarité avec *Silometopus elegans* et *Silometopus reussi*.

Si l'on considère maintenant les espèces exclusives à un secteur de la Loire, on remarque que l'unité 0 (PNR de Millevaches en Limousin) est caractérisée par des espèces telles que *Heliophanus dampfi*, *Zora nemoralis*, *Dolomedes fimbriatus*, *Oedothorax gibbosus*, *Pardosa sphagnicola*, et *Sitticus caricis*. Or ces espèces sont toutes des espèces tyrophiles, c'est-à-dire que ces espèces vivent principalement en zone de tourbière. Il est donc logique que des espèces tyrophiles soient exclusives à des zones de tourbières comme celles caractérisant le PNR de Millevaches en Limousin.

La zone estuarienne est quant à elle caractérisée par des espèces telles que : *Alopecosa albofasciata*, *Atypus piceus*, *Cheiracanthium pennyi*, *Liocranoeca striata*, *Ozyptila rauda*, *Phlegra bresnieri*, *Wiehlea calcarifera*, *Zelotes tenuis*, et *Zodarion rubidum*. Ces espèces sont principalement thermophiles. Deux espèces halophiles sont également concentrées exclusivement dans la zone saline : *Arctosa fulvolineata* et *Argenna patula*

Concernant les Coléoptères Carabidae, la grande majorité des espèces est exclusive au secteur « Amont ». Cela s'explique par le fait que la majorité des données transmises ont été récoltées dans la région d'Orléans (Unité 5). Sur la totalité des données carabiques, moins de la moitié des espèces se distribue sur plusieurs zones. De plus, une seule espèce, *Poecilus cupreus*, a pu être identifiée tout au long des unités du fleuve. Contrairement au groupe des araignées, la majorité des espèces de carabiques semblent donc être exclusives à une seule zone.

Parmi les espèces exclusives à une zone donnée, on retrouve quatre espèces de carabiques halophiles que sont : *Cincindela hybrida*, *Anisodactylus poeciloides*, *Philochthus iricolor*, et *Pogonus chalceus* (Pétillon et al. 2008). Néanmoins, ces espèces halophiles se distribuent bien au delà de la zone saline entre Angers et Orléans. Cet aspect est contradictoire avec l'étude menée en baie du Mont Saint-Michel par Pétillon et al. (2008) où malgré une richesse spécifique en halophiles faible, la présence de carabes halophiles semblait plus liée à la salinité que pour les Araneae. Or ici, certes peu d'espèces halophiles sont comptabilisées dans les deux groupes, mais les araignées halophiles se retrouvent quand même dans la zone saline (cela prouve encore un manque crucial de données pour les carabiques).

Concernant les espèces communes à plusieurs sites, il faut noter que la seule espèce identifiée sur chacune des unités de la Loire prospectées est *Poecilus cupreus*. C'est une espèce ubiquiste que

l'on retrouve dans bon nombre de milieux ouverts anthropisés ou non. Cette distribution particulière s'explique du fait que l'espèce est thermophile, xérophile et euryphotique, trois traits adaptatifs sélectionnés simultanément, lui permettant de coloniser un grand nombre de milieux.

D'autres espèces se retrouvent sur plusieurs sites des têtes de bassin versant aux plaines fluviales. On retrouve ainsi : *Pterostichus madidus* et *Pseudoophonus rufipes*, deux espèces ubiquistes ou bien encore *Demetrias atricapillus* et *Poecilus kugelanni*, espèces caractéristiques de zones humides.

Ces résultats vont dans le même sens que le River Continuum Concept (Vannote et al. 1980) qui souligne la dimension longitudinale de l'écosystème d'un cours d'eau et prédit une succession de groupes fonctionnels le long des cours d'eau de zones tempérées. Les hypothèses d'une sectorisation de la Loire pour les macro-arthropodes terrestres et d'une succession d'assemblages le long du fleuve sont donc validées.

4.2. Analyse continue le long de la Loire Aval

Concernant la richesse spécifique totale le long du gradient Amont-Aval, elle tend à croître vers l'aval. Ceci va à l'encontre de l'hypothèse selon laquelle la richesse spécifique en aval est moins importante, du fait d'un gradient de salinité, tel que cela a pu être mis en évidence pour l'Escaut en Belgique (Hendrickx et al. 1997 ; Desender & Maelfait, 1999)

Cependant, il faut noter que les premiers relevés (à Donges notamment) se situent déjà à une dizaine de kilomètre de l'estuaire, donc l'influence de la salinité y est déjà diminuée. En outre, un grand nombre des relevés compris dans cette analyse ont été réalisés par fauchage ; or le filet fauchoir ne permet pas de récolter les espèces actives au sol susceptibles d'être le plus exposées à la salinité du sol. D'autre part, cette richesse spécifique élevée en aval pourrait s'expliquer par le fait que les sites étudiés se situeraient en fait dans une zone plutôt intermédiaire où les espèces de conditions salées et non salées sont présentes (Desender & Maelfait, 1999). De plus la salinité n'est qu'un des facteurs pouvant influencer sur la structure des communautés chez les Araneae, il faut noter aussi le gradient d'inondation (Pétillon et al., 2008), la durée et la fréquence des crues (Bell et al. 1999) la micro-topographie locale (Bonn et al. 2002) et la densité de végétation (Lambeets, 2009). L'hypothèse d'une diminution de la richesse spécifique de l'amont vers l'aval n'est donc pas validée par cette étude.

Les espèces halophiles, *Arctosa fulvolineata*, *Argenna patula*, *Enoplognatha mordax*, *Erigone longipalpis* et *Silometopus ambiguus*, bien que présentes de manière significative plus en aval qu'en amont ne sont représentées que par un très faible nombre d'espèces (5 espèces sur 80 récoltées à

Donges). Ce pourcentage très faible d'espèces halophiles peut également s'expliquer par une proximité des sites à la mer non suffisante et/ou une méthode de récolte non appropriée. En effet, des études réalisées en zones de marais salés dans la Baie du Mont Saint-Michel n'ont permis d'observer qu'un très faible pourcentage d'espèces halophiles pour les araignées (Pétillon et al. 2008). L'hypothèse d'une augmentation des proportions d'espèces halophiles entre l'amont et l'aval n'est donc vérifiée qu'en partie.

4.3. Perspectives et proposition d'un protocole standardisé

Au vu de la répartition des données pour les deux groupes taxonomiques, il existe un grand manque de connaissance des espèces sur les secteurs « moyens » de la Loire. En effet, les unités 1, 2, 3 et 4 n'ont été que peu ou pas du tout prospectées. Ce manque de connaissance s'explique d'une part par un manque cruel d'études sur les arthropodes terrestres, et d'autre part par un faible taux de réponse aux demandes de transmission de données. En effet, un grand nombre de structures pouvant posséder des données entomologiques a été contacté mais seul un faible nombre a répondu positivement à notre requête. Cela veut dire que beaucoup de données, potentiellement sur ces unités manquantes, n'ont pas encore transmises. Il faut également compter sur les données des PNR ou Conservatoires d'Espaces Naturels qui seront transmises à l'OBLA après signature des conventions. Néanmoins, il faut noter que certaines unités sont tout de même généralement mieux prospectées que d'autres en raison d'un grand nombre d'espaces naturels protégés, or ces sites sont souvent très bien inventoriés par rapport à d'autres sites le long de la Loire.

En plus d'un manque de connaissance sur certains secteurs, un problème de standardisation des données doit également être souligné. En effet, certaines unités ont plus été prospectées que d'autres, mais au sein même de ces unités certains sites ont fait l'objet de suivi, d'inventaire, ou seulement de quelques observations ponctuelles. Pour une standardisation des données et afin de mieux décrire les assemblages d'espèces le long du fleuve, il est nécessaire de trouver un équilibre entre suivi et observations ponctuelles.

Pour une meilleure standardisation des données, un protocole de suivi doit être mis en place sur le lit majeur de la Loire. Tout d'abord les sites échantillonnés devront être les mêmes que ceux des autres groupes taxonomiques de l'OBLA afin d'optimiser les missions sur le terrain. Une partie des suivis se feront sur des sites ayant déjà été inventoriés afin de continuer le suivi et d'avoir une idée des résultats des suivis dans le temps. Tandis que l'autre partie des suivis devra être réalisée sur les unités peu ou pas prospectées.

Comme cette étude a pu le montrer, la méthode de récolte influe énormément sur le nombre d'espèces identifiées sur un site. Ainsi le piège à fosse (type Barber) semble être la méthode la mieux appropriée pour la récolte des macro-arthropodes terrestres. En effet, que l'on considère les Araneae ou les Coléoptères Carabidae, la richesse spécifique obtenue par piège Barber est largement supérieure à celle des autres méthodes dans la majorité des relevés (de l'ordre de 8 fois supérieure pour les araignées et 4 fois supérieure pour les carabiques).

Cette méthode de piégeage continu permet un échantillonnage facile à mettre en œuvre, dont les résultats sont rapides (Houseweart et al. 1979), importants en nombre d'individus récoltés et permettant une normalisation des données. Cette méthode présente donc le meilleur compromis coût/bénéfice pour l'étude des assemblages d'arthropodes terrestres. De plus, cette méthode étant passive, elle limite l'influence de l'expérimentateur. Cependant cette méthode a également ses limites ; plusieurs facteurs pouvant engendrer des biais dans les résultats. Il s'agit notamment du piège lui-même, son diamètre (Brennan et al. 2005), sa couleur (Buchholz et al. 2010), ou bien encore le liquide conservateur utilisé. De plus cette méthode est dépendante des micro-habitats, le gradient de complexité du micro-habitat constituant une barrière pour certaines espèces et un milieu favorable pour d'autres (Thomas et al. 2006), ce facteur influence l'écologie des espèces et le déplacement des individus.

Pour le protocole standardisé du suivi des arthropodes terrestres, il est donc proposé d'utiliser la méthode de piège à fosse type « Barber » (Figure 32). Il sera constitué d'un piège d'au moins 100mm de hauteur et 100mm de diamètre (Brennan et al. 2005), d'un pot de collecte type pilulier et d'un entonnoir. Le piège devra être protégé d'un « chapeau » (type assiette plastique ou planche de bois) afin de le protéger des aléas météorologiques (Porter, 2005). L'éthylène-glycol dilué dans de l'eau est préconisé comme liquide collecteur pour ce type de piégeage car il ne s'évapore pas à la différence de l'alcool et ne joue pas de rôle attracteur sur les espèces récoltées (Schmidt et al. 2006). Les périodes de prospection pourront s'étendre de mi-avril à mi-juin, période où la récolte est susceptible de rapporter la majorité des espèces d'araignées et de carabiques (Varet, 2011). La répartition spatiale préconisée est une distribution régulière des pièges, favorisant une grande emprise spatiale (Lövei & Magura, 2011).

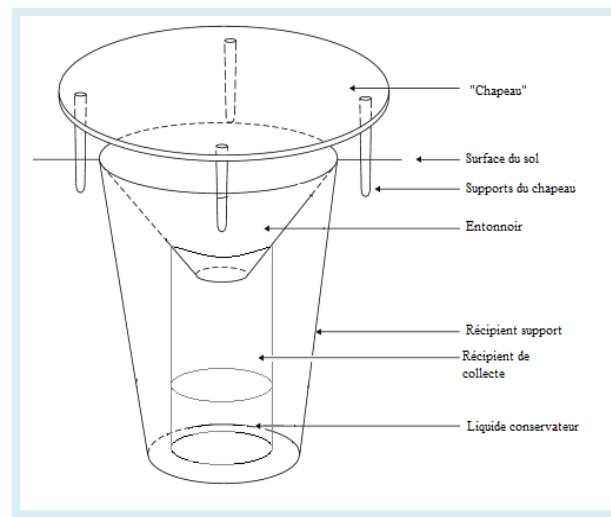


Figure 32: Piège à fosse type Barber. (d'après Woodcook, 2005)

Afin de compléter la base de données de l'OBLA, des champs communs seront à remplir pour chaque relevé. Ces champs devront tenir compte de plusieurs aspects :

- **Informations relatives à l'espèce** : Famille, Genre, Espèce, en supplément pourront être indiqué l'auteur, l'effectif et le sexe des individus récoltés et le statut de l'espèce.
- **Informations relatives au relevé** : Lieu, Date, Protocole, et Récoltant
- **Informations relatives à l'habitat** : grands types d'habitat, Code Corine Biotope.

En supplément pourront être ajoutées les informations relatives à l'environnement de chaque piège telles que : l'altitude, la température du sol, la salinité, la fréquence et durée d'inondation du site. Si possible, la richesse spécifique botanique, l'occupation du sol, la hauteur de végétation et l'épaisseur de litière pourront être renseignés. Il pourra également être indiquées les informations relatives à la fiabilité des données comprenant par exemple, l'identificateur, la fiabilité, la validation de la donnée si il y a lieu.

Les données récoltées mettent en évidence une grande disparité entre les différents tronçons de la Loire et un manque considérable d'étude sur des groupes à systématique et écologie pourtant relativement bien connus. Un problème de standardisation des données a également pu être mis en évidence notamment concernant la méthode de récolte employée. Il reste donc un travail encore important de suivi et de synthèse de données afin que la base de données de l'OBLA serve au plus grand nombre.

Malgré ce manque de connaissance, cette étude a permis de mettre en évidence une succession d'assemblages différents le long du fleuve qui accrédite une possible sectorisation de la Loire. Néanmoins, ces différences de communautés ne peuvent être attribuées avec certitude au gradient de salinité, dans la mesure où l'on ne dispose que de la distance à la mer pour estimer ce paramètre et que toutes les espèces ne sont pas susceptibles de répondre à la salinité (Desender & Maelfait, 1999). De plus, la salinité n'est qu'un des nombreux facteurs de variations des assemblages d'arthropodes le long du fleuve. Selon des études similaires sur d'autres grands fleuves d'Europe, il existe encore bien d'autres facteurs influant sur les communautés d'arthropodes terrestres riverains, tels que les durées et fréquences d'inondation (Bell et al. 1999, Lambeets, 2009, Pétillon et al. 2008), la micro-topographie locale (Bonn et al. 2002) ou encore le mode de gestion du site prospecté (Pétillon et al. 2007 ; Lafage et al. 2013) . C'est pourquoi il serait intéressant, après plusieurs suivis, de renouveler ces analyses, en testant d'autres facteurs que la salinité, afin de déterminer quel facteur est le plus important dans les variations d'assemblage d'arthropodes le long d'un cours d'eau.

Bibliographie

- Araneae, Spiders Of Europe.** Sur le site araneae, Version 08.2013 [En ligne]. <http://araneae.unibe.ch/> (Page consultée le 01 Aout 2013)
- Arvensis,** 2012. Les Arthropodes du Parc Naturel Régional de Brière. Contribution et synthèse des connaissances de la faune des Arthropodes de la Réserve Pierre Constant – Inventaire préliminaire des Aranéides de la vallée du Mès et complément d’inventaire sur la Butte Bombardant. *Association Arvensis*, Janvier 2012. 40p.
- Bell D., Petts G.E. & Sadler J-P.,** 1999. The distribution of spiders in the wooded riparian zone of three rivers in western Europe. *Regulated Rivers: Research & Management* 15: 141-158.
- Bell J.R., Wheeler C.P. & Cullen W.R.,** 2001: The implications of grassland and heathland management for the conservation of spider communities: a review. *Journal of Zoology*. 255: 377–387.
- Bergerot B., Lasne E., Vigneron T. & Lafaille P.,** 2008. Prioritization of fish assemblages with a view to conservation and restoration on a large scale European basin, the Loire (France). *Biodiversity and Conservation* 17: 2247-2262.
- Bonn A., Hagen K., & Wohlgemuth-Von Reiche D.,** 2002. The significance of flood regimes for carabid beetle and spider communities in riparian habitats: a comparison of three major rivers in Germany, *River Research and Applications* 18: 43-64.
- Boutier B., Chiffolleau J.F., Auger D. & Truquet I.,** 1993. Influence of the Loire River on Dissolved Lead and Cadmium Concentrations in Coastal Waters of Brittany. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 36: 133-145.
- Braud S.,** 2007. Les Araignées de Maine-et-Loire, Inventaire et Cartographie. *Mauges Nature, Bulletin de synthèse n°7, Beaupréau*, 230 p.
- Brennan K.E.C., Majer J.D., Moir M.L.,** 2005. Refining sampling protocols for inventorying Invertebrate Biodiversity: Influence of drift-fence length and pitfall trap diameter on Spiders. *The Journal of Arachnology* 33: 681-702.
- Buchholz S., Jess A.M., Hertenstein F., Schirmel J.,** 2010. Effect of the colour of pitfall traps on their capture efficiency of carabid beetles (Coleoptera: Carabidae), spiders (Araneae) and other arthropods. *European Journal of Entomology*. 107: 277–280.

- Chenaval N. & Lelant V.**, 2009. Inventaire faune/flore sur la zone EPEDO à Donges (44) : méthodes détaillées, résultats et discussion par taxon (Tome 2). *MNHN*. 50p.
- Cochet G.**, 2010. Fleuves & Rivières sauvages au fil des Réserves Naturelles de France, *Delachaux et Niestlé*, pp 168-172.
- Colls A.E., Stokes S., Blum M.D. & Straffin E.**, 2001. Age limits on the Late Quaternary evolution of the upper Loire River. *Quaternary Science Reviews* 20: 743-750.
- Desender K. & Maelfait J-P.**, 1999. Diversity and conservation of terrestrial arthropods in tidal marshes along the River Schelde: a gradient analysis. *Biological Conservation* 87: 221-229.
- Dufour A.B. & Clot D.**, 2012. Initiation à l'analyse des correspondances multiples. *Fiche TD avec le logiciel R : tdr 1107*. [En ligne]. <http://pbil.univ-lyon1.fr/R/pdf/unkownfile.pdf>. 18p (Page consultée le 23 Juillet 2013)
- Faivre B., Roche J. & Frochot B.**, 1997. Comparaison des peuplements d'oiseaux de l'Allier et de la Loire amont. *Alauda*, 65 : 33-89.
- Foucher J.**, 2009. Evaluation de la ressource alimentaire disponible pour les passereaux paludicoles en zone de halte migratoire. (Exemple de la roselière de Donges Est en Loire-Atlantique (44). Rapport de licence professionnelle. *Association ACROLA*. 48 p.
- Fustec J., Cormier J.P. & Lodé T.**, 2003. Beaver lodge location on the upstream Loire River. *Comptes Rendus Biologies* 326: S192-S196.
- Georges A., Fouillet P. & Pétilion J.**, 2011. Changes in salt-marsh carabid assemblages after an invasion by the native grass *Elymus athericus*. *Zookeys* 100 : 407-419.
- Grosbois C., Négrel P., Grimaud D. & Fouillac C.**, 2001. An Overview of Dissolved and Suspended Matter Fluxes in the Loire River Basin : Natural and Anthropogenic Inputs. *Aquatic Geochemistry* 7: 81-105.
- Guinand B., Ivol J-M. & Tachet H.**, 1996. Longitudinal distribution of Trichoptera in the Loire River (France) : simple ordination methods and community structure. *Hydrobiologia* 317 : 231-245.
- Harvey P.R., Nellist D.R. & Telfer M.G.**, 2002. Provisional Atlas of British spiders (Arachnida, Araneae). *Biological Records Centre*. Volumes 1: 214pp & Volume 2: 192pp.

- Hendrickx F., Maelfait J-P., Muylaert W., Hoffman M.,** 1997. Spider distribution patterns along the tidal River Scheldt (Belgium). In *Proceedings of the 17th European Colloquium of Arachnology, Edinburgh*, 285-291.
- Houseweart M.W., Jennings D.T. & Rea J.C.,** 1979. Large Capacity Pitfall Trap. *Entomological News* 90:51-54
- Ings T.C. & Hartley S.E.,** 1999. The effect of habitat structure on carabid communities during the regeneration of a native Scottish forest. *Forest Ecology and Management* 119: 123-136.
- Ivol J.M., Guinand B., Richoux P. & Tachet H.,** 1997. Longitudinal changes in Trichoptera and Coleoptera assemblages and environmental conditions in the Loire River (France). *Archiv für Hydrobiologie*, 138: 525-557.
- Jaulin S.,** 2004. Contribution à la connaissance des Coléoptères de la Réserve Naturelle de l'Île de Saint-Pryvé-Saint-Mesmin (45). *Inventaires et propositions de gestions*. Association OPIE-LR. 56 p.
- Lafage D. & Pétillon J.,** 2013. Short-term impacts of different cutting dates on ground-dwelling arthropods (Araneae, Coleoptera, Carabidae). Soumis à *Agriculture, Ecosystems and Environment*.
- Lafage D., Secondi J., Georges A., Bouzille J.B. & Pétillon J.,** 2013. NDVI can predict species richness and abundance of ground beetles in temperate floodplains. Soumis à *Insect Conservation and Diversity*.
- Lagarde F. & Lourdais O.,** 2010. Biodiversité des landes et tourbières limousines. *Caractéristiques de l'environnement et structure des communautés d'araignées et de carabiques*. Rapport de synthèse : 364 p.
- Lambeets K.,** 2009. The effects of flooding disturbance on the distribution and behavior of riparian arthropods along a lowland gravel river. PhD, Chapter II: 28-74.
- Lasne E., Bergerot B., Lek S. & Lafaille P.,** 2007. Fish zonation and indicator species for the evaluation of the ecological status of rivers: example of the Loire Basin (France). *River Research and Applications* 23 :877-890.
- Le Bassin De La Loire.** Sur le site Wikipédia. [En ligne]. http://fr.wikipedia.org/wiki/Bassin_de_la_Loire (Page consultée le 25 Juillet 2013)

- Ledoux J.C. & Emerit M.**, 2002. Araignées de la Réserve Naturelle de Saint-Pryvé-Saint-Mesmin. *Association OPIE-LR*. 29 pp.
- Les Différents Espaces De La Riviere.** Sur le site Eaurmc.fr [En ligne]. <http://www.eaurmc.fr/pedageau/les-milieux-aquatiques/les-rivieres/les-differents-espaces-de-la-riviere.html> (Page consultée le 06 Aout 2013)
- Luff M.L., Eyre M.D. & Rushton S.P.**, 1992: Classification and prediction of grassland habitats using ground beetles (Coleoptera, Carabidae). *Journal of Environmental Management* 35: 301-305.
- Lövei G.L., Magura T.**, 2011. Can carabidologists spot a pitfall? The non-equivalence of two components of sampling effort in pitfall-trapped ground beetles (Carabidae). *Community Ecology* 12, 18–22.
- Malavoi J.R.**, 2002. In: (BAUCHARDY C.) La Loire : vallées et vals du grand fleuve sauvage, *Delachaux et Niestlé, la Bibliothèque du naturaliste*, pp 86-97.
- Marc P., Canard A. & Ysnel F.**, 1999. Spiders (Araneae) useful for pest limitation and bioindication *Agriculture, Ecosystems & Environment* 74: 229-273.
- Négrel P. & Grosbois C.**, 1999. Changes in chemical and $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ signature distribution patterns of suspended matter and bed sediments in the upper Loire River Basin (France). *Chemical Geology*, 156: 231-249.
- Pearce J.L. & Venier L.A.**, 2006. The use of ground beetles (Coleoptera: Carabidae) and spiders (Araneae) as bioindicators of sustainable forest management: A review. *Ecological Indicators* 6: 780-793.
- Pétillon J., Georges A., Canard A., Lefeuvre J.C., Bakker J.P. & Ysnel F.**, 2008. Influence of abiotic factors on spider and ground beetle communities in different salt-marsh systems. *Basic and Applied Ecology* 9: 743-751.
- Pétillon J., Lambeets K., Ract-Madoux B., Vernon P. & Renault D.**, 2011. Saline stress tolerance partly matches with habitat preference in ground-living wolf spiders. *Physiological Entomology*, 36: 165-172.
- Petillon J., Ysnel F., Canard A. & Lefeuvre J.C.**, 2005. Impact of an invasive plant (*Elymus athericus*) on the conservation value of tidal salt marshes in Western France and implications for management : Responses of spiders populations. *Biological Conservation* 126: 103-117.

- Platnick N.I.** The World Spider Catalog. Version 14.0. Sur le site Research.amnh.org [En Ligne]. <http://research.amnh.org/iz/spiders/catalog/INTRO3.html> (Page consultée en Juillet 2013)
- Porter S.D.**, 2005. A simple design for a rain-resistant pitfall trap. *Insectes Sociaux* 52 : 201–203
- Rainio J. & Niemela J.**, 2003. Ground beetles (Coleoptera: Carabidae) as bioindicators. *Biodiversity and Conservation* 12: 487-506.
- Schmidt M.H., Clough Y., Schulz W., Westphalen A. & Tschardt T.**, 2006. Capture efficiency and preservation attributes of different fluids in pitfall traps. *The Journal of Arachnology* 34:159–162
- Thomas C.F.G., Brown N.J. & Kendall D.A.**, 2006. Carabid movement and vegetation density: Implications for interpreting pitfall trap data from split-field trials. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 113: 51–61
- Vannote R.L., Minshall G.W., Cummins K.W., Sedell J.R. & Cushing C.E.**, 1980. The River Continuum Concept. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 37 (1): 130-137.
- Varet M.**, 2011. Biodiversité et aménagements urbains : réponse des assemblages de carabiques et d'araignées sur Rennes Métropole. Thèse de doctorat, Université de Rennes 1, 162p.
- Woodcock B.A.**, 2005. Pitfall trapping in ecological studies. In: *Insect Sampling in Forest Ecosystems*, Leather S.R. Chapter 3: 37-57.

Table des annexes

Annexe 1 : Liste des organismes détenteurs de données taxonomiques

Annexe 2 : Liste de l'ensemble des espèces d'Araneae présentes dans la base de données (contient la liste des abréviations pour les espèces)

Annexe 3 : Liste de l'ensemble des espèces de Coléoptères Carabidae présentes dans la base de données (contient la liste des abréviations pour les espèces)

Annexe 4 : Annexe 4: Systématique des Araneae et des Coléoptères Carabidae (The World Spider Catalog by Platnick N.I. Version 14.0, TAXREF Version 4.0)

Annexe 1 : Liste des organismes détenteurs de données taxonomiques

Noms	Structures	Prise de contact	Echanges	Reponse	Données	Taxons	Remarques
Mathieu Lagarde	GRETIA	De visu	Mail	OUI	OUI	Araignées, Carabes	Données publiques reçues, Convention en cours
Arnaud Horellou	MNHN	Téléphone	Mail	OUI	OUI	Coléoptères	Données reçues
Jean Claude Ledoux	ASFRA	Mail	Mail	OUI	OUI	Araignées	Données reçues
Tony Russell-Smith	ASFRA	Mail	Mail	OUI	OUI	Araignées	Données reçues
Emmanuelle Daufy-Richard	IRSTEA	Mail	Mail	OUI	-	Carabidaea	Données prochainement
Laurent Chabrol	Société entomologique du limousin	Mail	Mail	OUI	-	Coléoptères	Données sur le bassin versant mais pas le lit majeur
Olivier Denux	Entomotec	Mail	Mail	OUI	-	-	Pas pour le moment
Jerome Tourneur	CPIE Loire et Mauges	Mail	-	-	-	Araignées	-
Olivier Durand	CPIE Loire et Mauges	Mail	-	-	-	Coléoptères	-
Olivier Gabory	CPIE Loire et Mauges	Mail	-	-	-	Araignées, Carabes	-
Alain Canard	SPN	De visu	Mail	-	-	Araignées, Carabes	Possibilité de données spatialisées
Entomologie tourangelle et ligérienne	Entomologie tourangelle et ligérienne	Mail	-	-	-	Araignées, Carabes	-
Marc Villar	INRA	Mail	-	-	-	-	-
Frederic Lagarde	PNR Millevaches en Limousin	Mail	-	-	-	Araignées, Carabes	-
Aurélie Soissons	CEN Allier	Mail	-	-	-	-	-
Etienne Lorio	ASFRA	Mail	Mail	OUI	-	Araignées	Données chilopodes
Marcel-Raymond Cruveiller	ASFRA	Mail	Mail	OUI	-	Araignées	Bassin versant de la Vienne mais pas lit majeur
Autres Membres de l'ASFRA	ASFRA	Mail	-	-	-	Araignées	-

D'autres données publiées ont pu être récupérées via internet (Bibliographie).

Structures	Réponse	Données
Association Lozérienne pour l'Etude et la Protection de l'Environnement	OUI	OUI
Communauté de communes de Bourgneuf-Royères de Vassivière	OUI	OUI
CEN Loir et Cher	OUI	OUI
Conservatoire botanique national du Massif central	OUI	OUI
Conservatoire d'espaces naturels de la région Centre	OUI	OUI
Conservatoire régional des rives de la Loire et ses affluents	OUI	OUI
Conservatoire Rhône-Alpes des espaces naturels	OUI	OUI
Muséum des Sciences naturelles	OUI	OUI
Muséum d'Histoire naturelle	OUI	OUI
Parc naturel régional de Millevaches en Limousin	OUI	OUI
Parc naturel régional Loire Anjou Touraine Maison du Parc	OUI	OUI
Réserve Naturelle Nationale de la Tourbière des Dauges	OUI	OUI
SOBA Nature Nièvre	OUI	OUI
Société Histoire Naturelle Autun	OUI	OUI
Allier Nature	-	-
Association de défense pour la protection des sites et de l'environnement	-	-
Association Madeleine Environnement	-	-
Bretagne Vivante - SEPNB Section Nantes	-	-
Bureau d'études Marc Carrière	-	-
CPIE du pays de Tronçais	-	-
Comité Départemental de la Protection de la Nature et de l'Environnement (CDPNE)	-	-
Communauté de communes de Bugeat et Sornac, Millevaches au Cœur	-	-
Communauté de communes du bassin de Mortagne	-	-
Communauté de communes du Pays de Charlieu	-	-
Communauté de communes du pays d'Olliergues	-	-
Communauté de communes du Pays entre Loire et Rhône	-	-
Communauté de communes du Thouarsais - RN du Toarcien	-	-
Conservatoire d'espaces naturels de la Sarthe	-	-
Conservatoire départemental des Sites Lozériens	-	-
Conservatoire d'espaces naturels d'Auvergne	-	-
Conservatoire d'Espaces Naturels de Bourgogne	-	-
Conservatoire d'espaces naturels de Poitou-Charentes	-	-
Conservatoire du littoral - Délégation Centre-Atlantique	-	-
CPIE Vallées de la Sarthe et du Loir	-	-
CPIE Haute-Auvergne - Maison des Volcans	-	-
CPIE Loire et MAUGES	-	-
CPIE Seuil du Poitou	-	-
Deux-Sèvres Nature Environnement	-	-
DREAL Auvergne	-	-
DREAL Centre	-	-
DREAL Limousin	-	-
DREAL Pays-de-la-Loire	-	-
DREAL Poitou-Charentes	-	-
Ecopôle CPIE Pays de Nantes	-	-
Eure-et-Loir Nature	-	-
Fédération de la Région Auvergne pour la Nature et l'Environnement	-	-
Fédération départementale pour l'Environnement et la Nature	-	-
FRAPNA Loire	-	-
GIP Loire Estuaire	-	-
GRAINE Centre	-	-
Indre Nature	-	-
Limousin Nature Environnement	-	-
Loir et Cher Nature	-	-
Loiret Nature Environnement - RNR de Saint-Mesmin	-	-
Muséum des Sciences naturelles et de Préhistoire	-	-
Muséum d'Histoire naturelle Henri-Lecoq	-	-
Observatoire nivernais de l'Environnement	-	-
Parc naturel régional du Périgord Limousin	-	-
Parc naturel régional du Pilat	-	-
Parc naturel régional Livradois Forez	-	-
Puy-de-Dôme Nature Environnement	-	-
Regroupement Intercommunal pour la Valorisation et l'Entretien de la Vienne	-	-
Réserve Naturelle de Pinail- GE.RE.PI	-	-
Réserve Naturelle du lac de Grand-Lieu - SNPN	-	-
Réserve Naturelle du Val de Loire - CEN Bourgogne - CEN Centre	-	-
Saint-Etienne Métropole	-	-
Saumur Agglo	-	-
SIVOM Loire et Goulaine	-	-
SMAT du Haut-Allier	-	-
Société d'histoire naturelle Alcide-d'Orbigny	-	-
Société pour la Connaissance, l'Information, le Respect et la protection de l'Environnement	-	-
Société scientifique du Bourbonnais pour l'étude et la protection de la nature	-	-
SOS Loire Vivante	-	-
Syndicat d'aménagement du bassin de la Vienne moyenne	-	-
Syndicat du Bassin Versant de Grand-Lieu	-	-
Syndicat du Cher canalisé	-	-
Syndicat Intercommunal d'Aménagement de la Loire et de ses Affluents - Haute-Loire	-	-
Syndicat Mixte d'Aménagement des Gorges de la Loire	-	-
Terres de Loire	-	-
Union régionale des CPIE de Poitou-Charentes	-	-
Union régionale des CPIE de Rhône-Alpes	-	-
Vienne Nature	-	-

Annexe 2 : Liste de l'ensemble des espèces d'Araneae présentes dans la base de données
(Contient la liste des abréviations pour les espèces)

Famille	Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Agelenidae	Agelena	labyrinthica	Agelab	(Clerck, 1757)
	Allagelella	gracilens	Allgra	(C. L. Koch, 1841)
	Coelotes	atrotopos	Coestr	(Walkenaer, 1830)
	Coelotes	terrestris	Coeter	(Wider, 1834)
	Inermocoelotes	inermis	Ineine	(L. Koch, 1855)
	Malthonica	pagana	Malpag	(C. L. Koch, 1840)
	Malthonica	picta	Malpic	(Simon, 1870)
	Malthonica	silvestris	Malzil	(L. Koch, 1872)
	Tegenaria	agrestis	Tegagr	(Walkenaer, 1802)
	Tegenaria	duellia	Tegdue	Simon, 1875
	Tegenaria	parietina	Tegpar	(Fourcroy, 1785)
	Tegenaria	saeva	Tegsae	Blackwall, 1844
	Tegenaria	silvestris	Tegsil	(L. Koch, 1872)
Amaurobiidae	Amaurobius	erberi	Amaerb	(Keyserling, 1863)
	Amaurobius	ferox	Amafer	(Walkenaer, 1830)
	Amaurobius	similis	Amasim	(Blackwall, 1861)
	Anypaena	accentuata	Anyacc	(Walkenaer, 1802)
	Aculepeira	ceropegia	Aucer	(Walkenaer, 1802)
	Agelenatea	redii	Agared	(Scopoli, 1763)
	Araneus	angulatus	Araang	Clerck, 1757
	Araneus	diadematus	Aradia	Clerck, 1757
	Araneus	sturmi	Arastu	(Hahn, 1831)
	Araneus	triguttatus	Aratru	(Fabricius, 1793)
Araneidae	Araniella	curculbitina	Arauc	(Clerck, 1757)
	Araniella	opisthographa	Araopi	(Kulczynski, 1905)
	Argiope	laurenschii	Argiru	(Scopoli, 1772)
	Cercidia	promiens	Cerpro	(Westring, 1851)
	Cyclosa	conica	Cycon	(Pallas, 1772)
	Gibbaranea	bituberculata	Gibbit	(Walkenaer, 1802)
	Gibbaranea	gibbosa	Gigib	(Walkenaer, 1802)
	Hyposinga	altovittata	Hypalb	(Westring, 1851)
	Hyposinga	heri	Hypher	(Hahn, 1831)
	Hyposinga	pygmaea	Hyppyg	(Sundevall, 1831)
	Hyposinga	sanguinea	Hypsan	(C. L. Koch, 1844)
	Larinia	bonetti	Larlon	Spassky, 1939
	Larinioides	comutus	Larcor	(Clerck, 1757)
	Larinioides	patagiatus	Larpat	(Clerck, 1757)
	Larinioides	scolopetarius	Larsci	(Clerck, 1757)
	Mangora	acalyptha	Manaca	(Walkenaer, 1802)
	Neoscona	adianta	Neoadi	(Walkenaer, 1802)
	Nuctenea	umbratica	Nucumb	(Clerck, 1757)
	Singa	hamata	Sinham	(Clerck, 1757)
	Singa	hamata melanocephala	Sinhammel	C. L. Koch, 1836
Atypidae	Singa	nitidula	Sinit	C. L. Koch, 1844
	Zila	diodia	Zildio	(Walkenaer, 1802)
	Zygiella	x-notata	Zyge-x	(Clerck, 1757)
	Atypus	affinis	Atyaff	(Eichwald, 1830)
	Atypus	piceus	Atypic	(Sulzer, 1776)
	Cubiona	brevipes	Cubre	Blackwall, 1841
	Cubiona	comita	Cucom	C. L. Koch, 1839
	Cubiona	corticalis	Cucor	(Walkenaer, 1802)
	Cubiona	diversa	Cudiv	O. P.-Cambridge, 1862
	Cubiona	genevensis	Cugen	(L. Koch, 1866)
	Cubiona	juvenis	Cujuv	Simon, 1878
	Cubiona	lutescens	Culut	Westring, 1851
	Cubiona	neglecta	Cuneq	O. P.-Cambridge, 1862
	Cubiona	palidula	Cupal	(Clerck, 1757)
	Cubiona	phragmitis	Cuphr	C. L. Koch, 1843
	Cubiona	pseudoneglecta	Cuppe	Wunderlich, 1994
	Cubiona	reclusa	Curec	O. P.-Cambridge, 1863
	Cubiona	similis	Cusim	L. Koch, 1867
	Cubiona	stagnalis	Custa	(Kulczynski, 1897)
Cubonidae	Cubiona	subilis	Cusub	L. Koch, 1867
	Cubiona	terrestris	Cuter	Westring, 1851
	Cubiona	trivialis	Cutri	C. L. Koch, 1843
	Phruridithus	festivus	Phrfes	(C. L. Koch, 1835)
	Phruridithus	minimus	Phrmin	C. L. Koch, 1839
	Archaeodictyna	conscuta	Arcon	(O. P.-Cambridge, 1872)
	Argenna	patula	Argpat	(Simon, 1874)
	Argenna	subnigra	Argsub	(O. P.-Cambridge, 1861)
	Cicurina	cicor	Cicc	(Fabricius, 1793)
	Dictyna	arundinacea	Dicaru	(Linnaeus, 1758)
	Dictyna	latens	Diclat	(Fabricius, 1775)
	Dictyna	major	Dicmaj	Menge, 1869
Dictynidae	Dictyna	uncinata	Dicunc	Thorell, 1856
	Lathys	humilis	Lathum	(Blackwall, 1855)
	Lathys	sexpustulata	Latsax	(Simon, 1878)
	Mariyinia	bicolor	Marbic	(Simon, 1870)
	Nigma	flavescens	Nigfla	(Walkenaer, 1830)
	Nigma	puella	Nigpu	(Simon, 1870)
	Nigma	walkenaeri	Nigwal	(Roewer, 1951)
	Dysdera	crocata	Dyscro	C. L. Koch, 1838
	Dysdera	erythrina	Dysery	(Walkenaer, 1802)
	Harpactea	hombergi	Harhom	(Scopoli, 1763)
Eresidae	Eresus	kollari	Erekol	Rossi, 1846
	Aphantaulax	trifasciata	Aphtri	(O. P.-Cambridge, 1872)
	Aphantaulax	trifasciata trimaculata	Aphtriti	Simon, 1878
	Callilepis	nocturna	Calnoc	(Linnaeus, 1758)
	Callilepis	schusteri	Calchs	(Herman, 1879)
	Drassodes	cupreus	Dracup	(Blackwall, 1834)
	Drassodes	lapidus	Dralap	(Walkenaer, 1802)
	Drassodes	pubescens	Drapub	(Thorell, 1856)
	Drassylus	luteitarsus	Dralut	(L. Koch, 1866)
	Drassylus	praeficus	Drapra	(C. L. Koch, 1866)
	Drassylus	pusillus	Drapus	(C. L. Koch, 1833)
	Drassylus	villicus	Dravil	(Thorell, 1875)
	Gnaphosa	bicolor	Gnabic	(Hahn, 1833)
	Gnaphosa	lugubris	Gnalg	(C. L. Koch, 1839)
	Gnaphosa	nigerrima	Gnang	L. Koch, 1877
	Haplodrassus	dalmatensis	Hgadal	(L. Koch, 1866)
	Haplodrassus	minor	Hgamin	(O. P.-Cambridge, 1879)
	Haplodrassus	signifer	Hgapis	(C. L. Koch, 1839)
	Haplodrassus	silvestris	Hgasil	(Blackwall, 1833)
	Haplodrassus	umbratilis	Hgapumb	(L. Koch, 1866)

Famille	Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Hylphantes	Hylphantes	graminicola	Hylgra	(Sundevall, 1830)
	Hylphantes	nigratus	Hylnig	(Simon, 1881)
	Hypomma	bituberculatum	Hybit	(Wider, 1834)
	Hypomma	cornutum	Hyperc	(Blackwall, 1833)
	Hypomma	fulvum	Hyful	(Bösenberg, 1902)
	Jacksonella	falconeri	Jacfal	(Jackson, 1908)
	Kaestneria	dorsalis	Kaedor	(Wider, 1834)
	Kaestneria	pullata	Kaeput	(O. P.-Cambridge, 1863)
	Lasiargus	hirsutus	Lashir	(Menge, 1869)
	Lepthyphantes	leprosus	Lelepe	(Ohlert, 1865)
	Lepthyphantes	minutus	Lepmin	(Blackwall, 1833)
	Lesertia	denticellus	Lesden	(Simon, 1884)
	Linyphia	hortensis	Linhor	Sundevall, 1830
	Linyphia	triangularis	Lintri	(Clerck, 1757)
	Lophomma	punctatum	Loppun	(Blackwall, 1841)
	Macragrus	rufus	Macruf	(Wider, 1834)
	Maro	minutus	Marmim	O. P.-Cambridge, 1906
	Maso	gallicus	Masgal	Simon, 1894
	Maso	sundevalli	Masgun	(Westring, 1851)
	Mecopisthes	peusi	Mecpeu	Wunderlich, 1972
	Meioneta	affinis	Meiaff	(Kulczynski, 1898)
Meioneta	Meioneta	gulos	Meigul	(L. Koch, 1869)
	Meioneta	mollis	Meimol	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Meioneta	saatilis	Meisax	(Blackwall, 1844)
	Metopobatrach	promulus	Metro	(O. P.-Cambridge, 1872)
	Micragrus	apertus	Micape	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Micragrus	herbigradus	Micher	(Blackwall, 1854)
	Micragrus	subaequalis	Miscub	(Westring, 1851)
	Microlinyphia	impigra	Micimp	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Microlinyphia	pusilla	Micpus	(Sundevall, 1830)
	Microsetia	varia	Micvar	(Blackwall, 1841)
	Mincira	marginella	Minmar	(Wider, 1834)
	Minyriolus	pusillus	Minpus	(Wider, 1834)
	Mosabella	penicillata	Moeppen	(Westring, 1851)
	Monoccephalus	fuscipes	Monfus	(Blackwall, 1836)
	Neriem	clathrata	Nercla	(Sundevall, 1830)
	Neriem	furtiva	Nerfur	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Neriem	montana	Nermon	(Clerck, 1757)
	Neriem	peltata	Nerpel	(Wider, 1834)
	Neriem	radiata	Nerrad	(Walkenaer, 1841)
	Notioscopus	sarcinatus	Notsar	(O. P.-Cambridge, 1872)
Oedothorax	Oedothorax	agrestis	Oedagr	(Blackwall, 1853)
	Oedothorax	apicatus	Oedapi	(Blackwall, 1850)
	Oedothorax	fuscus	Oedfus	(Blackwall, 1834)
	Oedothorax	gibbosus	Oedgib	(Blackwall, 1841)
	Oedothorax	retusus	Oedret	(Westring, 1851)
	Oxyphantes	angulatus	Oxyang	(O. P.-Cambridge, 1881)
	Orphanes	melanopygus	Orsmel	(O. P.-Cambridge, 1879)
	Palidophantes	ericeus	Paleri	(Blackwall, 1853)
	Palidophantes	insignis	Palins	(O. P.-Cambridge, 1913)
	Palidophantes	pallidus	Palpal	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Panamomops	sulcifrons	Pansul	(Wider, 1834)
	Parapelecopsis	memoralis	Parnem	(Blackwall, 1841)
	Parapelecopsis	mengel	Parfelm	(Simon, 1884)
	Pelecopsis	parallela	Peelpar	(Wider, 1834)
	Pepinocranium	ludicrum	Peplud	(O. P.-Cambridge, 1861)
	Phyphantes	pinicrus	Phipin	(Simon, 1884)
	Phyphantes	phryganus	Phiphr	(C. L. Koch, 1836)
	Pocadicnemis	juncus	Pocjun	(Locke & Millidge, 1953)
	Pocadicnemis	pumila	Pocpum	(Simon, 1881)
	Perthomma	convexum	Percon	(Westring, 1851)
Perthomma	Perthomma	egria	Permeg	Simon, 1884
	Perthomma	microphthalmum	Permic	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Perthomma	oblitum	Perobl	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Perthomma	pygmaeum	Perpyg	(Blackwall, 1834)
	Primerigone	vagans	Privag	(Audouin, 1826)
	Saarlota	abnormis	Saabn	(Blackwall, 1841)
	Saltitella	brittleri	Saltbri	(Jackson, 1913)
	Savignia	frontata	Savfro	Blackwall, 1833
	Silometopus	ambiguus	Silamb	(O. P.-Cambridge, 1905)
	Silometopus	elegans	Silele	(O. P.-Cambridge, 1872)
	Silometopus	rossi	Silreu	(Thorell, 1871)
	Simulula	corrigor	Sincor	(Blackwall, 1856)
	Simulula	retroversus	Sinret	(O. P.-Cambridge, 1875)
Stemonyphantes	Stemonyphantes	lineatus	Stelin	(Linnaeus, 1758)
	Styloctitor	romanus	Styrom	(O. P.-Cambridge, 1872)
	Styloctitor	stativus	Stysta	(Simon, 1881)
	Tallusia	experta	Talexp	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Tapinocyba	pallens	Tappal	(O. P.-Cambridge, 1872)
	Tapinocyba	praecox	Tappra	(O. P.-Cambridge, 1873)
	Tapinocyboides	pygmaeus	Tappyg	(Menge, 1869)
	Tapinopa	longidens	Taplon	(Wider, 1834)
	Taranucnus	setosus	Tarset	(O. P.-Cambridge, 1863)
	Tenuiphantes	cristatus	Tencri	(Menge, 1866)
	Tenuiphantes	flavipes	Tenfla	(Blackwall, 1854)
	Tenuiphantes	mengeli	Tennen	(Kulczynski, 1887)
	Tenuiphantes	tenebricola	Tentenb	(Wider, 1834)
	Tenuiphantes	tenuis	Tenten	(Blackwall, 1852)
	Tenuiphantes	zimmermanni	Tenzim	(Berkau, 1890)
	Theonina	conix	Thecon	(Simon, 1881)
	Tiso	vagans	Tisvag	(Blackwall, 1834)
	Trichoncus	hackmani	Trihak	Millidge, 1955
	Trichoncus	helveticus	Trihel	Denis, 1965
	Trichoncus	saxicola	Trisax	(O. P.-Cambridge, 1861)
	Trichopterna	cito	Tricit	(O. P.-Cambridge, 1872)
Trichopternoides	Trichopternoides	thorelli	Tritho	(Westring, 1861)
	Trochrochus	scabrilucis	Troscra	(Westring, 1851)
	Walckenaeria	acuminata	Walacu	Blackwall, 1833
	Walckenaeria	anticeps	Walalt	(Denis, 1952)
	Walckenaeria	allica	Walant	(Wider, 1834)
	Walckenaeria	atrothalis	Walatr	(O. P.-Cambridge, 1878)
	Walckenaeria	capito	Walcap	(Westring, 1861)
	Walckenaeria	corniculans	Walcor	(O. P.-Cambridge, 1875)
	Walckenaeria	cucullata	Walcuc	(C. L. Koch, 1836)

Famille	Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Nesticidae	Nesticus	cellularius	Nescel	(Clerck, 1757)
	Oxyopes	heterophthalmus	Oxyhet	(Latreille, 1804)
	Oxyopes	lineatus	Oxylin	Latreille, 1806
	Oxyopes	ramosus	Oxyram	(Martini & Goeze, 1778)
Oxyopidae	Philodromus	albidus	Phialb	(Kulczynski, 1911)
	Philodromus	aureolus	Phiaur	(Clerck, 1757)
	Philodromus	buxi	Phiubx	Simon, 1884
	Philodromus	cespium	Phices	(Walkenaer, 1802)
	Philodromus	collinus	Phicol	C. L. Koch, 1835
	Philodromus	dispar	Phidis	Walkenaer, 1826
	Philodromus	emarginatus	Phiema	(Schrank, 1803)
	Philodromus	longipalpis	Philon	Simon, 1870
	Philodromus	margaritatus	Phimar	(Clerck, 1757)
	Philodromus	praedatus	Phipra	O. P.-Cambridge, 1871
Phidromidae	Philodromus	pulchellus	Phipul	Lucas, 1846
	Philodromus	rufus	Phiruf	Walkenaer, 1826
	Philodromus	arenarius	Thaare	L. Koch, 1872
	Thanatus	fornicinus	Thafor	(Clerck, 1757)
	Thanatus	sabulosus	Thasab	(Menge, 1875)
	Thanatus	striatus	Thastr	C. L. Koch, 1845
	Tibellus	maritimus	Tibmar	(Menge, 1875)
	Tibellus	oblongus	Tibobl	(Walkenaer, 1802)
Pholcidae	Pholcus	phalangioides	Phopha	(Fuesslin, 1775)
	Dolomedes	fimbriatus	Dofim	(Clerck, 1757)
	Dolomedes	planarius	Dofpla	(Clerck, 1757)
	Pisaura	mirabilis	Pismir	(Clerck, 1757)
Phauidae	Aeurlilus	v-inognitus	Aadv-i	(Clerck, 1757)
	Balthus	chalybeus	Balcha	(Walkenaer, 1802)
	Carrothos	xanthogramma	Carvan	(Latreille, 1819)
	Chalcoscirtus	infrinus	Chainf	(Simon, 1868)
	Dendryphantes	rufus	Dendruf	(Sundevall, 1833)
	Euphyrpus	frontalis	Eufro	(Walkenaer, 1802)
	Euphyrpus	herbigrada	Euoher	(Simon, 1871)
	Evarcha	arcuata	Euarcr	(

Annexe 2 (suite) : Liste de l'ensemble des espèces d'Araneae présentes dans la base de données
(Contient la liste des abréviations pour les espèces)

Famille	Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Gnaphosidae	Micaria	albovitata	Micalb	(Lucas, 1846)
	Micaria	formicaria	Micfor	(Sundevall, 1831)
	Micaria	guttulata	Micgut	(C. L. Koch, 1839)
	Micaria	pulicaria	Micpul	(Sundevall, 1831)
	Nomisius	exornatus	Nomexo	(C. L. Koch, 1839)
	Phaeocedus	braccatus	Phabr	(L. Koch, 1866)
	Poecilochroa	variana	Poevar	(C. L. Koch, 1839)
	Scotophaeus	blackwalli	Scobla	(Thorell, 1871)
	Scotophaeus	scutulatus	Scoscu	(L. Koch, 1866)
	Trachyzelotes	pedestris	Traped	(C. L. Koch, 1837)
	Zelotes	apricorum	Zelapr	(L. Koch, 1876)
	Zelotes	atrocaeruleus	Zelatr	(Simon, 1878)
	Zelotes	civicus	Zelciv	(Simon, 1878)
	Zelotes	cyaneiscens	Zelcya	Simon, 1914
	Zelotes	electus	Zelege	(C. L. Koch, 1839)
	Zelotes	erebeus	Zelere	(Thorell, 1871)
	Zelotes	gallicus	Zelgal	Simon, 1914
	Zelotes	latreillei	Zelatl	(Simon, 1878)
	Zelotes	longipes	Zeloni	(L. Koch, 1866)
	Zelotes	petrensis	Zelpet	(C. L. Koch, 1839)
	Zelotes	subterraneus	Zelsub	(C. L. Koch, 1833)
	Zelotes	tenuis	Zelten	(L. Koch, 1866)
Hahniidae	Antistea	elegans	Antele	(Blackwall, 1841)
	Hahnia	candida	Hahcan	Simon, 1875
	Hahnia	helweola	Hahhel	Simon, 1875
	Hahnia	montana	Hahmon	(Blackwall, 1841)
	Hahnia	nava	Hahnnav	(Blackwall, 1841)
	Hahnia	onoridum	Hahono	Simon, 1875
	Hahnia	pusilla	Hahpus	C. L. Koch, 1841
	Agynteta	cauta	Agycau	(O. P.-Cambridge, 1902)
	Agynteta	ramosa	Agyram	Jackson, 1912
	Agynteta	subtilis	Agysub	(O. P.-Cambridge, 1863)
Linyphiidae	Allomengea	vidua	Allivid	(L. Koch, 1879)
	Araeoncus	crassiceps	Aracra	(Westring, 1861)
	Araeoncus	humilis	Arahum	(Blackwall, 1841)
	Barbiphyma	pratense	Barpra	(Blackwall, 1861)
	Bathypantes	approximatus	Batapp	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Bathypantes	gracilis	Batgra	(Blackwall, 1841)
	Bathypantes	nigrinus	Batnig	(Westring, 1851)
	Bathypantes	parvulus	Batpar	(Westring, 1851)
	Centromerus	dilutus	Cendil	(O. P.-Cambridge, 1875)
	Centromerus	levitarsis	Cenlev	(Simon, 1884)
	Centromerus	serratus	Censer	(O. P.-Cambridge, 1875)
	Centromerus	sylvaticus	Censyl	(Blackwall, 1841)
	Ceratinella	brevipes	Cerbrep	(Westring, 1851)
	Ceratinella	brevis	Cerbre	(Wider, 1834)
	Ceratinella	scabrosa	Cerca	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Nephelocotes	obscurus	Cneobs	(Blackwall, 1834)
	Collisia	distincta	Coldis	(Simon, 1884)
	Collisia	inerrans	Coline	(O. P.-Cambridge, 1885)
	Dicymbium	nigrum	Dicnig	(Blackwall, 1834)
	Dicymbium	tibiale	Dictib	(Blackwall, 1836)
	Diplocephalus	cristatus	Dipcri	(Blackwall, 1833)
	Diplocephalus	graeus	Dipgra	(O. P.-Cambridge, 1872)
	Diplocephalus	permiatus	Dipper	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Diplocephalus	picinus	Dippic	(Blackwall, 1841)
	Diplostyla	concolor	Dipcon	(Wider, 1834)
	Dismodicus	bifrons	Disbif	(Blackwall, 1841)
	Donacochara	speciosa	Donspe	(Thorell, 1875)
	Entelecara	flavipes	Entfla	(Blackwall, 1834)
	Entelecara	omissa	Entomi	O. P.-Cambridge, 1902
	Erigone	atra	Eriatr	Blackwall, 1833
	Erigone	longipalpis	EriLon	(Sundevall, 1830)
	Erigone	hiemalis	Erihie	(Blackwall, 1841)
	Floronina	bucculenta	Flobuc	(Clerck, 1757)
	Frontinellina	frutetorum	Frofru	(C. L. Koch, 1834)
	Gnathonarium	dentatum	Gnaden	(Wider, 1834)
	Gonatium	rubellum	Gonrubm	(Blackwall, 1841)
	Gonatium	rubens	Gonrub	(Blackwall, 1833)
	Gonygldiellum	latebricola	Gonlat	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Gonygldiellum	murcidum	Gonmur	Simon, 1884
	Gonygldiellum	vivum	Gonviv	(O. P.-Cambridge, 1875)
	Gonygldium	rufipes	Gonruf	(Linnaeus, 1758)

Famille	Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Linyphiidae	Walckenaeria	cuspidata	Walcus	Blackwall, 1833
	Walckenaeria	dysderoides	Waldis	(Wider, 1834)
	Walckenaeria	furcillata	Walfur	(Menge, 1869)
	Walckenaeria	incisa	Walinc	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Walckenaeria	monoceros	Walmon	(Wider, 1834)
	Walckenaeria	nudipalpis	Walnud	(Westring, 1851)
	Walckenaeria	obtus	Walobt	Blackwall, 1836
	Walckenaeria	unicornis	Waluni	O. P.-Cambridge, 1861
	Walckenaeria	vigilax	Walvig	(Blackwall, 1853)
	Wiehlea	calcarifera	Wical	(Simon, 1884)
Locranidae	Erigone	dentipalpis	Eriden	(Wider, 1834)
	Meioneta	rurestris	Meiur	(C. L. Koch, 1836)
	Agroeca	brunnea	Agrbru	(Blackwall, 1833)
	Agroeca	inopina	Agrino	O. P.-Cambridge, 1886
	Agroeca	proxima	Agrpro	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Locranaeca	striata	Liostr	(Kulczynski, 1882)
	Scotina	celans	Scocel	(Blackwall, 1841)
	Scotina	palliardii	Scopal	(L. Koch, 1881)
	Alopecosa	accentuata	Aloacc	(Latreille, 1817)
	Alopecosa	albofasciata	Aloalb	(Brulle, 1832)
Lycosidae	Alopecosa	barbipes	Alobar	(Sundevall, 1833)
	Alopecosa	cuneata	Aloucun	(Clerck, 1757)
	Alopecosa	fabrilli	Alofab	(Clerck, 1757)
	Alopecosa	inquilina	Alolnq	(Clerck, 1757)
	Alopecosa	pulverulenta	Alolpul	(Clerck, 1757)
	Alopecosa	trabalis	Alotra	(Clerck, 1757)
	Arctosa	cinerea	Arccin	(Fabricius, 1777)
	Arctosa	fulvolineata	Arccul	(Lucas, 1846)
	Arctosa	leopardus	Arclleo	(Sundevall, 1833)
	Arctosa	lutetiana	Arcllut	(Simon, 1876)
Mimidae	Arctosa	perita	Arclper	(Latreille, 1799)
	Arctosa	variana	Arclvar	C. L. Koch, 1847
	Aulonia	albimana	Aulaib	(Walckenaer, 1805)
	Hogna	radiata	Hograd	(Latreille, 1817)
	Hygrolycosa	rubrofasciata	Hygrub	(Ohlert, 1865)
	Pardosa	agrestis	Paragr	(Westring, 1861)
	Pardosa	agricola	Paragri	(Thorell, 1856)
	Pardosa	amentata	Parame	(Clerck, 1757)
	Pardosa	bifasciata	Parbif	(C. L. Koch, 1834)
	Pardosa	hortensis	Parhor	(Thorell, 1872)
Mimidae	Pardosa	lugubris	Parlug	(Walckenaer, 1802)
	Pardosa	monticola	Parmon	(Clerck, 1757)
	Pardosa	nigripes	Parnig	(Thorell, 1856)
	Pardosa	paludicola	Parpalud	(Clerck, 1757)
	Pardosa	palustris	Parpal	(Linnaeus, 1758)
	Pardosa	pratigava	Parpra	(L. Koch, 1870)
	Pardosa	proxima	Parpro	(C. L. Koch, 1847)
	Pardosa	pullata	Parpul	(Clerck, 1757)
	Pardosa	saltans	Parsal	Töpler-Hofmann, 2000
	Pardosa	sphagnicola	Parsph	(Dahl, 1908)
Mimidae	Pardosa	vittata	Parvit	(Keyserling, 1863)
	Pirata	piraticus	Pirpir	(Clerck, 1757)
	Pirata	piscatorius	Pirpis	(Clerck, 1757)
	Pirata	tenuitarsis	Pirten	Simon, 1876
	Pirata	uliginosus	Piruli	(Thorell, 1856)
	Piratula	hygrophila	Pirhyg	(Thorell, 1872)
	Piratula	latitans	Pirlat	(Blackwall, 1841)
	Trochosa	robusta	Torrob	(Simon, 1876)
	Trochosa	ruricola	Torur	(De Geer, 1778)
	Trochosa	spinipalpis	Trospli	(F. O. P.-Cambridge, 1895)
Mimidae	Trochosa	terricola	Troter	Thorell, 1856
	Xerolycosa	miniata	Xermin	(C. L. Koch, 1834)
	Xerolycosa	memoralis	Xernem	(Westring, 1861)
	Ero	aphana	Eroaph	(Walckenaer, 1802)
	Ero	cambridgei	Erocam	Kulczynski, 1911
	Ero	furcata	Erofur	(Villers, 1789)
	Ero	tuberculata	Erotub	(De Geer, 1778)
	Cheiracanthium	elegans	Cheele	Thorell, 1875
	Cheiracanthium	erraticum	Cheerr	(Walckenaer, 1802)
	Cheiracanthium	mildei	Chemil	L. Koch, 1864
Mimidae	Cheiracanthium	pennyl	Chepen	O. P.-Cambridge, 1873
	Cheiracanthium	puncturium	Chepun	(Villers, 1789)
	Cheiracanthium	virescens	Chevir	(Sundevall, 1833)

Famille	Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Therididae	Enoplognatha	ovata	Enooov	(Clerck, 1757)
	Enoplognatha	thoracica	Enotho	(Hahn, 1833)
	Episinus	truncatus	Epitrn	Latreille, 1809
	Euryopis	flavomaculata	Eurfra	(C. L. Koch, 1836)
	Kochiura	aulica	Kocaul	(C. L. Koch, 1838)
	Neottiura	bimaculata	Neobim	(Linnaeus, 1767)
	Neottiura	suaveolens	Neosua	(Simon, 1879)
	Paidiscura	pallens	Paipal	(Blackwall, 1834)
	Parasteotoda	simulans	Parsim	(Thorell, 1875)
	Parasteotoda	lunata	Parlun	(Clerck, 1757)
	Parasteotoda	tepidiorum	Partep	(C. L. Koch, 1841)
	Pholcomma	gibbum	Phogib	(Westring, 1851)
	Phoroncidia	paradoxa	Phopar	(Lucas, 1846)
	Phycosoma	inornatum	Phyino	(O. P.-Cambridge, 1861)
	Phylloneta	impressa	Phyimp	(L. Koch, 1881)
	Platnickina	tincta	Platin	(Walckenaer, 1802)
	Robertus	arundineti	Robaru	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Robertus	lividus	Robliv	(Blackwall, 1836)
	Robertus	scoticus	Robsco	Jackson, 1914
	Rugathodes	instabilis	Rugin	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Sardinion	blackwalli	Sarbla	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Simitidion	simile	Simsim	(C. L. Koch, 1836)
	Steatoda	bipunctata	Stebip	(Linnaeus, 1758)
	Steatoda	grossa	Stegro	(C. L. Koch, 1838)
	Steatoda	pykulliana	Stepay	(Walckenaer, 1805)
	Steatoda	triangulosa	Stetri	(Walckenaer, 1802)
	Theionoe	minutissima	Themini	(O. P.-Cambridge, 1879)
	Theridion	hemerobium	Thehem	Simon, 1914
	Theridion	melanurum	Themel	Hahn, 1831
	Theridion	mystaceum	Themys	L. Koch, 1870
	Theridion	pinastri	Thepin	L. Koch, 1872
	Theridion	varians	Thevar	Hahn, 1833
Therididae	Theridiosa	gemmosum	Thegem	(L. Koch, 1877)
	Cozyptila	blackwalli	Cozbla	(Simon, 1875)
	Diaea	dorsata	Diador	(Fabricius, 1777)
	Ebrechtella	tricuspidata	Ebrtri	(Fabricius, 1775)
	Heriacea	melilottei	Hermel	Simon, 1886
	Misumenia	vatic	Misvat	(Clerck, 1757)
	Ozyptila	atomaria	Ozyato	(Panzer, 1801)
	Ozyptila	brevipes	Ozybre	(Hahn, 1826)
	Ozyptila	clavata	Ozycla	(Walckenaer, 1837)
	Ozyptila	pratcola	Ozypra	(C. L. Koch, 1837)
	Ozyptila	rauda	Ozyrau	Simon, 1875
	Ozyptila	sanctuaris	Ozyran	(O. P.-Cambridge, 1871)
	Ozyptila	simplex	Ozysim	(O. P.-Cambridge, 1862)
	Ozyptila	trux	Ozytru	(Blackwall, 1846)
	Pistius	truncatus	Pistru	(Pallas, 1772)
	Runcinia	grammica	Rungra	(C. L. Koch, 1837)
	Synema	globosum	Syn glo	(Fabricius, 1775)
	Thomisus	onustus	Thoonu	Walckenaer, 1805
	Tmarus	piger	Tmagig	(Walckenaer, 1802)
	Tmarus	stellio	Tmaste	Simon, 1875
	Xysticus	acerbus	Xysace	Thorell, 1872
	Xysticus	audax	Xysaud	(Schrank, 1803)
	Xysticus	bifasciatus	Xysbif	C. L. Koch, 1837
	Xysticus	cristatus	Xyscri	(Clerck, 1757)
	Xysticus	erraticus	Xyserr	(Blackwall, 1834)
	Xysticus	kempeleni	Xyskem	Thorell, 1872
	Xysticus	kochi	Xyskoc	Thorell, 1872
	Xysticus	lanio	Xyslan	C. L. Koch, 1835
	Xysticus	lineatus	Xyslin	(Westring, 1851)
	Xysticus	luctor	Xysluc	L. Koch, 1870
	Xysticus	luctuosus	Xysluc	(Blackwall, 1836)
	Xysticus	ninnii	Xysnin	Thorell, 1872
	Xysticus	robustus	Xysrob	(Hahn, 1832)
	Xysticus	ulmi	Xysulm	(Hahn, 1831)
Therididae	Titanoea	quadriguttata	Titqua	(Hahn, 1833)
	Titanoea	tristis	Tittri	L. Koch, 1872
	Hyptiotes	paradoxus	Hyppar	(C. L. Koch, 1834)
	Uloborus	walckenaerius	Uluwal	Latreille, 1806
	Zodariion	italicum	Zodita	(Canestrini, 1868)
	Zodariion	rubidum	Zodrub	Simon, 1914
	Zora	armillata	Zoram	Simon, 1878
	Zora	manicata	Zorman	Simon, 1878
	Zora	memoralis	Zornem	(Blackwall, 1861)
	Zora	parallela	Zorpar	Simon, 1878
	Zora	silvestris	Zorsil	Kulczynski, 1897
	Zora	spinimana	Zorspi	(Sundevall, 1833)

Annexe 3 : Liste de l'ensemble des espèces de Coléoptères Carabidae présentes dans la base de données (contient la liste des abréviations pour les espèces)

Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Abax	<i>carinatus</i>	<i>Abacar</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>ovalis</i>	<i>Abaoava</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>parallelepipedus</i>	<i>Aboparp</i>	(Piller & Mitterpacher, 1783)
	<i>parallelus</i>	<i>Abopar</i>	(Duftschmid, 1812)
Acupalpus	<i>brunnipes</i>	<i>Acubru</i>	(Sturm, 1825)
	<i>dubius</i>	<i>Acudub</i>	Schilsky, 1888
	<i>exiguus</i>	<i>Acuexi</i>	Dejean, 1829
	<i>luteatus</i>	<i>Aculut</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>maculatus</i>	<i>Acumac</i>	(Schaum, 1860)
	<i>meridianus</i>	<i>Acumer</i>	(Linnaeus, 1761)
	<i>fuliginosum</i>	<i>Agoful</i>	(Panzer, 1809)
	<i>micans</i>	<i>Agomic</i>	(Nicolai, 1822)
Agonum	<i>muelleri</i>	<i>Agomue</i>	(Herbst, 1784)
	<i>piceum</i>	<i>Agopic</i>	(Linnaeus, 1758)
	<i>scitulum</i>	<i>Agosci</i>	Dejean, 1828
	<i>afrum</i>	<i>Agaofr</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>eretic</i>	<i>Agieri</i>	(Panzer, 1809)
	<i>gracile</i>	<i>Agogra</i>	Sturm, 1824
	<i>lugens</i>	<i>Agolug</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>marginatum</i>	<i>Agomar</i>	(Linnaeus, 1758)
	<i>nigrum</i>	<i>Agonig</i>	Dejean, 1828
	<i>permoestum</i>	<i>Agoper</i>	Puel, 1938
	<i>sexpunctatum</i>	<i>Agosex</i>	(Linnaeus, 1758)
	<i>thoreyi</i>	<i>Agotho</i>	Dejean, 1828
	<i>viduum</i>	<i>Agovid</i>	(Panzer, 1796)
	<i>viridicupreum</i>	<i>Agovir</i>	(Goeze, 1777)
	<i>aenea</i>	<i>Amaoen</i>	(De Geer, 1774)
	<i>anthobia</i>	<i>Amaant</i>	A. Villa & G.B. Villa, 1833
Amara	<i>apricaria</i>	<i>Amaopr</i>	(Paykull, 1790)
	<i>aulica</i>	<i>Amazul</i>	(Panzer, 1797)
	<i>bifrons</i>	<i>Amabif</i>	(Gyllenhal, 1810)
	<i>communis</i>	<i>Amacom</i>	(Panzer, 1797)
	<i>concinna</i>	<i>Amacon</i>	Zimmermann, 1832
	<i>consularis</i>	<i>Amaconl</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>convexior</i>	<i>Amaconv</i>	Stephens, 1828
	<i>curta</i>	<i>Amacur</i>	Dejean, 1828
	<i>equestris</i>	<i>Amaequ</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>erythrocnema</i>	<i>Amoery</i>	Dejean, 1828
	<i>famelica</i>	<i>Amafamc</i>	Zimmermann, 1832
	<i>floralis</i>	<i>Amajlo</i>	Gaubil, 1844
	<i>fulva</i>	<i>Amajful</i>	(O.F. Müller, 1776)
	<i>fulvipes</i>	<i>Amajfulp</i>	(Audinet-Serville, 1821)
	<i>kulti</i>	<i>Amakul</i>	Fassati, 1947
	<i>littorea</i>	<i>Amalit</i>	C.G. Thomson, 1857
	<i>lunicollis</i>	<i>Amalun</i>	Schlödte, 1837
	<i>majuscula</i>	<i>Amamaj</i>	(Chaudoir, 1850)
	<i>montivaga</i>	<i>Amamon</i>	Sturm, 1825
	<i>nigricornis</i>	<i>Amanig</i>	C.G. Thomson, 1857
	<i>plebeja</i>	<i>Amople</i>	(Gyllenhal, 1810)
	<i>rufipes</i>	<i>Amaruf</i>	Dejean, 1828
	<i>tricuspidata</i>	<i>Amatri</i>	Dejean, 1831
	<i>eurynota</i>	<i>Amaeur</i>	(Panzer, 1797)
	<i>familiaris</i>	<i>Amafam</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>fusca</i>	<i>Amajfus</i>	Dejean, 1828

Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Carabus	<i>arcensis</i>	<i>Cararc</i>	Herbst, 1784
	<i>auratus</i>	<i>Caraur</i>	Linnaeus, 1761
	<i>auronitens</i>	<i>Caraura</i>	Fabricius, 1792
	<i>cancellatus</i>	<i>Carcan</i>	Illiger, 1798
	<i>convexus</i>	<i>Carcon</i>	Fabricius, 1775
	<i>granulatus</i>	<i>Cargra</i>	Linnaeus, 1758
	<i>monilis</i>	<i>Carmon</i>	Fabricius, 1792
	<i>nemoralis</i>	<i>Carnem</i>	O.F. Müller, 1764
Carterus	<i>problematicus</i>	<i>Carpro</i>	Herbst, 1786
	<i>fulvipes</i>	<i>Carful</i>	(Latreille, 1817)
Chlaenius	<i>nigricornis</i>	<i>Chlnig</i>	(Fabricius, 1787)
	<i>nitidulus</i>	<i>Chlnit</i>	(Schrank, 1781)
	<i>olivieri</i>	<i>Chloli</i>	(Crotch, 1871)
	<i>tibialis</i>	<i>Chltib</i>	Dejean, 1826
Chlaenius	<i>tristis</i>	<i>Chltr</i>	(Schaller, 1783)
	<i>vestitus</i>	<i>Chlves</i>	(Paykull, 1790)
	<i>chrysocephalus</i>	<i>Chlchr</i>	(P. Rossi, 1790)
	<i>spoliatus</i>	<i>Chlspo</i>	(P. Rossi, 1792)
Chlaenius	<i>velutinus</i>	<i>Chlvel</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>campestris</i>	<i>Ciccam</i>	Linnaeus, 1758
	<i>hybrida</i>	<i>Cichyb</i>	Linnaeus, 1758
	<i>collaris</i>	<i>Ciccol</i>	(Herbst, 1784)
Chlaenius	<i>fossor</i>	<i>Cifos</i>	(Linnaeus, 1758)
	<i>melancholicus</i>	<i>Crymel</i>	(Dejean, 1829)
	<i>tenebrosus</i>	<i>Cryten</i>	(Dejean, 1829)
Cychrus	<i>attenuatus</i>	<i>Cycatt</i>	(Fabricius, 1792)
	<i>caraboides</i>	<i>Cyccar</i>	(Linnaeus, 1758)
	<i>imperialis</i>	<i>Demiimp</i>	(Germar, 1824)
	<i>atricapillus</i>	<i>Dematr</i>	(Linnaeus, 1758)
Demetrias	<i>monostigma</i>	<i>Demman</i>	Samouelle, 1819
	<i>germanus</i>	<i>Diager</i>	(Linnaeus, 1758)
Dranus	<i>quadriraculatus</i>	<i>Droqua</i>	(Linnaeus, 1758)
	<i>dentata</i>	<i>Dryden</i>	(P. Rossi, 1790)
Drypta	<i>aeneus aeneus</i>	<i>Dysaen</i>	(Dejean, 1825)
	<i>agnatus</i>	<i>Dysagn</i>	(Motschulsky, 1844)
Dyschiridae	<i>globosus</i>	<i>Dysglo</i>	(Herbst, 1783)
	<i>tristis</i>	<i>Dystri</i>	(Stephens, 1827)
Dyschiridae	<i>angustatus</i>	<i>Dysang</i>	(Ahrens, 1830)
	<i>chalcus</i>	<i>Dyscha</i>	(Erichson, 1837)
Elaphrus	<i>aureus</i>	<i>Elaour</i>	P. Müller, 1821
	<i>cupreus</i>	<i>Elaocup</i>	Duftschmid, 1812
	<i>riparius</i>	<i>Elarip</i>	(Linnaeus, 1758)
Emphantes	<i>azurescens</i>	<i>Empazu</i>	(Dalla Torre, 1877)
	<i>secalis</i>	<i>Epasec</i>	(Paykull, 1790)
Gynandromorphus	<i>etruscus</i>	<i>Gynetr</i>	(Quensel in Schönherr, 1806)
	<i>laevipes</i>	<i>Harlae</i>	Zetterstedt, 1828
	<i>melancholicus</i>	<i>Harmel</i>	Dejean, 1829
	<i>pumilus</i>	<i>Harpum</i>	Sturm, 1818
Harpalus	<i>offinis</i>	<i>Haroff</i>	(Schrank, 1781)
	<i>anxious</i>	<i>Haranx</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>atratus</i>	<i>Haratr</i>	Latreille, 1804
	<i>attenuatus</i>	<i>Haratt</i>	Stephens, 1828
	<i>cupreus</i>	<i>Harcup</i>	Dejean, 1829
	<i>dimidiatus</i>	<i>Hardim</i>	(P. Rossi, 1790)

Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Oxytelus	<i>coeruleus</i>	<i>Ocycoe</i>	(Audinet-Serville, 1821)
	<i>cruciatus</i>	<i>Ocy cru</i>	(Dejean, 1831)
	<i>dalmatinus</i>	<i>Ocydal</i>	(Dejean, 1831)
	<i>deletus deletus</i>	<i>Ocydeldel</i>	(Audinet-Serville, 1821)
	<i>femoratus femoratus</i>	<i>Ocyfemfem</i>	(Sturm, 1825)
	<i>testaceus testaceus</i>	<i>Ocytestes</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>tetracolus tetracolus</i>	<i>Ocytettet</i>	(Say, 1823)
	<i>tetragrammus genei</i>	<i>Ocytetgen</i>	(Küster, 1847)
Oxys	<i>harpaloides</i>	<i>Ocyhar</i>	(Audinet-Serville, 1821)
	<i>striatum</i>	<i>Odostr</i>	(Fabricius, 1792)
Odonotus	<i>velox</i>	<i>Odovel</i>	(Linnaeus, 1761)
	<i>rotundatus</i>	<i>Olirot</i>	(Paykull, 1798)
Omophron	<i>limbatum</i>	<i>Omolim</i>	(Fabricius, 1776)
	<i>gracilis</i>	<i>Oodgra</i>	A. Villa & G.B. Villa, 1833
Oodes	<i>helapioides</i>	<i>Oodhel</i>	(Fabricius, 1792)
	<i>ardosiacus</i>	<i>Ophard</i>	(Lutshnik, 1922)
	<i>azureus</i>	<i>Ophazu</i>	(Fabricius, 1775)
	<i>brevicollis</i>	<i>Ophbre</i>	(Audinet-Serville, 1821)
Ophonus	<i>cordatus</i>	<i>Ophcor</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>laticollis</i>	<i>Ophlat</i>	Mannerheim, 1825
	<i>melletii</i>	<i>Ophmel</i>	(Heer, 1837)
	<i>opacus</i>	<i>Ophopa</i>	(Dejean, 1829)
	<i>puncticeps</i>	<i>Ophpunp</i>	Stephens, 1828
	<i>puncticollis</i>	<i>Ophpun</i>	(Paykull, 1798)
	<i>sabulicola</i>	<i>Ophsab</i>	(Panzer, 1796)
Oxytelus	<i>obscurus</i>	<i>Oxyobs</i>	(Herbst, 1784)
	<i>cruxmajor</i>	<i>Pancru</i>	(Linnaeus, 1758)
Panagaeus	<i>bipustulatus</i>	<i>Panbip</i>	(Fabricius, 1775)
	<i>linearis</i>	<i>Parlin</i>	(Olivier, 1795)
Paradromius	<i>longiceps</i>	<i>Parlon</i>	(Dejean, 1826)
	<i>albipes</i>	<i>Paralb</i>	(Fabricius, 1796)
Paranebris	<i>bistriatus</i>	<i>Parbis</i>	(Duftschmid, 1812)
	<i>maculicornis</i>	<i>Parmac</i>	(Duftschmid, 1812)
Paraphonus	<i>mendax</i>	<i>Parmen</i>	(P. Rossi, 1790)
	<i>atrurufus</i>	<i>Patatr</i>	(Stroem, 1768)
Perileptus	<i>areolatus</i>	<i>Perare</i>	(Creutzer, 1799)
	<i>biguttatus</i>	<i>Phibig</i>	(Fabricius, 1779)
Phibicithus	<i>guttula</i>	<i>Phigut</i>	(Fabricius, 1792)
	<i>lunulata</i>	<i>Philun</i>	(Geoffroy in Fourcroy, 1785)
Phibicithus	<i>iricolor</i>	<i>Phhiri</i>	(Bedel, 1879)
	<i>mannerheimii</i>	<i>Phiman</i>	(C.R. Sahlberg, 1827)
Phibicithus	<i>melanocephalus</i>	<i>Phimel</i>	(Dejean, 1825)
	<i>obtusa</i>	<i>Phyobt</i>	(Audinet-Serville, 1821)
Phibicithus	<i>depressus</i>	<i>Pladep</i>	(Audinet-Serville, 1821)
	<i>livens</i>	<i>Plaliv</i>	(Gyllenhal, 1810)
Poecilus	<i>kugelanni</i>	<i>Poekug</i>	(Panzer, 1797)
	<i>purpurascens</i>	<i>Poepur</i>	(Dejean, 1828)
	<i>cupreus</i>	<i>Poecup</i>	(Linnaeus, 1758)
	<i>lepidus</i>	<i>Poelep</i>	(Leske, 1785)
	<i>sericeus</i>	<i>Poeser</i>	Fischer von Waldheim, 1824
	<i>versicolor</i>	<i>Poever</i>	(Sturm, 1824)
Pogonus	<i>chalcus</i>	<i>Pogcha</i>	(Marsham, 1802)
	<i>connexus</i>	<i>Polcon</i>	(Geoffroy in Fourcroy, 1785)
Princidium	<i>punctulatum punctulatum</i>	<i>Pripunpun</i>	(Drapiez, 1821)

Annexe 3 (suite) : Liste de l'ensemble des espèces de Coléoptères Carabidae présentes dans la base de données (contient la liste des abréviations pour les espèces)

Genre	Espèce	Abréviation	Auteur
Anara	lucida	Amaluc	(Duftschmid, 1812)
	nitida	Amanit	Sturm, 1825
	similata	Amasim	(Gyllenhal, 1810)
	spreta	Amaspr	Dejean, 1831
	strenua	Amostr	Zimmermann, 1832
	tibialis	Amatib	(Paykull, 1798)
Amblystomus	niger	Ambnig	(Heer, 1841)
Anchanevus	dorsalis	Ancdar	(Pontoppidan, 1763)
Anisodactylus	binotatus	Anibin	(Fabricius, 1787)
Anisodactylus	poeciloides	Anipoe	(Stephens, 1828)
	signatus	Anisig	(Panzer, 1796)
Anthraxus	consputus	Antcon	(Duftschmid, 1812)
Apistus	europaeus	Apr eur	Mateu, 1980
Asaphidion	curtum	Asacur	(Heyden, 1870)
Atraneus	ruficollis	Atrruf	(Gautier des Cottés, 1857)
Badister	collaris	Badcol	Motschulsky, 1844
	dilatatus	Baddil	Chaudoir, 1837
	sodalis	Badsod	(Duftschmid, 1812)
	bullatus	Badbul	(Schränk, 1798)
	lacertosus	Badlac	Sturm, 1815
	meridionalis	Badmer	Puel, 1925
Bembidion	unipustulatus	Baduni	Bonelli, 1813
	quadririmaculatum	Bemquam	(Linnaeus, 1761)
	quadripustulatum	Bemqua	Audinet-Serville, 1821
	lateralis	Bemlat	Samouelle, 1819
Brachinus	crepitans	Bracre	(Linnaeus, 1758)
	elegans	Braele	Chaudoir, 1842
	explo dens	Braexp	Duftschmid, 1812
	psophia	Brapso	Audinet-Serville, 1821
Brachycellus	sclopeta	Brascl	(Fabricius, 1792)
	harpalinus	Brahar	(Audinet-Serville, 1821)
	ruficollis	Braruf	(Stephens, 1828)
Calathus	verbasci	Braver	(Duftschmid, 1812)
	fuscipes graecus	Calfusgra	Dejean, 1831
	cinctus	Calcin	Motschulsky, 1850
	erratus	Calerr	(C.R. Sahlberg, 1827)
	fuscipes	Calfus	(Goeze, 1777)
Colodromus	melanocephalus	Calmel	(Linnaeus, 1758)
	rotundicollis	Calrot	Dejean, 1828
	bifasciatus	Calbif	(Dejean, 1825)
Colodromus	spilatus	Calspi	(Illiger, 1798)
Genre	dispar	Hardis	Dejean, 1829
	distinguendus	Hardist	(Duftschmid, 1812)
	latus	Harlat	(Linnaeus, 1758)
	luteicornis	Harlut	(Duftschmid, 1812)
	modestus	Harmod	Dejean, 1829
	oblitus	Harobl	Dejean, 1829
Harpalus	picipennis	Harpic	(Duftschmid, 1812)
	rubripes	Harrub	(Duftschmid, 1812)
	rufipalpis	Harruf	Sturm, 1818
	serripes	Harser	(Quensel in Schönherr, 1806)
Lamprinus	smaragdinus	Harsma	(Duftschmid, 1812)
	subcylindricus	Harsub	Dejean, 1829
	tardus	Hartar	(Panzer, 1797)
Lebia	chlorocephalus	Lamchl	(J.J. Hoffmann, 1803)
	cyanocephalus	Lamcy	(Linnaeus, 1758)
Lebia	cruxminor	Lebcru	(Linnaeus, 1758)
	marginata	Lebmar	(Geoffroy in Fourcroy, 1785)
Leisus	ferrugineus	Leifer	(Linnaeus, 1758)
	fulvibarbis	Leiful	Dejean, 1826
	spinibarbis	Leispi	(Fabricius, 1775)
	depressus	Licdep	(Paykull, 1790)
Lidius	hoffmanseggii	Lichof	(Panzer, 1803)
Limodromus	assimilis	Limass	(Paykull, 1790)
Lionychus	quadrillum	Lioqua	(Duftschmid, 1812)
Loxocera	pilicornis	Lorpil	(Fabricius, 1775)
Masoreus	wetterhallii	Maswet	(Gyllenhal, 1813)
Metalina	lampros	Metlam	(Herbst, 1784)
	properans	Metpro	(Stephens, 1828)
Micralestes	maurus	Micmau	(Sturm, 1827)
	minutus	Micmin	(Goeze, 1777)
Nebria	brevicollis	Nebbre	(Fabricius, 1792)
	salina	Nesal	Fairmaire & Laboulbène, 1854
Notaphus	dentellus	Notden	(Thunberg, 1787)
	semipunctatus	Notsem	(Donovan, 1806)
	varius	Notvar	(Olivier, 1795)
Notaphus	biguttatus	Notbig	(Fabricius, 1779)
	germinyi	Notger	Fauvel in Grenier, 1863
	palustris	Notpal	(Duftschmid, 1812)
	quadripunctatus	Notqua	Dejean, 1826
	rufipes	Notruf	Curtis, 1829
Notaphus	substriatus	Notsub	C.R. Waterhouse, 1833
Pseudophonus	rufipes	Pseruf	(De Geer, 1774)
	griseus	Psegri	(Panzer, 1796)
Pterostichus	anthracinus	Pteant	(Illiger, 1798)
	diligens	Ptedil	(Sturm, 1824)
	gracilis	Ptegra	(Dejean, 1828)
	melanarius	Ptemel	(Illiger, 1798)
	ovoideus	Pteovo	(Sturm, 1824)
	quadrifoveolatus	Ptequa	Letzner, 1852
	arvernus	Ptearv	(Jeannel, 1937)
	cristatus	Ptecri	(L. Dufour, 1820)
	cursor	Ptecur	(Dejean, 1828)
	leonisi	Pteleo	Apfelbeck 1904
Pterostichus	mocer	Ptemac	(Marsham, 1802)
	modidus	Ptemad	(Fabricius, 1775)
	minor	Ptemin	(Gyllenhal, 1827)
	niger	Ptenig	(Schaller, 1783)
	nigrita	Ptenigr	(Paykull, 1790)
	oblongopunctatus	Pteobl	(Fabricius, 1787)
	pumilio	Ptepum	(Dejean, 1828)
Semiaphonus	strenuus	Ptestr	(Panzer, 1797)
	vernalis	Ptever	(Panzer, 1796)
Sinichostictus	signaticornis	Semsig	(Duftschmid, 1812)
Stenodaphnus	decoratus	Sindec	(Duftschmid, 1812)
	mixtus	Stemix	(Herbst, 1784)
	skrimshiranus	Steskr	Stephens, 1828
Stenodaphnus	teutonius	Steteu	(Schränk, 1781)
Stomis	pumicatus	Stopum	(Panzer, 1796)
Synchostictus	ruficornis	Synruf	Sturm, 1825
Syntomus	foveatus	Synfov	(Geoffroy in Fourcroy, 1785)
Syntomus	obscuroguttatus	Synobs	(Duftschmid, 1812)
Synuchus	vivalis	Synviv	(Illiger, 1798)
Tachyta	nana	Tacnan	(Gyllenhal, 1810)
Tachyura	parvula	Tacpar	(Dejean, 1831)
Trechoblenius	micros	Tremic	(Herbst, 1784)
Trechus	amplicollis	Treamp	Fairmaire, 1859
	obtusius	Treobt	Erichson, 1837
	quadristriatus	Trequa	(Schränk, 1781)
Trepares	assimilis	Treass	(Gyllenhal, 1810)
	gilvipes	Tregil	(Sturm, 1825)
Trepares	octomaculatus	Treoct	(Goeze, 1777)
Zabrus	tenebrioides	Zabten	(Goeze, 1777)

Annexe 4: Systématique des Araneae et des Coléoptères Carabidae

(The World Spider Catalog by Platnick N.I. Version 14.0, TAXREF Version 4.0)

Systématique des Araneae		
Ancien nom synonyme	Auteur	Nom Valide
Agelena gracilens	C.L. Koch, 1841	Allagelena gracilens
Coelotes inermis	(L. Koch, 1855)	Inermocoelotes inermis
Tegenaria pagana	C.L. Koch, 1840	Malthonica pagana
Tegenaria picta	Simon, 1870	Malthonica picta
Tegenaria silvestris	L. Koch, 1872	Malthonica silvestris
Atea triguttata	(Fabricius, 1757)	Araneus triguttatus
Clubiona stagnatalis	Roberts, 1995	Clubiona stagnatilis
Eresus cinnaberius	(Olivier, 1789)	Eresus kollari
Zelotes lutetianus	(L. Koch, 1866)	Drassylus lutetianus
Zelotes pedestris	(C. L. Koch, 1837)	Trachyzelotes pedestris
Zelotes praeficus	(L. Koch, 1866)	Drassylus praeficus
Zelotes pusillus	(C. L. Koch, 1833)	Drassylus pusillus
Zelotes silvicola	Denis, 1962	Zelotes cyanescens
Zelotes villicus	(Thorell, 1875)	Drassylus villicus
Micaria romana	L. Koch, 1866	Micaria albivittata
Allomenaea warburtoni	(O. P.-Cambridge, 1889)	Allomenaea vidua
Araeoncus crassipes	Heimer & Nentwig, 1991	Araeoncus crassiceps
Ceratinopsis stativa	(Simon, 1881)	Styloctetor stativus
Erigone vagans	Audouin, 1826	Primerigone vagans
Lepthyphantes angulatus	(O. P.-Cambridge, 1881)	Oryphantes angulatus
Lepthyphantes ericaceus	Palmgren, 1975	Palliduphantes ericaceus
Lepthyphantes cristatus	(Menge, 1866)	Tenuiphantes cristatus
Lepthyphantes flavipes	(Blackwall, 1854)	Tenuiphantes flavipes
Lepthyphantes insignis	O. P.-Cambridge, 1913	Palliduphantes insignis
Lepthyphantes mengei	Kulczyn'ski, 1887	Tenuiphantes mengei
Lepthyphantes pallidus	(O. P.-Cambridge, 1871)	Palludiphantes pallidus
Lepthyphantes tenuis	(Blackwall, 1852)	Tenuiphantes tenuis
Lepthyphantes zimmermani	Bertkau, 1890	Tenuiphantes zimmermani
Meioneta beata	(O. P.-Cambridge, 1906)	Meioneta affinis
Milleriana inerrans	(O. P.-Cambridge, 1885)	Collinsia inerrans
Pelecopsis nemoralis	(Blackwall, 1841)	Parapelecopsis nemoralis
Sintula cornigera	(Blackwall, 1856)	Sintula corniger
Trichopterna thorelli	(Westring, 1861)	Thricopternoides thorelli
Lepthyphantes pinicola	Simon, 1884	Piniphantes pinicola
Pirata hygrophilus	Thorell, 1872	Piratula hygrophila
Pirata latitans	(Blackwall, 1841)	Piratula latitans
Tricca lutetiana	(Simon 1876)	Arctosa lutetiana
Pardosa palitans	Simon, 1876	Pardosa vittata
Bianor aurocinctus	(Ohlert, 1865)	Sibianor aurocinctus
Dendryphantes nidicolens	(Walckenaer, 1802)	Macaroeris nidicolens
Euophrys aequipes	(O. P.-Cambridge, 1871)	Talavera aequipes
Evophrys sp.	*	Euophrys sp.
Euophrys browningi	Millidge & Locket, 1955	Pseudeuophrys obsoleta
Micrommata ligurinum	Levy, 1989	Micrommata ligurina
Meta mengei	(Blackwall, 1869)	Metellina mengei
Meta segmentata	(Clerck, 1757)	Metellina segmentata
Pachygnata clerckii	Sundevall, 1823	Pachygnata clercki
Achaeareanea lunata	(Clerck, 1758)	Parasteotoda lunata
Achaeareanea simulans	(Thorell, 1875)	Parasteatoda simulans
Achaeareanea tepidarium	(C.L. Koch, 1841)	Parasteatoda tepidarium
Anelosimus aulicus	(C. L. Koch, 1838)	Kochiura aulica
Keija tincta	Yoshida, 2001	Platnickina tincta
Steatoda phalerata	(Panzer, 1801)	Asagena phalerata
Theridion bimaculatum	(Linnaeus, 1767)	Neottiura bimaculata
Theridion blackwalli	O. P.-Cambridge, 1871	Sardinidion blackwalli
Theridion impressum	L. Koch, 1881	Phylloneta impressa
Theridion tinctum	Walckenaer, 1805	Platnickina tincta
Theridium pallens	Blackwall, 1834	Paidiscura pallens
Theridium sp.	Leach, 1824	Theridion sp.
Misumenops tricuspidatus	(Fabricius, 1775)	Ebrechtella tricuspidata
Oxyptila sp.	*	Ozyptila sp.
Ozyptila blackwalli	Simon, 1875	Ozyptila blackwalli
Xysticus kempelini	Bosmans & Janssen, 1982	Xysticus kempeleni

* Rectification injustifiée

Systématique des Coléoptères Carabidae		
Ancien nom synonyme	Auteur	Nom Valide
Agonum assimile	(Paykull, 1798)	Limodromus assimilis
Agonum emarginatum	Gyllenhal, 1827	Agonum afrum
Amara aulicus	(Panzer, 1797)	Amara aulica
Amara fulvus	(Müller, 1776)	Amara fulva
Amara ovata	Motschulsky, 1844	Amara littorea
Batenus livens	(Gyllenhal, 1810)	Platynus livens
Baudia anomala	(Perris, 1866)	Badister collaris
Bembidion articulatum	(Panzer, 1795)	Sinechostictus decoratus
Bembidion assimilis	Gyllenhal	Trepanes assimilis
Bembidion azurescens	(Dalla Torre, 1877)	Emphanes azurescens
Bembidion bicolor	(Bonniard De Saludo, 1970)	Philocthus biguttatus
Bembidion biguttatum	(Fabricius, 1779)	Philocthus biguttatus
Bembidion biguttatus	(Fabricius, 1779)	Notophilus biguttatus
Bembidion biguttatus	(Fabricius, 1779)	Philocthus iricolor
Bembidion coeruleum	Audinet-Serville, 1821	Ocydromus coeruleus
Bembidion cruciatus	(Dejean, 1831)	Ocydromus cruciatus
Bembidion dalmatinus	Dejean 1831	Ocydromus dalmatinus
Bembidion dentellum	(Thunberg, 1837)	Notaphus dentellus
Bembidion elongatum	Dejean, 1831	Paratachys bistriatus
Bembidion femoratum	Sturm, 1825	Ocydromus femoratus femoratus
Bembidion genei	Kuster, 1847	Ocydromus tetragrammus genei
Bembidion gilvipes	Sturm, 1825	Trepanes gilvipes
Bembidion guttula	(Fabricius, 1792)	Philocthus guttula
Bembidion haemorrhous	Stephens	Philocthus mannerheimii
Bembidion lampros	(Herbst, 1784)	Metalina lampros
Bembidion lateralis	Samouelle, 1819	Bembidion (Cilienus) lateralis
Bembidion lunulatum	(Geoffroy in Fourcroy 1785)	Philocthus lunulatus
Bembidion nitidulum	(Marsham, 1802)	Ocydromus deletus deletus
Bembidion obtusum	Audinet-Serville 1821	Phyla obtusa
Bembidion octomaculatum	(Goeze, 1777)	Trepanes octomaculatus
Bembidion properans	(Stephens, 1827)	Metalina properans
Bembidion punctulatum	Drapiez 1820	Principidion punctulatum punctulatum
Bembidion semipunctatum	(Donovan, 1806)	Notaphus semipunctatus
Bembidion striatum	(Fabricius, 1792)	Odontium striatum
Bembidion testaceum	(Duftschmid, 1812)	Ocydromus testaceus testaceus
Bembidion tetracolum	Say, 1823	Ocydromus tetracolum tetracolum
Bembidion varium	(Olivier, 1795)	Notaphus varius
Bembidion velox	(Linnaeus, 1761)	Odontium velox
Brachynus sp.	*	Brachinus sp.
Calathus piceus	Marsham, 1802	Calathus rotundicollis
Calodromius quadrinotatus	(Panzer, 1801)	Calodromius spilotus
Carabus arvensis	Herbst, 1784	Carabus arcensis
Carabus purpurascens	(Fabricius, 1798)	Poecilus purpurascens
Chlaenius nigricornis	(Fabricius, 1787)	Chlaeniellus nigricornis
Chlaenius nitidulus	(Schranck, 1781)	Chlaeniellus nitidulus
Chlaenius tibialis	Dejean, 1826	Chlaeniellus tibialis
Chlaenius tristis	(Schaller, 1783)	Chlaeniellus tristis
Chlaenius variegatus	(Fourcroy, 1785)	Chlaeniellus olivieri
Chlaenius vestitus	(Paykull, 1790)	Chlaeniellus vestitus
Clivina contracta	(Fourcroy, 1785)	Clivina collaris
Dyschirius aeneus	(Dejean, 1825)	Dyschiriodes aeneus aeneus
Dyschirius globosus	(Herbst, 1783)	Dyschiriodes globosus
Dyschirius lucidus	Putzeys, 1866	Dyschiriodes agnatus
Dyschirius luedersi	H. Wagner, 1915	Dyschiriodes tristis
Elaphropus parvulus	(Dejean, 1831)	Tachyura parvula
Europhilus fuliginosus	(Panzer, 1809)	Agonum fuliginosum
Europhilus micans	(Nicolai, 1822)	Agonum micans
Europhilus piceus	Linnaeus, 1758	Agonum piceum
Europhilus scitulus	(Dejean, 1828)	Agonum scitulum
Harpalus griseus	(Panzer, 1797)	Pseudophonus griseus
Harpalus latus	Audinet-Serville, 1821	Calathus fuscipes graecus
Harpalus pumilio	Casey, 1914	Harpalus pumilus
Harpalus quadripunctatus	Dejean, 1829	Harpalus laevipes
Harpalus rufipes	(DeGeer, 1774)	Pseudophonus rufipes
Harpalus signaticornis	(Duftschmid, 1812)	Semiophonus signaticornis
Harpalus tenebrosus	Dejean, 1829	Cryptophonus tenebrosus
Harpalus vernalis	(Fabricius, 1801)	Harpalus pumilus
Lamprias cyanocephala	(Linnaeus, 1758)	Lamprias cyanocephalus
Lebia chlorocephala	Hoffmannsegg, 1803	Lamprias chlorocephalus
Lebia crux-minor	(Linnaeus, 1758)	Lebia cruxminor
Ophonus melleti	(Heer, 1 837)	Ophonus melletii
Ophonus punctatulus	(Duftschmid, 1812)	Ophonus laticollis
Ophonus rotundicollis	Fairmaire & Laboulbène, 1854	Ophonus ardosiaceus
Ophonus rufipes	(DeGeer, 1774)	Pseudophonus rufipes
Ophonus schaubergerianus	Jeannel, 1942	Ophonus melletii
Panagaeus crux-major	(Linnaeus, 1758)	Panagaeus cruxmajor
Paranchus ruficornis	(De Geer, 1774)	Paranchus albipes
Platyderus ruficollis	Marsham, 1802	Platyderus depressus
Platynus assimile	(Paykull, 1790)	Limodromus assimilis
Platynus assimilis	Paykull, 1790	Limodromus assimilis
Pterostichus angustatus	(Duftschmid, 1812)	Pterostichus quadrioveolatus
Pterostichus anthracinum	(Illiger, 1798)	Pterostichus anthracinus
Pterostichus cupreus	(Linnaeus, 1758)	Poecilus cupreus
Pterostichus gracile	(Dejean, 1828)	Pterostichus gracilis
Pterostichus minus	Casey	Pterostichus melanarius
Pterostichus nigritus	(Paykull, 1790)	Pterostichus nigrita
Pterostichus pumicatus	(Panzer, 1796)	Stomis pumicatus
Trechus secalis	(Paykull, 1790)	Epaphys secalis

Table des matières

Sommaire

Presentation de la structure d'accueil

1.	Introduction.....	1
2.	Matériel & Méthodes.....	4
2.1.	Site d'étude	4
2.2.	Méthode de récolte des données	6
2.3.	Création de la base de données	6
2.4.	Traitement des données	6
2.4.1.	Sectorisation de la Loire	7
2.4.2.	Analyse discontinue	8
a.	Analyse des correspondances multiples	8
b.	Analyse factorielle des correspondances	8
2.4.3.	Analyse continue	9
2.4.4.	Logiciels utilisés.....	9
3.	Résultats.....	10
3.1.	Le groupe des Araneae	10
3.1.1.	Description des données	10
3.1.2.	Analyse discontinue	14
a.	Sectorisation de la Loire	14
b.	Analyse factorielle des correspondances	18
3.1.3.	Analyse continue	19
3.2.	Le groupe des Coléoptères Carabidae	21
3.2.1.	Description des données	21
3.2.2.	Analyse discontinue	23
a.	Sectorisation de la Loire	23
b.	Analyse factorielle des correspondances	27
4.	Discussion	29
4.1.	Analyse discontinue	29
4.2.	Analyse continue le long de la Loire Aval	31
4.3.	Perspectives et proposition d'un protocole standardisé	32
	Bibliographie	36

Table des annexes

Table des matieres

Table des illustrations

Table des illustrations

Figure 1: La Loire, ses affluents, son bassin versant.....	4
Figure 2: Les différents espaces de la rivière	5
Figure 3: Les zones humides de la tête de bassin à l'estuaire	5
Figure 4: Exemple de sectorisation de la Loire en secteurs, unités, tronçons et sous-tronçons (Malavoi, 2002).....	7
Figure 5: Nombre de données récoltées en fonction de la méthode employée	11
Figure 6: Richesse spécifique compte tenu de la méthode de récolte	11
Figure 7: Proportion de relevés par méthode de récolte compte tenu de la classe de richesse spécifique	12
Figure 8: Répartition des données Araneae en fonction des communes du bassin versant de la Loire	13
Figure 9: Nombre de données récoltées au sein de chaque unité de la Loire.....	13
Figure 10: Analyse en composantes multiples selon les axes 1 et 2 (variance expliquée=38%) de l'ensemble des données Araneae	14
Figure 11: Rapports de corrélations entre les variables qualitatives de départ et les axes principaux.....	15
Figure 12: Classification ascendante hiérarchique selon l'indice de Jaccard	15
Figure 13: Nombre d'espèces exclusives ou non à un secteur de la Loire.....	16
Figure 14: Nombre d'espèces se distribuant sur une ou plusieurs unités du fleuve Loire	16
Figure 15: Distribution des espèces en fonction des unités de sectorisation de la Loire	17
Figure 16: Analyse Factorielle des Correspondances selon les axes 1 et 2 (variance expliquée=59,3%) de l'ensemble des espèces	18
Figure 17: Régression linéaire de la richesse spécifique totale par sites en fonction de la distance à la mer (km).....	19
Figure 18: Régression linéaire du nombre total d'espèces halophiles par sites en fonction de la distance à la mer.....	19
Figure 19: Nombre d'espèces se distribuant sur une ou plusieurs classes de distance à la mer	20
Figure 20: Distribution des espèces en fonction de la classe de distance à la mer (km)	20
Figure 21: Nombre de données par méthode de récolte	21
Figure 22 : Proportion de relevés par méthode de récolte compte tenu de la classe de richesse spécifique	22
Figure 23: Répartition des données carabiques sur les communes du bassin versant de la Loire	22

Figure 24: Nombre de données récoltées en fonction de l'unité de sectorisation de la Loire ..	23
Figure 25: Analyse en composantes multiples selon les axes 1 et 2 (variance expliquée=39,8%) de l'ensemble des données Carabidae.....	23
Figure 26: Rapports de corrélations entre les variables qualitatives de départ et les axes principaux.....	24
Figure 27: Classification Ascendante Hiérarchique selon l'indice de Jaccard.....	25
Figure 28: Nombre d'espèces exclusives ou non à un secteur de la Loire.....	26
Figure 29: Nombre d'espèces se distribuant sur une ou plusieurs unités du fleuve Loire	26
Figure 30: Distribution des espèces en fonction des unités de sectorisation de la Loire	27
Figure 31: Analyse Factorielle des Correspondances selon les axes 1 et 2 (variance expliquée=47,5%) de l'ensemble des espèces	28
Figure 32: Piège à fosse type Barber. (d'après Woodcook, 2005).....	34

ENGAGEMENT DE NON PLAGIAT

Je, soussignée **MLLE LEFEBVRE Gaëlle**

déclare être pleinement consciente que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiée sur toutes formes de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée.

En conséquence, je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce rapport ou mémoire.

signé par l'étudiante le **01/08/2013 à Rennes**

Cet engagement de non plagiat doit être signé et joint à tous les rapports, dossiers, mémoires.

Présidence de l'université
40 rue de rennes – BP 73532
49035 Angers cedex

Tél. 02 41 96 23 23 | Fax 02 41 96 23 00



RÉSUMÉ

La Loire, fleuve sauvage emblématique, fait l'objet depuis 2012 d'un projet de mise en place d'un réseau d'Observation de la Biodiversité de la Loire et de ses Affluents (OBLA). Un des objectifs de ce réseau est l'élaboration d'une base de données sur la biodiversité, permettant à plus long terme une meilleure compréhension de la répartition et de la dynamique des espèces. L'étude réalisée ici, consiste en une synthèse des données existantes sur les Araneae et Coléoptères Carabidae, deux groupes sélectionnés pour leur caractère bioindicateur. Dans ce but, deux approches ont été choisies : une approche discontinue (sectorisation de la Loire) et une approche continue (gradient le long de la Loire). Les variables considérées étant la richesse spécifique totale ainsi que la richesse spécifique en halophile en fonction du gradient de salinité ; différentes communautés distinctes se succédant le long de la Loire ont pu être mises en évidence. Néanmoins, la salinité ne semble pas être le seul facteur influençant la distribution des espèces, d'où l'intérêt, dans de futurs suivis, de considérer d'autres facteurs comme la température du sol, l'amplitude ou la fréquence d'inondation (déjà rapportés comme ayant un rôle prépondérant dans les systèmes fluviaux).

Mots-clés : Loire, Araneae, Coléoptères Carabidae, sectorisation, structure d'assemblages, espèces halophiles, gradient de salinité.

ABSTRACT

The Loire River, iconic wild river, is the object since 2012 of a project of implementation of a network of Biodiversity Observation of the Loire and its Tributaries (OBLA). One objective of this network is to develop a database on biodiversity, allowing in the longer-term a better understanding of the distribution and dynamics of species. The present study is a synthesis of existing data on Araneae and Coleoptera Carabidae, both selected for their character bioindicator. For this purpose, two approaches were chosen: a discontinuous one (segmentation of the Loire) and a continuous one (gradient along the Loire). The variables considered are the total species richness and halophilic species richness according to the salinity gradient. Various distinct communities in succession along the Loire have been highlighted. However, salinity did not seem to be the only factor influencing the distribution of species, hence the interest for future monitoring, to consider other factors such as soil temperature, the amplitude or frequency of flooding (previously reported as having a key role in river systems).

Keywords : Loire River, Araneae, Coleoptera Carabidae, segmentation, assemblages structure, halophilic species, salinity gradient .