



**HAL**  
open science

## **ALOSA 2016-17**

Catherine Boisneau

► **To cite this version:**

Catherine Boisneau. ALOSA 2016-17. [Rapport de recherche] Université de Tours / Région Centre; CITERES. 2018. hal-02134961

**HAL Id: hal-02134961**

**<https://hal.science/hal-02134961>**

Submitted on 20 May 2019

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

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



# ALOSA 2016-17

## SUIVI DES ALOSES EN LOIRE MOYENNE ET BASSE LOIRE PEMIERE APPROCHE D'UNE ESTIMATION DES DENSITES DE SILURES EN LOIRE MOYENNE

C BOISNEAU  
Université de Tours  
CITERES IPAPE

Juin 2018





## **ALOSA 2016-17**

### **SUIVI DES ALOSES EN LOIRE MOYENNE 2016 et 2017 et PREMIERE APPROCHE D'UNE ESTIMATION DES DENSITES DE SILURES EN LOIRE MOYENNE**

**CONVENTION 2016 - 110473**

**Catherine Boisneau**

**Université de Tours, CITERES IPAPE**

JUILLET 2018

Catherine Boisneau, 2018. ALOSA 2016-17, Suivi des aloses en Loire moyenne 2016 et 2017 et première approche d'une estimation des densités de silures en Loire moyenne. Rapport de l'université de Tours, 99p.

Cette étude a été réalisée par l'université de Tours, Laboratoire CITERES, équipe IPAPE, 33 Allée F. de Lesseps, 37200 TOURS. Elle a été financée dans le cadre du Plan Loire grandeur Nature.

## Résumé

Les années 2016 et 2017 se caractérisent par un printemps ponctué de périodes de hautes eaux suivi d'un étiage prononcé, se prolongeant jusqu'à la fin de l'automne. Les géniteurs d'aloses ont rencontré des conditions hydrologiques favorables de migration au printemps 2016 et jusqu'au début avril 2017. Ils ont été échantillonnés à l'aide d'un filet-barrage et de filets maillants. Pour le filet-barrage, les CPUE de 2016 sont quasiment deux fois moins importantes que celles de 2017 mais restent à des niveaux faibles. Néanmoins, l'indice d'abondance annuel qui en résulte reste dans des valeurs supérieures à celles de la période 1984- 1998.

Les 351 individus échantillonnés pour les analyses biométriques sont à plus de 98 % des grandes aloses. 6 % n'ont pu être âgés. Classiquement, les classes d'âge s'étalent de 3 à 7 ans et les tailles et masses des individus diminuent de mars à mai. L'analyse à long terme de l'abondance des cohortes montre que la situation s'est dégradée en basse Loire mais est tout de même plus favorable que dans les années 80-90.

Malgré des efforts de pêche à la senne conséquents en 2016 et 2017, aucun aloson n'a été observé par les pêcheurs ces deux années. L'échantillonnage par ADN environnemental, conduit en 2016, a montré la présence de juvéniles en Loire moyenne uniquement pendant la première quinzaine de juillet.

La faisabilité d'une méthode d'estimation des densités de silure, prédateur de poissons migrateurs en parcours libre a combiné deux méthodes de dénombrement, par voie aérienne à partir de photos prises par un drone et par observations subaquatiques. La faisabilité d'une automatisation de la reconnaissance des silures via des algorithmes n'est pas possible actuellement, notamment en raison de la grande variabilité des couleurs du substrat.

Les dénombrements visuels des 13 663 images et les observations subaquatiques ont permis d'identifier au moins 394 individus et leurs habitats de repos en période estivale. Ce sont les fosses en aval des barres sédimentaires et les encombres. Les poissons peuvent être isolés ou en groupes, certains comptant plusieurs dizaines d'individus. Une première approche de l'estimation des densités des individus de taille supérieure à 0,4m donne des valeurs comprises entre 0,8 et 1,2 ind/ha ou 15,3 à 22,7 ind/km de cours d'eau.

L'attribution de l'âge des silures de taille >1,8m à partir des otolithes et des vertèbres reste peu aisée puisque 51% des individus se sont vus attribuer le même âge à partir de ces deux structures. Une grande variabilité de croissance, qui augmente avec l'âge, est observée. Pour une même taille des écarts allant jusqu'à 14 ans ont été observés. Les poissons se reproduisant pour la première, en moyenne, à 3 ans. Les plus âgés avaient 24 ans.

**Mots clefs** : Aloses, migration, âge, ADN environnemental, silure, densité, Loire

## Remerciements

Ce travail est le fruit d'une longue et étroite collaboration entre les pêcheurs professionnels du bassin de la Loire et l'Université de Tours. Que soient remerciées ceux qui participent depuis plusieurs années à l'échantillonnage des adultes et des juvéniles d'aloses, au filet-barrage et à la senne, et ceux qui, plus récemment fournissent les données en basse Loire ainsi que ceux qui ont fournis les vertèbres et otolithes de silure supérieur à 1,8 m.

Que soient également remerciés :

Les cofinanceurs de cette étude, l'Agence de l'eau Loire Bretagne, les fonds FEDER, la région Centre Val de Loire dans le cadre du PLGN4,

La DREAL Centre Val de Loire, l'entreprise SPYGEN pour les analyses d'ADN environnemental, Pierre Gaucher et Donatello Conte du Laboratoire d'Informatique de l'Université de TOURS, l'entreprise Dronecontrast pour les prises de vue par drone, Laure Virag du MNHN pour la préparation et la lecture des otolithes de silure, le CETU Elmis de l'université de Tours pour la bathymétrie et la participation aux observations subaquatiques, T. Lecomte et A Proust pour leur travail sur les vertèbres de silure, les techniciens de l'AAIPPBLB, Mathieu Bodin, Nicolas Bonnet et Antoine Proust, pour leur assiduité aux mesures biométriques, R. Guillod pour le suivi des alosons, le personnel de la cellule valorisation et gestionnaire des projets de l'université de Tours.

# Table des matières

Résumé.....	2
Remerciements .....	3
<b>Liste des illustrations.....</b>	<b>6</b>
<b>Liste des Tableaux .....</b>	<b>8</b>
<b>Annexes.....</b>	<b>8</b>
<b>1. Contexte et objectifs .....</b>	<b>9</b>
<b>2. Suivi des adultes d'aloses en migration de montaison.....</b>	<b>10</b>
2.1. Localisation des pêcheries d'étude .....	10
2.2. Caractéristiques des engins de pêche .....	11
2.3. Données recueillies et traitements .....	13
2.4. Résultats.....	17
2.4.1. Conditions hydrologiques.....	17
2.4.2. Calendriers de captures et CPUE.....	19
2.4.3. Caractérisation des adultes .....	26
2.4.4. Indice d'abondance des cohortes.....	31
<b>3. Suivi des juvéniles en migration de dévalaison.....</b>	<b>34</b>
3.1. Sites d'étude.....	34
3.2. Matériels et méthodes.....	35
Techniques d'échantillonnage.....	35
Protocole d'échantillonnage .....	36
CPUE .....	37
Mesures biométriques .....	37
Prélèvement et traitement d'ADN environnemental.....	38
3.3. Résultats.....	40
3.3.1. Calendrier d'échantillonnage des juvéniles.....	40
Echantillonnage par pêche .....	40
Echantillonnage par ADNe.....	42
3.3.4. Autres informations issues de l'ADN environnemental .....	43
<b>4. Faisabilité d'une méthode d'estimation des densités de silures .....</b>	<b>45</b>
4.1. Objectifs et démarche suivie .....	45
4.2. Matériel et méthodes.....	48
4.2.1. Prise de vue par drone et sélection des images.....	48
4.2.2. Reconnaissances automatique des silures .....	50
4.2.3. Observation subaquatique .....	51
4.2.4. Caractérisation des habitats de groupe par bathymétrie .....	54
4.2.5. Estimation des densités.....	55
4.3. Résultats.....	56
4.3.1. Prise de vue par drone et sélection des images.....	56
4.3.2. Reconnaissances automatique des silures .....	62
4.3.3. Observation subaquatique .....	63
4.3.4. Caractérisation des habitats par bathymétrie.....	69
4.3.5. Première approche des densités.....	73
<b>5. Attribution de l'âge pour des silures de longueur &gt; 1,8m.....</b>	<b>74</b>

5.1.	Attribution d'un âge à partir d'une pièce calcifiée.....	74
5.2.	Préparation des structures et méthodes d'attribution de l'âge .....	75
5.2.1.	Vertèbres.....	75
5.2.2.	Otolithes (L Virag MNHN) .....	78
5.2.3.	Rétrocalculs .....	82
5.3.	Résultats .....	82
5.3.1.	Attribution de l'âge .....	82
5.3.2.	Première reproduction : âge et taille .....	84
5.3.3.	Relation taille - âge.....	86
<b>6.</b>	<b>Discussion - Conclusion</b> .....	<b>87</b>
	<b>Références bibliographiques</b> .....	<b>90</b>
	<b>Gouvernance et valorisation du projet ALOSA 2016-17</b> .....	<b>94</b>

## Liste des illustrations

Figure 1 Localisation des pêcheries d'étude en 2016 et 2017 .....	11
Figure 2 Filet-barrage en Loire moyenne (photo M Bodin AAIPPBLB, 2009) .....	12
Figure 3 Localisation de la zone de prélèvement d'écaillés des géniteurs d'alose .....	14
Figure 4 Écaille de grande alose ( <i>Alosa alosa</i> ) (source : C. Boisneau).....	15
Figure 5 Principe de répartition des individus dans une cohorte .....	16
Figure 6 Principe de répartition des proportions des individus, observées lors de la migration, dans une cohorte de grande Alose de Loire .....	17
Figure 7 Débits de la Loire à Blois et à Montjean en 2016 et 2017 et moyennes interannuelles, 1998-2017 .....	18
Figure 8 CPUE quotidiennes exprimées en % de la plus forte CPUE au filet-barrage en 2016 (Lot K6) 20	
Figure 9 CPUE quotidiennes exprimées en % de la plus forte CPUE au filet maillant en 2016 (Lots H2-H3 et F17-G1-G3-G4) .....	21
Figure 10 Hydrologie printanière 2017 à Saumur et CPUE quotidiennes exprimées en % de la plus forte CPUE au filet-barrage .....	23
Figure 11 Distribution des CPUE des grandes aloses capturées au filet-barrage en 2017.....	23
Figure 12 Hydrologie printanière à Montjean-sur-Loire, Blois et CPUE quotidiennes des grandes aloses exprimées en % de la plus forte CPUE au filet maillant en 2017 .....	24
Figure 13 Evolution de l'indice d'abondance des pêcheries au filet-barrage à l'aval de la confluence Vienne-Loire. Les barres correspondent à l'écart-type.....	25
Figure 14 Age des adultes de grande alose échantillonnées au filet-barrage et au filet maillant.....	27
Figure 15 Relation taille-masse des grandes aloses échantillonnées au filet-barrage .....	28
Figure 16 Evolution temporelle des tailles et masses des grandes aloses mâles et femelles échantillonnées au filet-barrage en 2017 .....	29
Figure 17 Distribution des tailles et masses des grandes aloses mâles et femelles échantillonnées au filet-barrage et filets maillants en 2017 .....	30
Figure 18 Distribution des tailles, masses et embonpoints des grandes aloses mâles et femelles échantillonnées au filet maillant à mailles de 60mm et 50mm (Muides-sur-Loire) en 2017 .....	31
Figure 19 Indice d'abondance des cohortes de grande alose en Loire à l'aval de la confluence avec la Vienne.....	32
Figure 20 Localisation des sites d'échantillonnage des alosons en 2016 et 2017 .....	34
Figure 21 Localisation des trois points de prélèvement d'ADNe sur le site d'Amboise (37) en 2016 ..	35
Figure 22 Maniement de la senne de plage .....	36
Figure 23 Echantillonnage de l'ADN environnemental .....	39
Figure 24 Calendrier d'échantillonnage des alosons (calendrier julien) et nombre d'individus capturés .....	41
Figure 25 CPUE des alosons échantillonnés à la senne de plage de 2007 à 2017 .....	42
Figure 26 Occurrence des familles de poissons amphihalins en 2015 et en 2016 détectées par ADNe .....	43
Figure 27 Espèces comptant pour plus de 1% de la quantité d'ADN e total.....	44
Figure 28 Distribution des espèces introduites selon les résultats des analyses d'ADNe sur le site d'Amboise (37) en 2016 .....	44
Figure 29 Démarche suivie pour aboutir à une estimation des densités de silure en parcours libre en Loire.....	47
Figure 30 Site d'étude retenu pour les prises de vue aérienne, les observations subaquatiques et la bathymétrie (source Géoportail).....	48
Figure 31 Exemple de parcours du drone lors des prises de vue .....	50



Figure 32 Architecture du système de comptage par construction d'une carte de densité .....	51
Figure 33 Schéma du mode de prospection du cours d'eau pour estimation des densités de silure ..	52
Figure 34 Apnéistes en prospection dans une souche dans un chenal (en haut) et dans une encombre en berge (en bas) (© C Touraine).....	54
Figure 35 Session d'observations aériennes et subaquatiques. Les ovales orange correspondent aux effectifs de silures. Observations subaquatiques de 2016 (source : Géoportail) .....	56
Figure 36 Images prises par ULM (en haut à gauche) et par drone. Des silures sont présents sur toutes les photos sauf sur celle en bas à droite qui est un faux positif (ensemble de souches) (© C Boisneau) .....	58
Figure 37 Silure enfoui dans des algues vertes filamenteuses.....	59
Figure 38 Nature des faux positifs de silure .....	60
Figure 39 Occurrence des compositions en effectifs des groupes de silures échantillonnés par vues aériennes. Les nombres en gras correspondent aux % des effectifs de silure par type de groupe.....	60
Figure 40 Hétérogénéité des tailles dans un groupe de silure (© C Boisneau) .....	61
Figure 41 Paramètres de sous-estimation des silures isolés ou dans des groupes <10 individus .....	61
Figure 42 Exemple de découpage de l'image et carte de densité associée .....	62
Figure 43 Exemple de résultat du système sur une image de test .....	63
Figure 44 Silures en pleine eau sur fond de sable à cailloux, isolé ou en groupe .....	65
Figure 45 Silures sous des encombres, posés au sol, le corps partiellement caché (© C Boisneau)....	66
Figure 46 Silures dans des encombres le corps partiellement caché (© C Boisneau) .....	67
Figure 47 Habitats des silures observés en subaquatique .....	68
Figure 48 Occurrence des compositions en effectifs des groupes de silures échantillonnés par observations subaquatiques. Les nombres en gras correspondent aux % des effectifs de silure par type de groupe .....	68
Figure 49 Distribution en taille des individus observés en subaquatique.....	69
Figure 50 Bathymétrie de la station amont (Google earth) .....	69
Figure 51 Bathymétrie de la station aval (Google earth) .....	70
Figure 52 Localisation des profils en long et délimitation des fosses de la station amont.....	71
Figure 53 Profils bathymétriques 1 et 2 de la station amont (3 octobre 2017, débit Loire à Onzain 83m <sup>3</sup> /s).....	71
Figure 54 Localisation des profils en long et délimitation des fosses de la station aval.....	72
Figure 55 Profil bathymétrique de la station aval, le 4 octobre 2017, débit Loire à Onzain 79m <sup>3</sup> /s ...	72
Figure 56 Vertèbres de silure et balises des marques d'arrêt de croissance (Mx). La ligne correspond au rayon de référence (© C Boisneau).....	78
Figure 57 Otolithes de silures, face proximale à gauche et face distale à droite. L'espace entre les deux plus grands traits de la règle est de 1cm (© C Boisneau).....	79
Figure 58 Photographie sous binoculaire d'un <i>asteriscus</i> de silure (lumière réfléchie) et mesure du plus grand diamètre. © L. Virag, MNHN-Dinard .....	79
Figure 59 Otolithe <i>asteriscus</i> de silure ayant subi une coloration au bleu de toluidine © L. Virag, MNHN-Dinard.....	80
Figure 60 Caractéristiques de tailles de l'échantillon de poisson de longueur > 1,8m.....	83
Figure 61 Age et longueur des silures de longueur supérieure à 1,8m après observation des vertèbres. Les points rouges sont les individus pour lesquels aucun âge n'a pu être attribué par non accord des deux lecteurs .....	83
Figure 62 Accord d'attribution de l'âge entre les deux structures otolithes et vertèbres. La ligne rouge correspond à un accord parfait .....	84
Figure 63 Vertèbres de silure avec localisation de la première marque de reproduction (LOI-LM 84) (© C Boisneau) .....	85
Figure 64 Age et taille de première reproduction chez le silure .....	85

Figure 65 Relation taille âge de l'ensemble des silures (N=120)..... 86  
 Figure 66 Evolution des effectifs d'aloses aux passes à poissons gérées par LOGRAMI © ..... 87

## Liste des Tableaux

Tableau 1 Conditions d'attribution ou de non attribution d'un âge chez *A. alosa* ..... 15  
 Tableau 2 Variations de débits de la Loire à Blois et à Montjean au cours des printemps 2016 et 2017 (source : Banque Hydro)..... 19  
 Tableau 3 Dates de captures au filet-barrage en 2016 ..... 20  
 Tableau 4 CPUE au filet maillant en 2016 ..... 22  
 Tableau 5 Déroulement de la saison de pêche des grandes aloses capturées au filet maillant en 2017 ..... 24  
 Tableau 6 Taxons d'aloses échantillonnés et technique associée (FB = filet-barrage, FM = filet maillant) ..... 26  
 Tableau 7 Risque d'erreur (R) d'attribution d'un âge pour les aloses en 2016 et 2017 ..... 27  
 Tableau 8 Caractéristiques générales des grandes aloses capturées au filet-barrage ..... 28  
 Tableau 9 Niveau d'abondance des cohortes de grande alose en Loire à l'aval de la confluence de la Vienne..... 32  
 Tableau 10 Taxonomie et catégories des guildes de reproduction, d'alimentation, de sensibilité à la vitesse du courant et de sensibilité aux paramètres environnementaux (source : IPR et Keith *et al.*, 2011)..... 40  
 Tableau 11 Synthèse des échantillonnages aux engins des alosons en 2016 et 2017..... 41  
 Tableau 12 Présence- absences des alosons détectés par ADNe en Loire en 2016..... 42  
 Tableau 13 Paramètres de visibilité ..... 58  
 Tableau 14 Résultats obtenus sur des images test ..... 63  
 Tableau 15 Facteurs de sous-estimation des silures lors des observations subaquatiques ..... 64  
 Tableau 16 Volume des fosses ..... 72  
 Tableau 17 Valeurs de densités des silures..... 73

## Annexes

Annexe 1 : Caractéristiques des aloses hybrides et feintes

Annexe 2 : Coordonnées GPS des points d'échantillonnage d'ADN environnemental

Annexe 3: Protocole de filtration de l'eau pour la collecte d'ADN environnemental

Annexe 4: Liste des espèces de poissons et agnathes identifiées par ADN environnemental

# 1. Contexte et objectifs

Le Plan de Gestion des Poissons Migrateurs (PLAGEPOMI) 2014-2019 des bassins de la Loire, de la Sèvre niortaise et des côtiers vendéens, pour les espèces saumon, aloses, lamproies, truite de mer, anguille, mulot porc, flet commun, éperlan et esturgeon européen, a été arrêté le 20 février 2014. Il définit trois orientations fondamentales techniques : Préserver et ne pas dégrader l'existant aussi bien les espèces que les habitats, Reconquérir et restaurer les milieux favorables aux espèces amphihalines et Améliorer les connaissances et le suivi des populations dans un contexte de changement global. Les objectifs de ce plan de gestion sont repris dans divers outils opérationnels tel que le SDAGE (orientation fondamentale 9) et le Plan Loire Grandeur Nature 4, dans l'enjeu «retrouver un fonctionnement plus naturel des milieux aquatiques», volet «poissons grands migrateurs» avec le Contrat de Projet Interrégional Loire 2014-2020 et le Programme Opérationnel Interrégional Feder Loire 2014-2020.

Les aloses sont des poissons de la famille des Clupeidae. De par son état de migrateur amphihaline, la grande alose (*Alosa alosa*) est considérée comme un indicateur du fonctionnement longitudinal d'un bassin versant. En effet, bien que remontant un peu moins en amont que le saumon atlantique (*Salmo salar* L.), elle se distribue sur un plus grand nombre de tributaires. Après un séjour de 3 à 7 ans en mer, les adultes remontent sur les parties hautes de bassin versant pour se reproduire. Sur le bassin de la Loire, les principaux habitats historiques de reproduction se localisent en amont des barrages de Vichy sur l'Allier, Decize sur la Loire, Descartes sur la Creuse et Châtellerauld sur la Vienne. La durée d'incubation des œufs est rapide, 88°, les juvéniles ne séjournent que quelques jours sur le site de reproduction puis entament, durant l'été, leur migration vers la mer.

C'est dans ce contexte, écologique et réglementaire, que des opérations d'acquisition de connaissances et de suivi in situ des populations d'aloses sont financées depuis le début du Plan Loire Grandeur Nature. Ces opérations, principalement menées par deux opérateurs, Logrami (Loire Grands Migrateurs) et l'AAPPBLB (Association Agréée des Pêcheurs Professionnels du Bassin Loire Bretagne), en collaboration avec l'université de Tours.

Par ailleurs, des travaux récents sur le bassin de la Loire ont montré que le silure (*Silurus glanis*), poisson piscivore, réputé pour être opportuniste d'un point de vue alimentaire, consomme des cyprinidés mais également des poissons migrateurs dont les aloses (Boisneau, 2015). Cette consommation en période printanière confirme la grande plasticité et la grande opportunité alimentaire de cette espèce et n'est pas sans poser question quant à l'impact de cette espèce sur la

communauté de poissons migrateurs ligériens. En effet, ceux-ci sont consommés au droit des barrages mais également sur parcours libre de tout obstacle.

L'objectif du projet proposé pour 2016 et 2017, est triple. Il s'agit d'assurer la pérennité du suivi des aloses en Loire moyenne, débuté en 1984, et d'obtenir,

- 1) Pour la phase adulte, des indications sur la population migrante d'aloses (espèce, taille, poids, sexe, âge, calendrier de migration) en parcours libre d'obstacle. L'hypothèse posée est celle d'une augmentation des effectifs de géniteurs en lien avec la forte abondance des juvéniles observée en 2011.
- 2) Pour les juvéniles d'acquérir des données sur la période de dévalaison en couplant le suivi d'échantillonnage par pêche avec un échantillonnage par ADN environnemental, leurs caractéristiques biologiques et de connaître les habitats fréquentés lors de cette phase migratoire.
- 3) D'évaluer la faisabilité d'une méthode d'estimation des densités de silure en milieu naturel, en parcours libre d'obstacles, afin d'évaluer, ultérieurement, la pression de prédation exercée par cette espèce sur les espèces migratrices dont l'aloise et le saumon. Des dénombrements aériens et subaquatiques ont été couplés. L'hypothèse posée est celle d'une densité de silures, d'une taille supérieure à 0,4m, de 2 individus par ha. Un complément de prélèvement de vertèbres et d'otolithes est réalisé afin de finaliser l'attribution de l'âge chez les silures d'une taille supérieure à 1.8m.

## 2. Suivi des adultes d'aloses en migration de montaison

### 2.1. Localisation des pêcheries d'étude

En 2016, les captures des géniteurs d'aloses sont suivies sur trois pêcheries réparties entre La Ménittré (Maine et Loire) et Meung-sur-Loire (Loiret, Figure 1). Le filet-barrage est localisé à l'aval, sur les lots K6 et K7, entre les communes de Saint-Mathurin-sur-Loire et La Ménittré. Les captures au filet maillant (fixe ou dérivant) sont suivies sur les sites d'Amboise (lots H2, dept 41 et H3, dept.37) et Meung-sur-Loire (lots F17, G1, G3 et G4, dept.45).

En 2017, sont ajoutées à ces pêcheries, un point à l'aval de la confluence avec la Maine à Montjean-sur-Loire (lot L6, dépt 49) et un point intermédiaire en Loire moyenne, à Muides-sur-Loire (lot G7, dépt 41) avec une pratique du filet maillant (Figure 1).

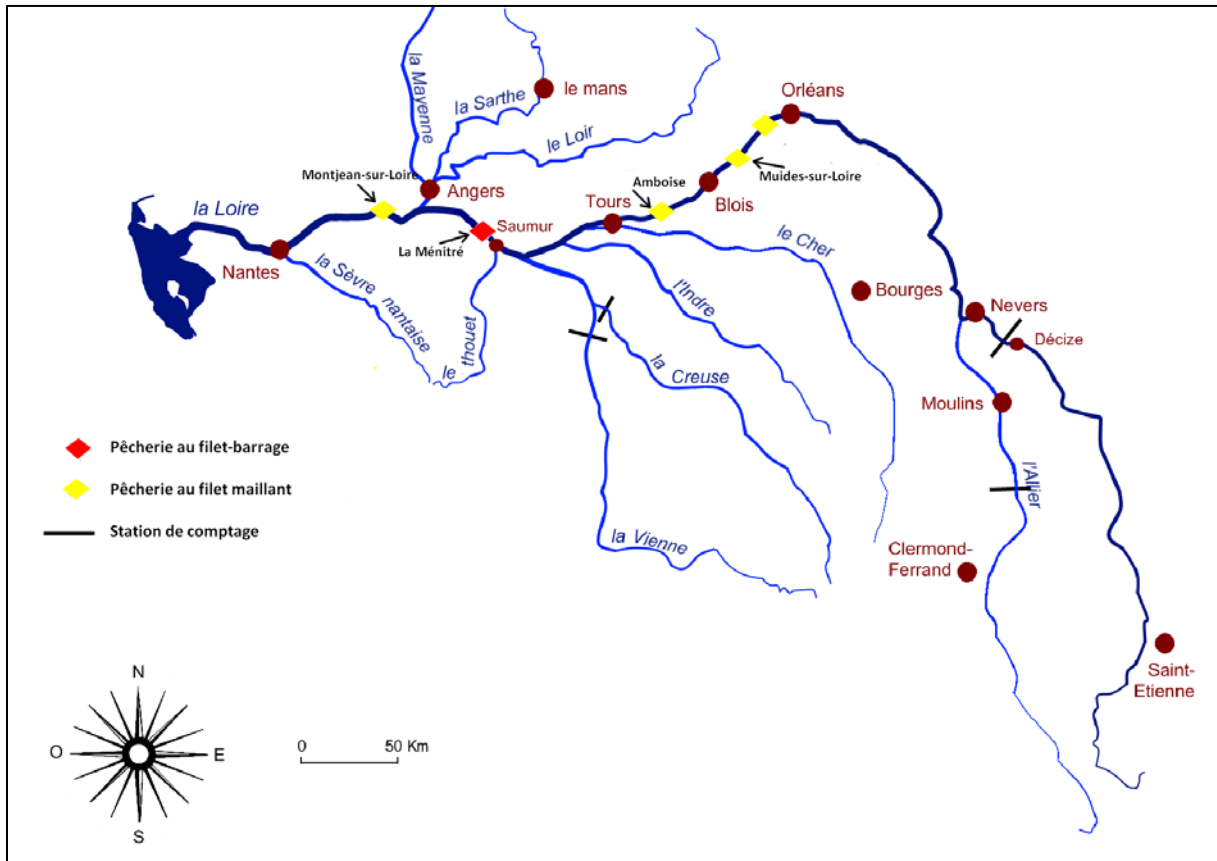


Figure 1 Localisation des pêcheries d'étude en 2016 et 2017

## 2.2. Caractéristiques des engins de pêche

### Le filet-barrage

Le filet-barrage est composé d'un long filet (ou nappe de 2 à 2,5m de haut pour 100m de long) disposé transversalement au courant (Figure 2). Cette structure est composée de puissants pieux métalliques, appelés pieux d'alignement, ancrés à l'aide de pieux de fond. De longues perches en bois, nommées fourchettes, servent à tendre le filet, ainsi la ralingue basse du filet est maintenue au fond par l'encoche située à la base des fourchettes et le verdon (cordage situé hors d'eau sur la fourchette) sert à attacher la ralingue haute du filet. La nappe du filet est ainsi tendue. **Ce filet ne**

**capture pas de poissons, mais créé un obstacle sensoriel que les aloses cherchent à contourner.** Le long du filet-barrage, à son aval immédiat, est installée une toue cabanée munie d'un carrelet. La toue est amarrée à deux pieux d'alignement et stabilisée à l'aide de 4 pieux de chevrage. Le carrelet de maille de 40 à 50mm est situé à l'avant ou sur le côté de la toue. De nombreux fils fins appelés sonnettes sont reliés au carrelet. Ces fils transmettent les touches aux pêcheurs par le biais d'une cordelette. Le pêcheur libère alors un contre poids qui permet un relevage rapide du carrelet.

Le filet-barrage est un système fixe, passif qui, lorsqu'il est utilisé en continu, permet de suivre les déplacements des poissons en montaison. Il est déclenché de la même manière par des poissons de grande taille comme les aloses ou les mulets et par des individus de petite taille comme les ablettes. Néanmoins, les poissons de longueur inférieure à 20 cm passent au travers des mailles du carrelet, les autres sont retenus et peuvent être capturés ou remis à l'eau. Cette technique présente également l'avantage de ne pas sélectionner les aloses par la taille.



Figure 2 Filet-barrage en Loire moyenne (photo M Bodin AAIPPBLB, 2009)

### **Le tramail**

Un tramail ou filet emmêlant est constitué de trois nappes de filets, d'une ralingue flottante et d'une ralingue plombée. Les deux nappes externes sont de mailles très importantes (200 mm à 500 mm). Au centre, la flue, plus haute, est caractérisée par un maillage plus faible (10 mm à 135 mm). Les filets emmêlant sont utilisés soit en dérivant soit posés. Pour employer le filet dérivant, le pêcheur doit au préalable contrôler minutieusement l'absence de croches sur le secteur de dérive. Cette action nécessite du temps et les zones sans accroches restent rares. Leur positionnement, lorsqu'ils

sont fixes, doit tenir compte des débris véhiculés par les eaux. Les filets sont généralement placés dans des zones abritées.

Les filets emmêlant dérivants ou fixes sélectionnent les espèces en fonction de leurs lieux et heures d'utilisation. La taille des mailles de la flue sélectionne également la taille des individus capturés. Pour la capture des aloses, des mailles de taille 55 et 65 mm sont utilisées. Cette taille sélectionne les gros individus. Les caractéristiques biométriques des aloses capturées au filet emmêlant ne reflètent donc pas les caractéristiques des géniteurs migrant comme le font les captures au filet-barrage. De plus, les captures au filet emmêlant sous-estimeront voire occulteront les aloses feintes et les hybrides.

### 2.3. Données recueillies et traitements

Quel que soit le mode de capture des aloses, chaque pêcheur note au quotidien la présence ou l'absence d'action de pêche, la durée ainsi que le nombre de poissons capturés. Le nombre de captures peut ainsi être rapporté à une unité commune d'effort de pêche, la Capture Par Unité d'Effort (CPUE) exprimée ici en nombre d'aloses capturées par heure de travail effectif :

$$\text{CPUE} = \frac{\text{Nb. aloses pêchées}}{\text{Nb. heures de pêche}}$$

Les mesures biométriques ne sont pratiquées que sur les individus faisant l'objet d'un échantillonnage particulier. Les poissons sont identifiés à l'espèce, sexés, pesés ( $\pm 10\text{g}$ ), et mesurés depuis l'extrémité de la tête jusqu'à l'échancrure de la nageoire caudale, longueur à la fourche (mm). L'identification spécifique se fait à partir du comptage des branchiospines (Br) sur le premier arc branchial gauche.

Si **Br > 84**, alors grande alose (*Alosa alosa*), notée **ALA**

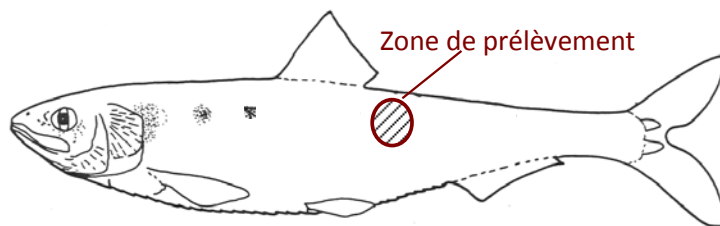
Si **Br < 60**, alors alose feinte (*Alosa fallax*), notée **ALF**

Si **60 < Br < 84**, alors alose hybride, notée **ALH**

Le coefficient de condition (K) est un rapport entre la longueur et la masse d'un individu. C'est un indicateur de l'état d'embonpoint d'un individu. Son calcul est le suivant :

$$K = \frac{100 \cdot \text{Masse} \text{ en gramme}}{(\text{Longueur Fourche} / 10)^3 \text{ en millimètre}}$$

Le prélèvement d'écaillés (15 environ) s'effectue après avoir enlevé le mucus sur la zone de prélèvement, en arrière de la nageoire dorsale et au-dessus de la ligne latérale (Figure 3). Cette zone commune aux deux espèces, est considérée comme optimale pour la lecture d'écaillés (cette zone de prélèvement des écaillés est plus vaste chez l'alose feinte). Les écaillés sont ensuite déposées dans une enveloppe individuelle contenant les caractéristiques de taille, de masse, de sexe et le site de capture.



**Figure 3 Localisation de la zone de prélèvement d'écaillés des géniteurs d'alose**

L'attribution de l'âge est faite au moyen d'un lecteur de microfiches avec un grossissement de 30 fois. Six écaillés sont déposées sur une lame et observées. Les marques d'arrêt de croissance, de reproduction sont recherchées sur chacune des six écaillés en veillant à ce que chacune des structures apparaissent dans chacun des champs de l'écaille (Figure 4) (Mennesson-Boisneau et Baglinière, 1992 ; Baglinière *et al.*, 2000). Si un individu ne peut recevoir d'âge à la première lecture, il sera repris lors d'une deuxième séance en utilisant un second lot de 6 écaillés. Lors de cette deuxième séance, il n'est pas toujours possible d'attribuer un âge à partir des écaillés. Trois cas se présentent alors (Tableau 1).



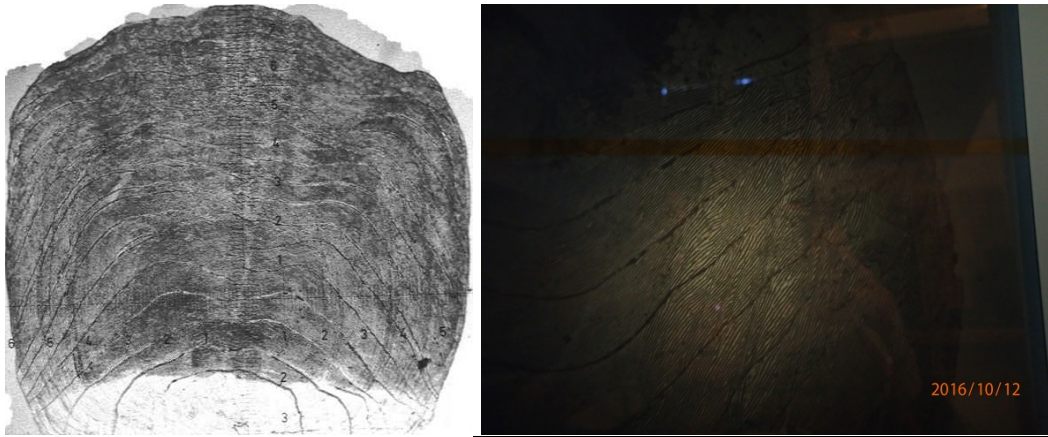


Figure 4 Écaille de grande alose (*Alosa alosa*) (source : C. Boisneau)

Tableau 1 Conditions d'attribution ou de non attribution d'un âge chez *A. alosa*

Etat de l'attribution	Condition	Attribution de l'âge
Ecailles entièrement régénérées	-	NON
Hésitation entre 2 classes d'âge	L'individu appartient à une classe de taille pour laquelle la probabilité d'appartenir à une classe d'âge est >0.9	OUI
Hésitation entre 2 classes d'âge	L'individu appartient à une classe de taille pour laquelle la probabilité d'appartenir à une classe d'âge est <0.9	NON

Le risque d'erreur d'attribution d'un âge, pour une classe d'âge, est R le rapport du nombre d'individu affecté à une classe d'âge après la seconde lecture sur le nombre d'individu affecté à cette classe d'âge.

La normalité des données a été vérifiée avec les le test de Shapiro-Wilk. Lorsque celles-ci ne suivent pas une loi normale, des tests non paramétriques ont été employés ainsi que la corrélation de Spearman dans l'estimation de relations. Dans le cas contraire des tests paramétriques de comparaison de variances, moyennes ont été utilisés. Tous les traitements statistiques ont été réalisés avec le logiciel XLstat.

Un indice d'abondance des captures réalisées au filet-barrage et des cohortes de grande alose avait été mis au point en 2011 en dissociant deux portions de Loire, l'une à l'amont de la confluence Loire-Vienne et l'autre à l'aval (Boisneau et al, 2011). Ces indices ont été recalculés jusqu'à l'année 2017 pour les captures et en intégrant la cohorte 2011, uniquement sur la partie aval puisque le filet-barrage du Maine et Loire est le seul actuellement opérationnel.

L'indice d'abondance des captures (IACapt) est la moyenne arithmétique des  $\ln(\text{CPUE}+1)$  pour chaque année et chaque zone. La CPUE est le nombre de poisson par heure de pêche pour chaque journée. La transformation logarithmique a pour fonction de réduire l'hétéroscédasticité des données. L'ajout de 1 à la CPUE permet d'intégrer les jours de captures nulles qui sont aussi informatives que celles avec des captures non nulles.

Après attribution d'un âge, chaque individu est intégré à une cohorte ou année de naissance (Figure 5, Figure 6) en posant le postulat suivant : la structure d'âge observée lors de la migration anadrome une année donnée, pour chaque sexe, correspond à la distribution des classes des individus matures d'une cohorte. Pour une année n, les individus âgés de 3 ans sont issues de la cohorte n-3, ceux de 4 ans de la cohorte n-4 et ceux de 5 ans de la cohorte n-5.

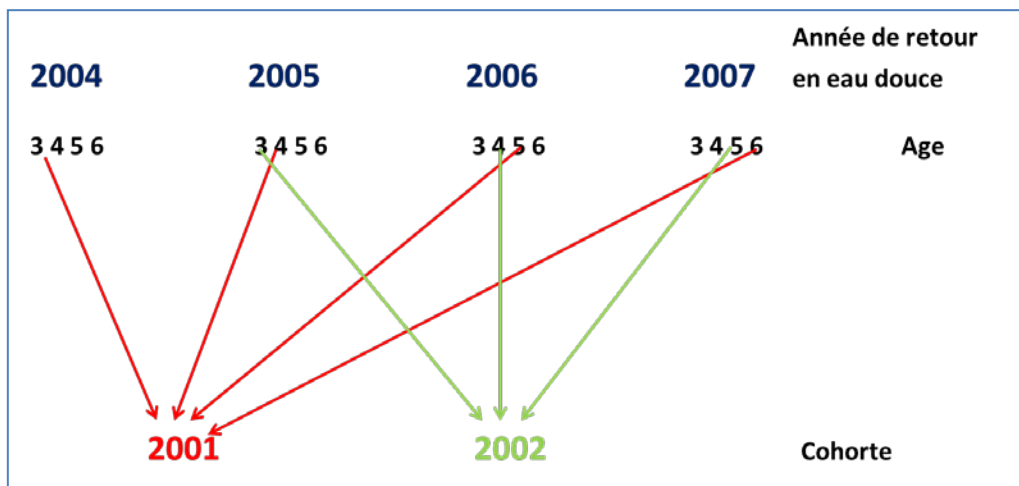


Figure 5 Principe de répartition des individus dans une cohorte

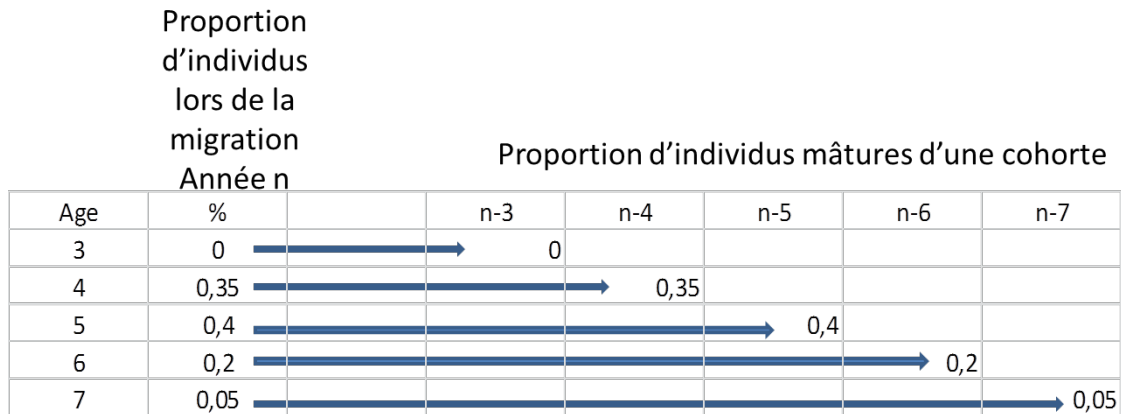


Figure 6 Principe de répartition des proportions des individus, observées lors de la migration, dans une cohorte de grande Alose de Loire

L'indice d'abondance des cohortes (IACoh), calculé pour les années de naissance 1980 à 2011, découle de l'indice de capture des adultes reproducteurs âgés de 4, 5 et 6 ans, les classes 3 ans et 7 ans comptant, respectivement, pour 2.8% et 1.2%. L'hypothèse d'une influence constante du milieu marin sur les poissons est posée. La proportion de survie d'une classe d'âge, pour chaque sexe, est considérée comme constante d'une cohorte à l'autre tout comme la proportion d'individus matures pour un âge donné, pour chaque sexe.

**IACoh** : somme des proportions de chaque classe d'âge (4 à 6 ans) multiplié par l'indice d'abondance de capture correspondant soit :

$IA\ coh\ brut\ x = \%de\ 4ans\ x_{+4} * IA\ capt\ x_{+4} + \%de\ 5ans\ x_{+5} * IA\ capt\ x_{+5} + \%de\ 6ans\ x_{+6} * IA\ capt\ x_{+6}$ , avec « x » l'année de naissance.

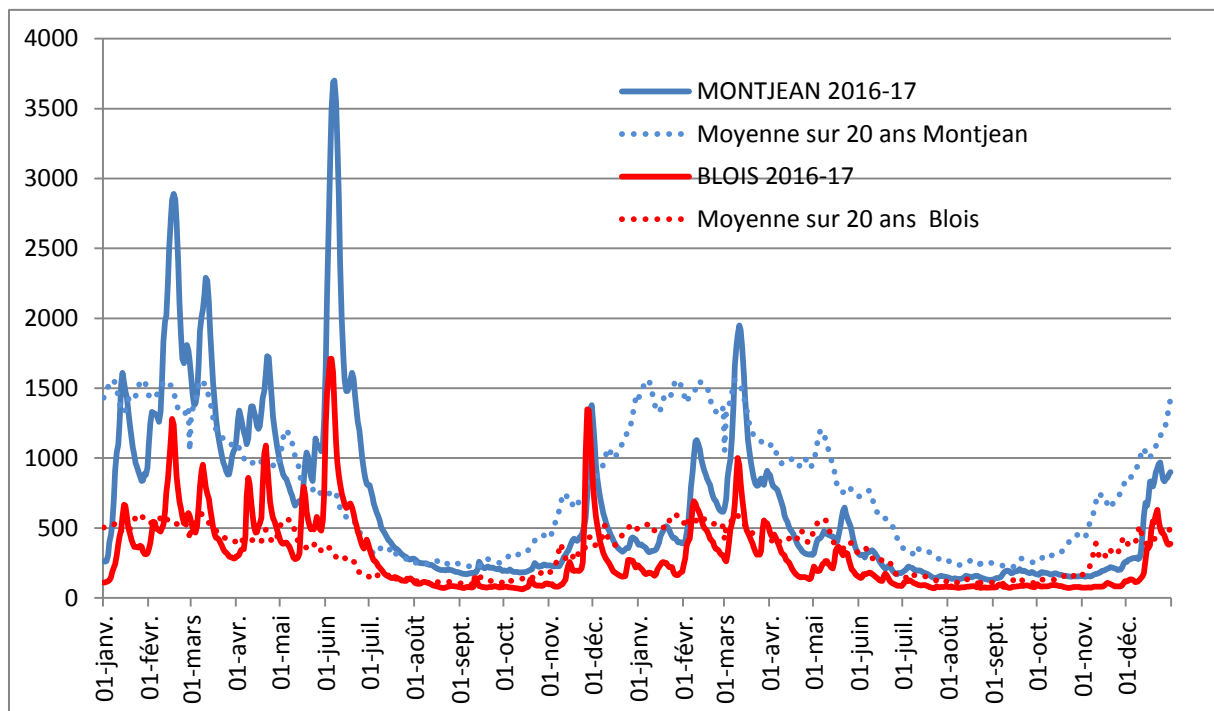
La contribution de chaque classe d'âge à l'abondance des cohortes prend en compte le rapport des sexes.

## 2.4. Résultats

### 2.4.1. Conditions hydrologiques

Les années 2016 et 2017, à Blois et à Montjean sur Loire, se caractérisent par un printemps ponctué de périodes de hautes eaux suivi d'un étiage, de niveau inférieur aux moyennes établies sur les 20 dernières années, et se prolongeant jusqu'au mois de décembre (Figure 7). A noter la crue de juin 2016, 1710 m<sup>3</sup>/s (valeur maximale le 5 juin) à Blois et 3700 m<sup>3</sup>/s (valeur maximale le 7 juin) à Montjean. Cette valeur est la troisième la plus élevée à Blois pour le mois de juin depuis 1900 (2590

m<sup>3</sup>/s le 1 juin 1977, 1750 m<sup>3</sup>/s le 7 juin 1913). Pour la période du 1 au 8 juin, elle correspond à une fréquence plus que vicennale pour la station de Blois et à fréquence plus que cinquantennale pour la station de Montjean (source Banque hydro, 1863-2017, CRUCAL). En 2016, l'étiage a été rompu par une crue très brutale avec une augmentation de 1095 m<sup>3</sup>/s en 5 jours à Blois à partir du 23 novembre. Les débits post crue furent également des débits d'étiage (Figure 7). Pour 2017, les débits moyens sont passés très tôt en dessous des valeurs des 20 dernières années, 21 mars à Montjean et le 5 avril à Blois, en préliminaire à un étiage plus précoce.



**Figure 7 Débits de la Loire à Blois et à Montjean en 2016 et 2017 et moyennes interannuelles, 1998-2017 (Source : Banque Hydro)**

Entre le 1er mars et le 31 mai 2016, les brusques variations de débits (Tableau 2) ont rendu le suivi des captures au filet-barrage délicat. Elles rendent en effet impossible l'utilisation de cette technique puisque la hauteur d'eau utile est définie par la hauteur de la nappe (2 à 3m). Les crues étant généralement associées à des dérives de végétaux aquatiques, branchages ou troncs, le pêcheur au filet-barrage interrompt systématiquement son effort de pêche dans de telles conditions hydrologiques en démontant son installation. Ce processus s'est répété pour le printemps 2017 mais pour des débits moins importants. Les pêches aux filets fixes ou dérivants sont également susceptibles

d'être perturbées en raison de la dérive des végétaux aquatiques, branchages ou troncs et objets divers mais dans une moindre mesure.

**Tableau 2 Variations de débits de la Loire à Blois et à Montjean au cours des printemps 2016 et 2017**  
(source : Banque Hydro)

Variations de débits à Blois en 2016				Variations de débits à Montjean-sur-Loire en 2016			
Période	Nb jours	Augmentation de débit (m <sup>3</sup> /s)		Période	Nb jours	Augmentation de débit (m <sup>3</sup> /s)	
		Sur période	Par jour			Sur période	Par jour
04 au 09/03	6	486	81	03 au 11/03	9	910	101
06 au 09/04	4	511	128	27/03 au 03/04	8	456	57
15 au 21/04	7	621	89	08 au 11/04	4	270	68
12 au 17/05	6	515	86	16 au 22/04	7	520	74
29/05 au 04/06	7	1229	176	29/05 au 07/06	10	2650	265

2017

Variation de débit à Blois				Variation de débit à Montjean-sur-Loire			
Période	Nb jours	Augmentation de débit (m <sup>3</sup> /s)		Période	Nb jours	Augmentation de débit (m <sup>3</sup> /s)	
		Sur période	Par jours			Sur période	Par jours
2 au 10/03	9	755	84	1 au 11/03	11	1301	118
25 au 28/03	4	252	63	28 au 30/03	3	98	33
14 au 17/03	4	148	37	17 au 22/05	6	243	41

#### 2.4.2. Calendriers de captures et CPUE

##### *Année 2016 : Calendrier des captures au filet-barrage*

En raison des forts débits en début de saison (cf 2.4.1.), le pêcheur n'a pu installer son filet-barrage que le 22 mars lorsque le débit à Saumur était de l'ordre de 800 m<sup>3</sup>/s (Figure 8). Une deuxième importante montée d'eau l'a contraint à retirer son filet-barrage du 16 au 25 avril. L'effort de pêche a donc été tardif et discontinu. Aussi, pour optimiser l'efficacité de la technique de pêche, le filet-barrage a été déplacé à 8 reprises tout au long de la campagne de pêche afin de s'adapter au mieux aux différentes conditions hydrologiques. D'une manière générale, la pêche au filet-barrage n'a pu être possible qu'en période de décrue et lorsque les débits étaient inférieurs à 1000m<sup>3</sup>/s. Sur la

période théorique de migration d'aloses dans ce secteur (entre le 1er mars et le 31 mai), les débits ont été inférieurs à 1000m<sup>3</sup>/s seulement pendant 45 jours, soit la moitié de la période considérée.

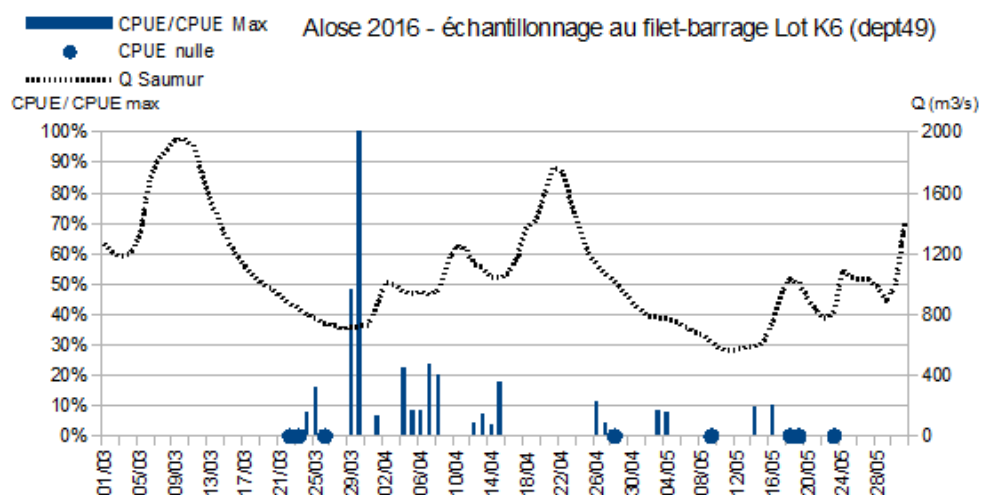


Figure 8 CPUE quotidiennes exprimées en % de la plus forte CPUE au filet-barrage en 2016 (Lot K6)

Tableau 3 Dates de captures au filet-barrage en 2016

Alose 2016 – CPUE filet-barrage		Lot K6
Effort de pêche	Date de début de pêche	22 mars
	Date de première capture d'aloses	24 mars
	Date de dernière capture d'aloses	16 mai
	Date de fin de pêche	23 mai
	Nombre de jours de pêche	29
	Nombre de jours avec CPUE nulle	8 (soit 28%)
CPUE	CPUE moyenne – CPUE médiane	0,49 – 0,31
	CPUE maximum	3,88
	Date de CPUE max	30 mars

Entre le 22 mars et le 23 mai, l'effort de pêche au filet-barrage n'est que de 29 jours, pour une saison de pêche de 62 jours, parmi lesquels 28% ont une CPUE nulle (Tableau 3). La CPUE moyenne est relativement faible (0,49, soit 1 alose toutes les 2 heures). Le pic de capture a eu lieu le 30 mars, lorsque les débits étaient parmi les plus faibles (722m<sup>3</sup>/s).

### Année 2016 : Calendrier des captures au filet maillant

Comme pour l'échantillonnage au filet-barrage, les niveaux d'eau conditionnent les efforts de pêche au filet maillant, qu'il soit dérivant ou fixe. Lors des brutales augmentations de débits, la pêche n'a pu

être possible en raison des dérives importantes de branches et troncs en surface et entre deux eaux (Figure 9). Deux pêcheries ont fourni leurs données. Les échantillonnages ont débuté les 29 mars (dépt 37) et 6 avril (dépt 45) avec les premières CPUE non nulles. Sur le site aval, les meilleures captures ont eu lieu les 1 et 14 avril (Tableau 4). Cette pêcherie présente la meilleure valeur de CPUE moyenne (3,30) alors que 30% des efforts de pêche ont conduit à une absence de capture. La pêcherie amont (dépt.45) présente une meilleure CPUE maximum (15,60) mais les valeurs des CPUE moyenne et médiane ne sont pas élevées (respectivement 1,38 et 0,30) indiquant également que de nombreuses sorties de pêche se sont soldées par de faibles captures.

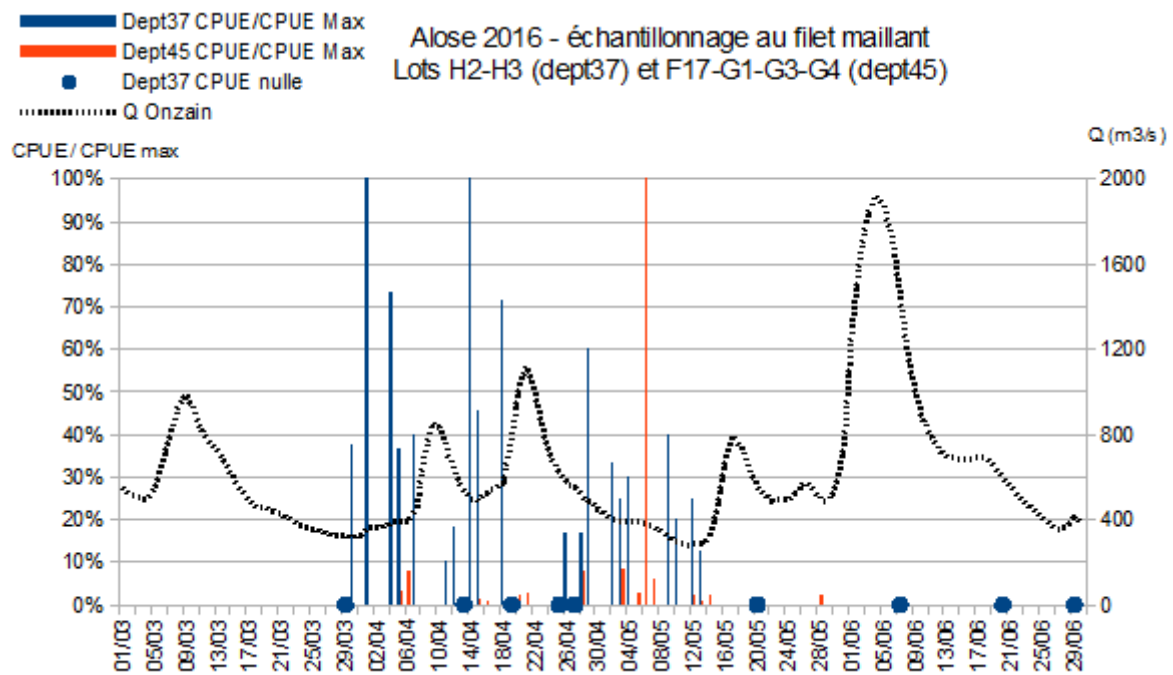


Figure 9 CPUE quotidiennes exprimées en % de la plus forte CPUE au filet maillant en 2016 (Lots H2-H3 et F17-G1-G3-G4)

Tableau 4 CPUE au filet maillant en 2016

		Dépt.37	Dépt.45
		H2-H3	F17-G1-G3-G4
Engin de pêche	F (fixe) et/ou D (dérivant)	D	F
	Maille en mm	55 ; 60 ; 65	60
Effort de pêche	Date de début de pêche	29-mars	05-avr
	Date de première capture d'aloses	30-mars	05-avr
	Date de dernière capture d'aloses	13-mai	28-mai
	Date de fin de pêche	29-juin	28-mai
	Nombre de jours de pêche	30	18
	Nombre de jours avec CPUE nulle	9 (30%)	0
CPUE	CPUE moyenne – CPUE médiane	3,30 – 2,29	1,38 – 0,30
	CPUE maximum	12	15,6
	Date de CPUE max	1 et 14 avril	06-mai

### *Année 2017 : Calendrier des captures au filet-barrage*

En raison des forts débits en début de saison, le filet-barrage (159 km de l'océan) n'a pu être installé que le 28 mars, lorsque le débit à Saumur était de l'ordre de 700 m<sup>3</sup>/s (Figure 10). Les captures d'aloses sont réparties entre le 3 avril et le 17 mai. L'effort de pêche sur cette période est assez continu avec en moyenne 4,5 jours de pêche par semaine. Le pêcheur a varié ses heures de pêche de tôt le matin jusqu'à tard le soir. Au total, l'effort de pêche a été mis en œuvre durant 32 journées dont 10 (31%) sans capture. La diminution constante du débit entre fin mars et fin avril (de 830 à 260 m<sup>3</sup>/s) a contraint le pêcheur à déplacer son filet-barrage à trois reprises. A la mi-mai, une crue a rendu la pêche délicate, c'est pourquoi le filet a été rabattu pour ne pas se faire arracher. Il a par la suite été de nouveau installé sur un quatrième site, mais aucune alose n'a été capturée. Sur 32 journées avec effort de pêche, la CPUE moyenne est de 0,80 soit une alose capturée toutes les 1h15 (Figure 11). La CPUE maximale est de 3 tandis que la minimale est de 0. La CPUE moyenne de 2017 est plus élevée que celle de 2016.



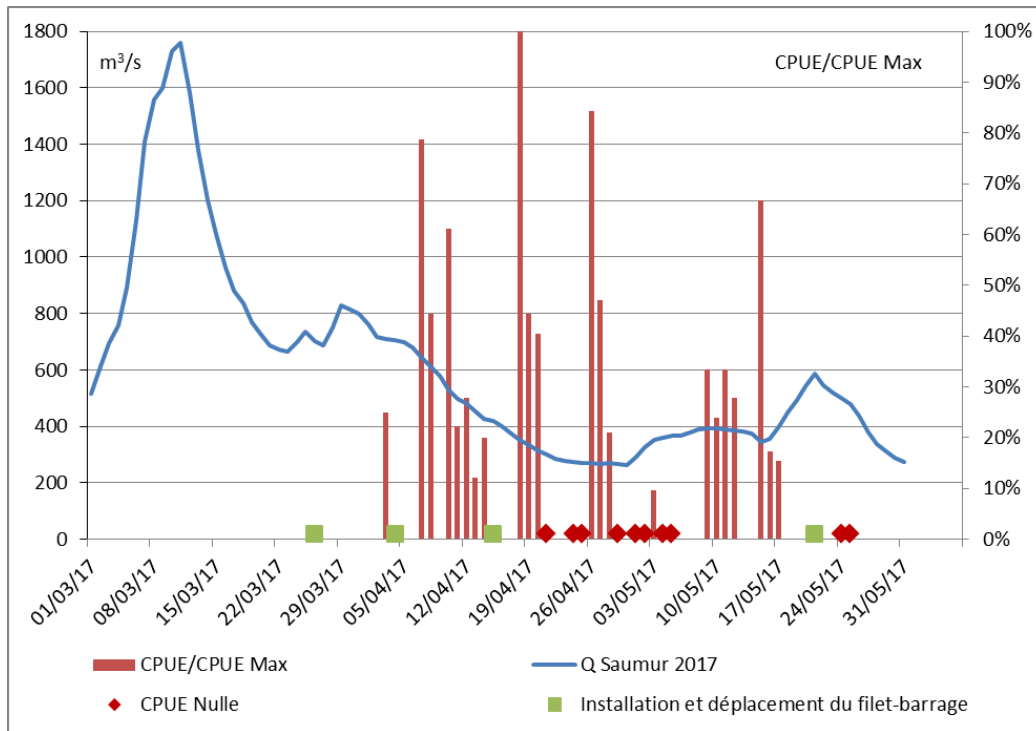


Figure 10 Hydrologie printanière 2017 à Saumur et CPUE quotidiennes exprimées en % de la plus forte CPUE au filet-barrage

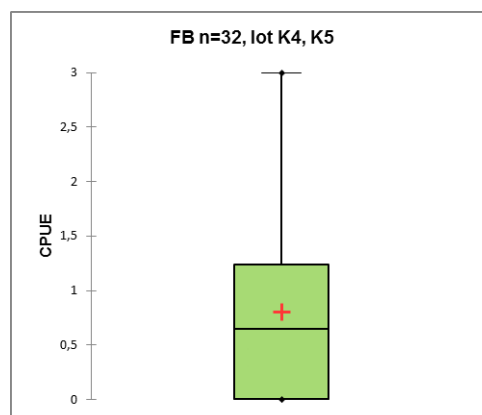


Figure 11 Distribution des CPUE des grandes aloses capturées au filet-barrage en 2017.

### Année 2017 : Calendrier des captures au filet maillant

En 2017, quatre pêcheries travaillant au filet maillant ont participé à l'étude, elles sont localisées entre 99 et 345 km de l'océan (Figure 1, Tableau 5). La saison de pêche au filet maillant a débuté le 14 mars et s'est achevée le 15 juin. La mise en œuvre du filet maillant étant moins contrainte par l'hydrologie, le début de saison de pêche fut plus précoce pour ce type d'engin que pour le filet-

barrage. Les captures de grandes aloses s'échelonnent sur trois mois, de la mi-mars à la mi-juin. Sur cette période, au moins une des quatre pêcheries étaient en action de pêche et ce 90% des jours (hors dimanche). Suivant les pêcheries, le nombre de jour de pêche diffère nettement (13 à 51 jours), tout comme le nombre de jour avec CPUE nulle (0 à 13 jours) (Tableau 5). Les pics de capture interviennent début avril pour la pêcherie la plus proche de l'estuaire, à la mi-avril à 312 kilomètres de l'océan, début mai à 265 kilomètres et fin mai pour la pêcherie située la plus à l'amont (Figure 12). La précocité du maximum de capture observé entre la pêcherie localisée à 312 km et celles à l'aval, filet-barrage (159km de l'océan) y compris, laisse à penser que les pêcheries de l'aval n'ont pas pu échantillonner au moins une vague de géniteurs.

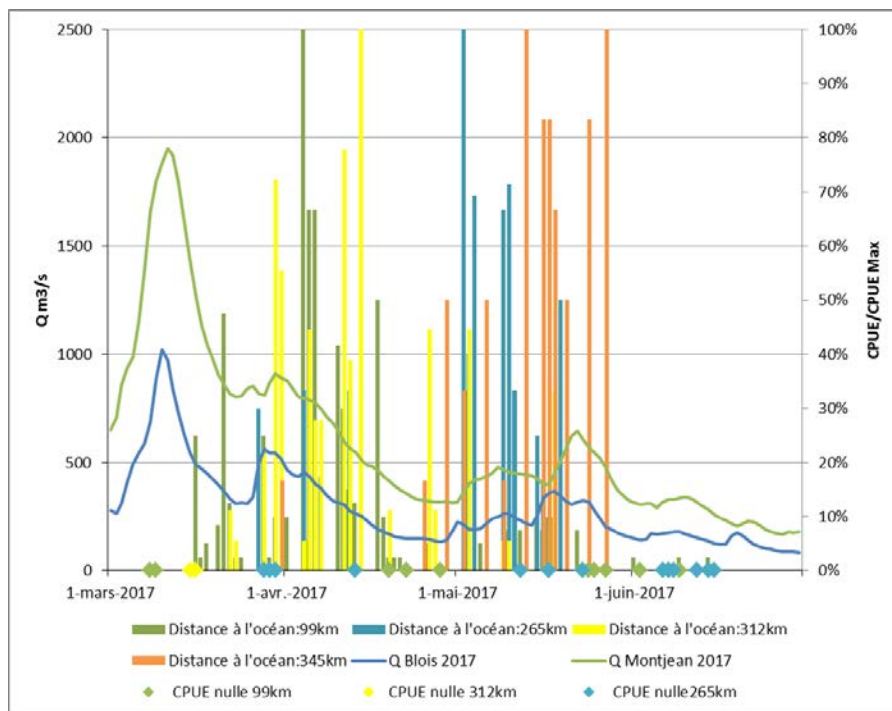


Figure 12 Hydrologie printanière à Montjean-sur-Loire, Blois et CPUE quotidiennes des grandes aloses exprimées en % de la plus forte CPUE au filet maillant en 2017

Tableau 5 Déroulement de la saison de pêche des grandes aloses capturées au filet maillant en 2017

	Distance à l'océan: 99km	Distance à l'océan: 265km	Distance à l'océan: 312km	Distance à l'océan: 345km
Engins de pêche	Filet maillant	Filet maillant	Filet maillant	Filet maillant
Début de pêche	14 mars	27 mars	15 mars	31 mars
Première capture	16 mars	27 mars	22 mars	31 mars
Dernière capture	14 juin	17 mai	18 mai	27 mai
Fin de pêche	15 juin	15 juin	23 mai	27 mai
CPUE Max	4 avril	2 mai	14 avril	13 et 27 mai
Nb jours CPUE nulle	12 (24%)	13 (50%)	3 (14%)	0
Nb jours de pêche	51	26	22	13

### Evolution à long terme des CPUE au filet-barrage

L'acquisition des données de pêcheries au filet-barrage permet d'obtenir une CPUE moyenne annuelle. Cependant, comme vu en 2016 et 2017, tout comme lors des suivis des passes à poissons, ces CPUE sont partiellement dépendantes des conditions hydrologiques et donc de la circulation des poissons le long de l'axe Loire. Néanmoins, malgré une absence d'activité en 2000, 2001 et 2003, une série de 31 années est disponible. Les CPUE montrent une très grande variabilité interannuelle (Figure 13) parmi lesquelles trois phases sont distinguées. De 1984 à 1998, les niveaux moyens sont de  $0,19 (\pm 0,17)$  avec des variations interannuelles de faible amplitude parmi lesquelles l'année 1988 fait figure d'exception avec une CPUE moyenne de  $0,74$ . De 1999 à 2012, une deuxième période se dégage avec une CPUE moyenne plus de 4 fois plus élevée ( $0,82 \pm 0,51$ ). La CPUE unitaire est dépassée à 4 reprises notamment en 2007 avec une valeur de  $1,7$ . Enfin, la troisième phase, de 2013 à 2017, présente une réduction de la CPUE moyenne qui reste cependant supérieure à celle observée lors de la première période ( $0,49 \pm 0,27$ ). Pour être complet et disposer d'éléments de compréhension, ces CPUE, associées à la structure d'âge et au sex ratio des géniteurs permettront de reconstituer l'abondance des cohortes de poissons.

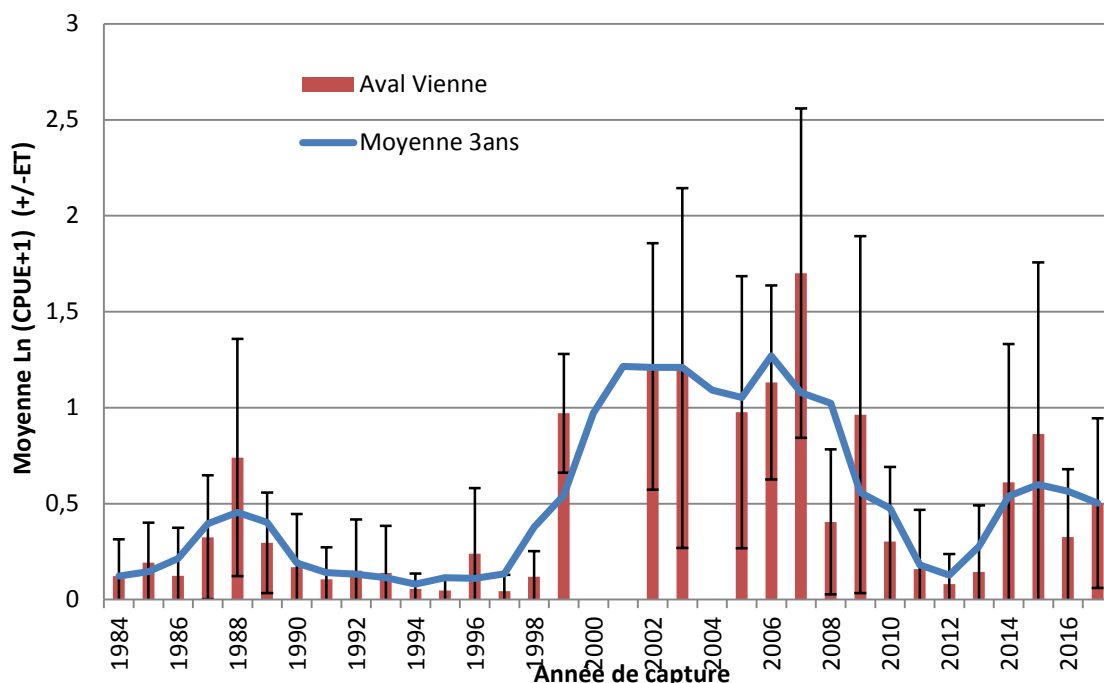


Figure 13 Evolution de l'indice d'abondance des pêcheries au filet-barrage à l'aval de la confluence Vienne-Loire. Les barres correspondent à l'écart-type.

### 2.4.3. Caractérisation des adultes

#### *Espèces présentes*

Les grandes aloses sont très majoritairement présentes. Quelle que soit la technique d'échantillonnage, elles représentent 98 % des individus en 2016 et 99 % en 2017 (Tableau 6). Aucune alose feinte n'est échantillonnée. Les hybrides ont été capturés uniquement sur la pêcherie de Montjean-sur-Loire de la mi-avril à début mai. Le faible nombre de captures des deux taxons peut s'expliquer par la sélectivité des mailles des filets employés (filets maillants, 50 et 60mm), ciblant principalement la grande alose, et par leur migration plus tardive.

**Tableau 6 Taxons d'aloses échantillonnés et technique associée (FB = filet-barrage, FM = filet maillant)**

TAXON	2016		2017	
	FB	FM	FB	FM
GRANDE ALOSE	33	77	113	134
HYBRIDES	0	2	0	3
ALOSE FEINTE	0	0	0	0

#### *Attribution de l'âge*

L'attribution de l'âge a été réalisée sur 351 poissons. L'âge n'a pu être attribué à 5 individus en 2016, soit 4,8 %, et 17 individus soit 6,8% en 2017. La cause majeure est la régénération des écailles, 4 individus sur 5 en 2016 et 9 sur 17 en 2017. Les 8 autres individus présentaient des écailles dont la structure n'a pas permis de trancher entre deux classes d'âge. Le risque d'erreur d'attribution d'un âge est très variable d'un sexe à l'autre et d'une année à l'autre (Tableau 7). Comme observé les années antérieures, les classes d'âge varient de 3 à 6 ans pour les mâles et 4 à 7 ans pour les femelles (Figure 14), avec des distributions différentes entre les deux années liées d'une part à l'absence des 3 et 7 ans en 2016 mais aussi à une dominance des 5 ans en 2016 et des 4 ans en 2017.

Tableau 7 Risque d'erreur (R) d'attribution d'un âge pour les aloses en 2016 et 2017

2016					2017				
	MALES	MALES	FEMELLES	FEMELLES	AGE	MALES	MALES	FEMELLES	FEMELLES
AGE	N	R	N	R					
3		-		-	3	4	0,00		-
4	11	0,09	2	0,00	4	95	0,02	25	0,00
5	22	0,00	35	0,03	5	20	0,05	34	0,06
6	4	0,05	29	0,14	6	12	0,00	39	0,03
7		-		-	7		-	2	0,00
Total	37		66		Total	131		100	

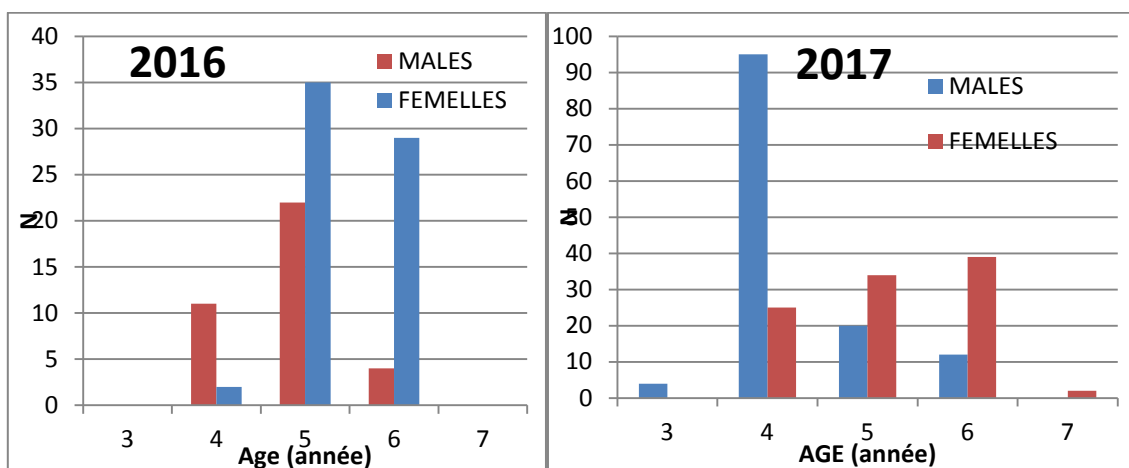


Figure 14 Age des adultes de grande alose échantillonnées au filet-barrage et au filet maillant

### *Caractéristiques des individus issus de l'échantillonnage au filet-barrage*

Les géniteurs de grandes aloses sont à très grande majorité primipare. En 2016, un individu femelle âgé de 4 ans s'était reproduit l'année antérieure tandis qu'en 2017, un mâle de 5 ans s'était reproduit à l'âge de 4 ans.

Les grandes aloses capturées au filet-barrage en 2016 et 2017 montrent des caractéristiques de taille et de poids habituelles pour cette espèce avec des différences entre les mâles et les femelles (Tableau 8, Figure 15), les premiers étant plus jeunes et à âge égal, moins lourds que les femelles.

Tableau 8 Caractéristiques générales des grandes aloses capturées au filet-barrage

	2016		2017	
	MALES	FEMELLES	MALES	FEMELLES
<b>LF (mm)</b>	498 (36)	577 (32)	446 (38)	524 (58)
<b>PT (g)</b>	1702 (516)	2729 (521)	1245 (371)	2116 (702)
<b>k</b>	1,37 (0,12)	1,4 (0,12)	1,36 (0,14)	1,4 (0,14)
<b>N</b>	13	20	60	53

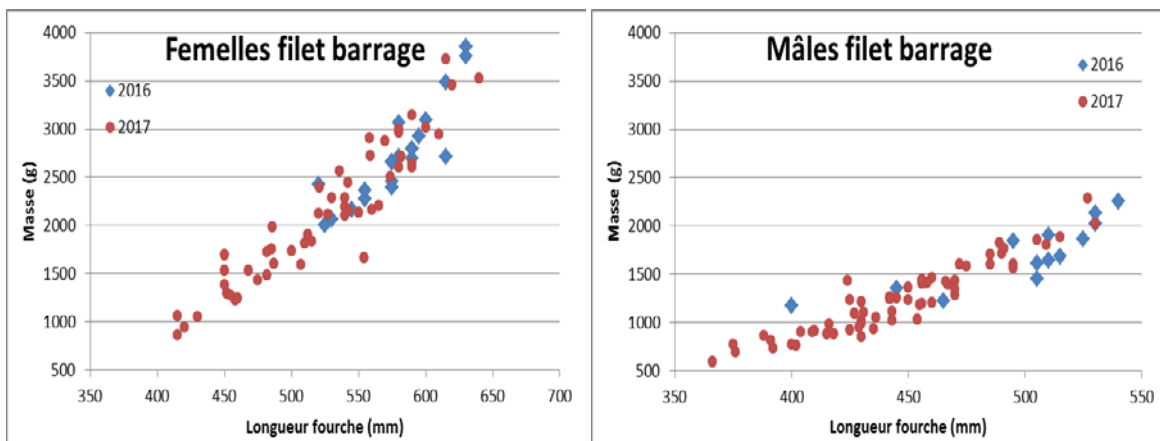


Figure 15 Relation taille-masse des grandes aloses échantillonnées au filet-barrage

En 2017, le plus grand nombre d'individus échantillonnés au filet-barrage a permis une analyse de l'évolution temporelle des caractéristiques des géniteurs. Trois périodes ont été définies, du 4 au 13 avril, du 18 au 27 avril et du 3 au 16 mai. Quel que soit le sexe, il existe une différence significative des tailles et des masses entre les trois plages temporelles (Tests de Kruskal-Wallis, taille  $p=0.003$ , masse  $p=0.028$ ) (Figure 16), la taille et la masse moyenne des individus diminuent au cours de la saison de migration.

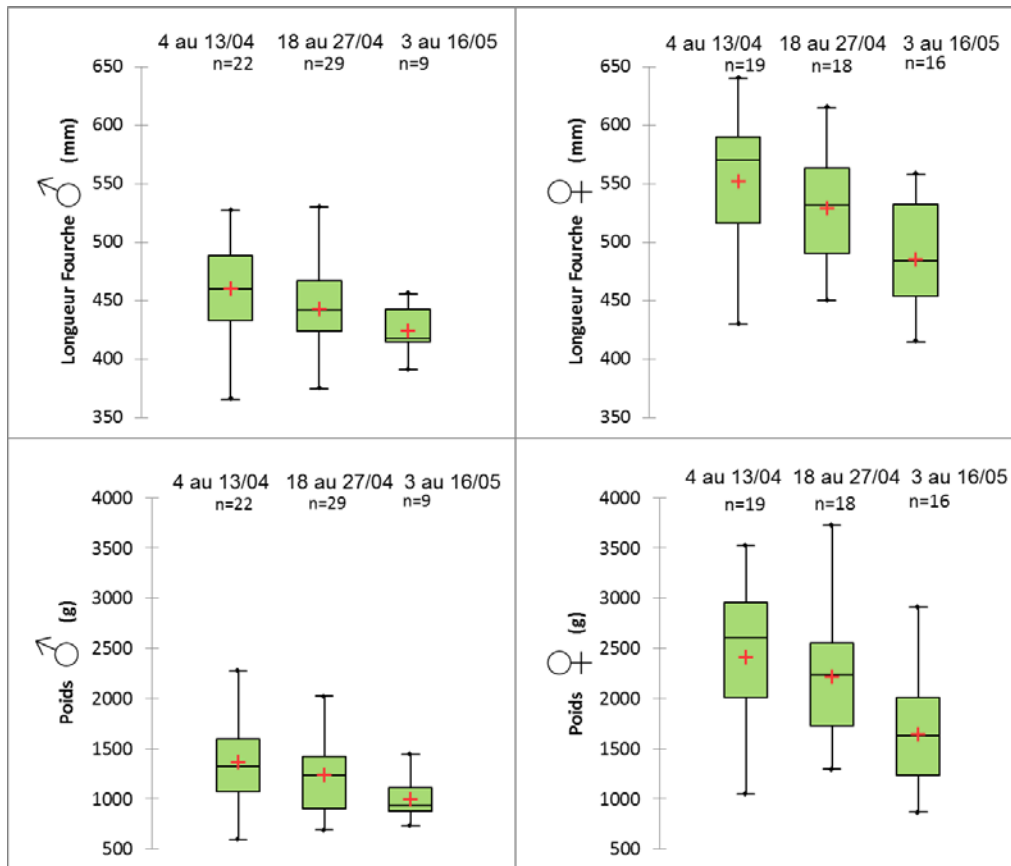
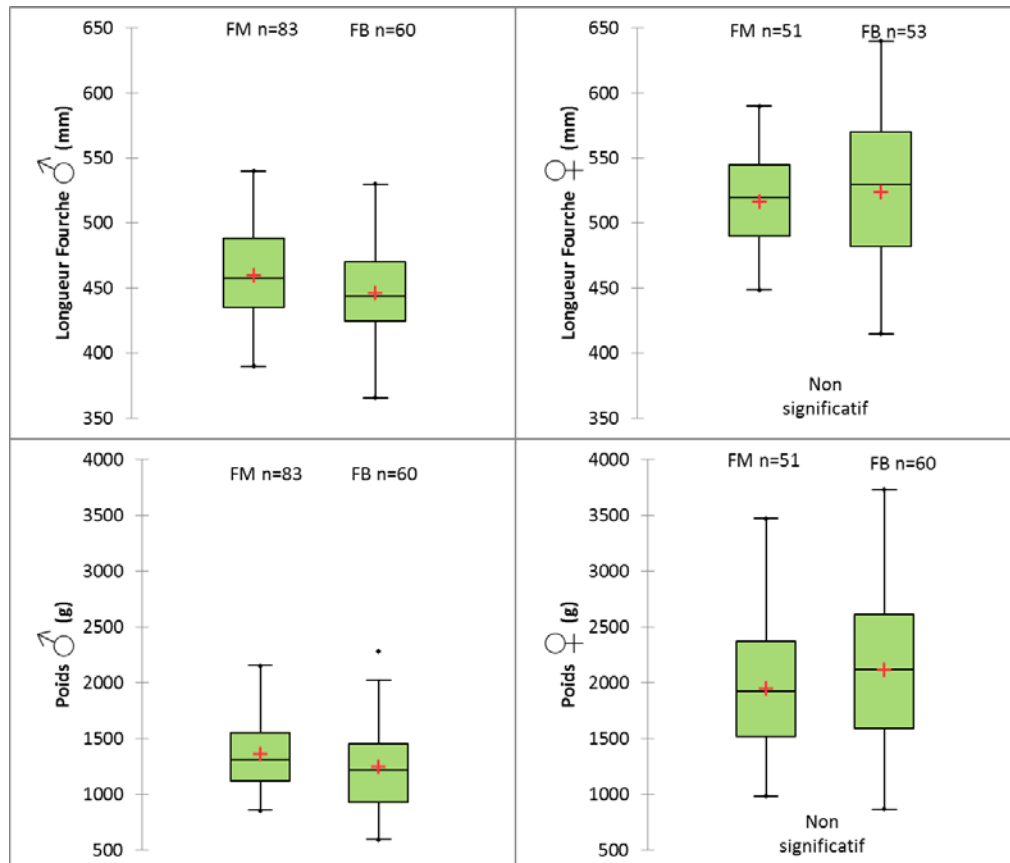


Figure 16 Evolution temporelle des tailles et masses des grandes aloses mâles et femelles échantillonnées au filet-barrage en 2017

### *Comparaison filet-barrage et filets maillants toutes mailles confondues*

L'échantillonnage des aloses étant conduit avec des filets maillants en compléments ou remplacement du filet-barrage, une analyse des caractéristiques biométriques des grandes aloses est conduite pour ces deux techniques, de manière globale dans un premier temps puis, deux tailles de mailles seront analysées, ceci en 2017. Concernant les mâles, il existe une différence significative des longueurs et des masses des aloses entre le filet-barrage et les filets maillants (Tests de Mann-Whitney,  $p$ -values=0.038 et 0.033) à l'inverse de l'embonpoint (Test de Mann-Whitney,  $p$ -value=0.333) (Figure 17), les filets maillants sélectionnent des individus de plus grande taille. Chez les femelles, la distribution des trois variables révèle qu'il n'y a aucune différence significative entre les engins de capture (Tests de Mann-Whitney,  $p$ -values=0.213 et 0.472), néanmoins l'étendue des tailles est plus grande au filet-barrage qu'au filet maillant.



**Figure 17 Distribution des tailles et masses des grandes aloses mâles et femelles échantillonnées au filet-barrage et filets maillants en 2017**

La sélectivité des mailles des filets maillants diffère selon le sexe. Les mâles capturés par la maille de 60mm sont plus grands, plus lourds et possèdent une étendue de ces paramètres moindre que ceux pris avec de la maille de 50mm (Tests de Mann-Whitney, taille,  $p=0.029$  et masse,  $p=0.019$ ). Il n'y a pas de différence significative pour le coefficient d'empoint (Test de Mann-Whitney,  $p=0.413$ ) (Figure 18). Pour les femelles, aucune différence significative n'est observée pour les trois variables (Tests de Mann-Whitney,  $p$ -values comprises entre 0.375 et 0.955) et il n'y a pas de schéma clair quant à l'étendue de ces variables entre les deux mailles.



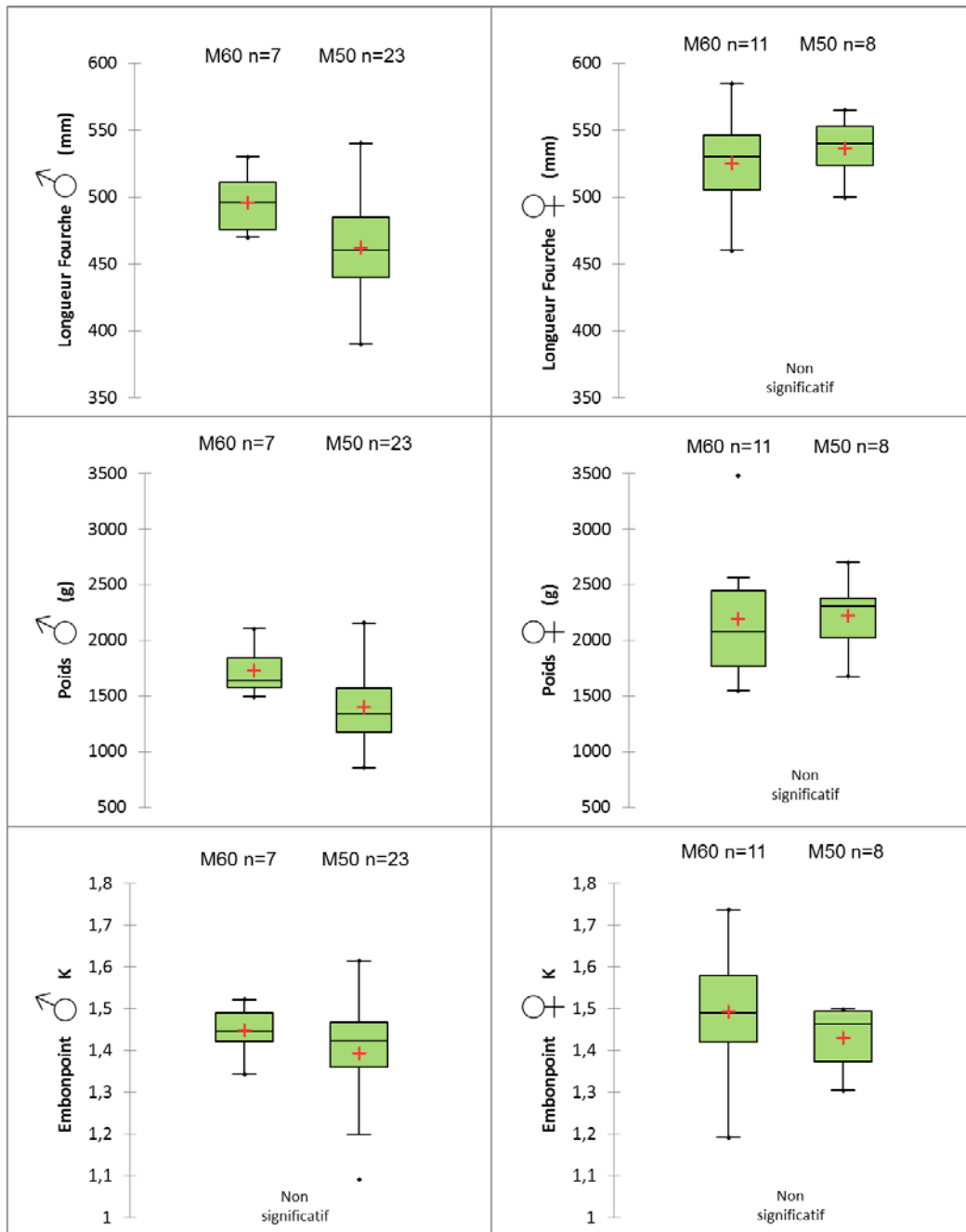


Figure 18 Distribution des tailles, masses et embonpoints des grandes aloses mâles et femelles échantillonnées au filet maillant à mailles de 60mm et 50mm (Muides-sur-Loire) en 2017

#### 2.4.4. Indice d'abondance des cohortes

L'évolution de l'indice d'abondance des cohortes de grandes aloses échantillonnées au filet-barrage sur la Loire à l'aval de la confluence avec la Vienne est calculée pour la période 1980 à 2011, pour laquelle l'ensemble des données est disponible (Figure 19). En lien avec ce qui est observé avec

l'indice d'abondance des captures, l'évolution temporelle des abondances des aloses présentent trois phases. La première correspond aux cohortes nées de 1980 à 1997 où la cohorte 1983 est particulièrement élevée. De 1998 à 2005, les cohortes présentent une abondance 4 fois plus importante que celle de la période précédente (Tableau 9, test de Kruskal-Wallis avec correction de Bonferroni,  $K=16,31$ ,  $p<0,0001$ ) où les cohortes 1998 et 2002 ont un indice supérieur à 1. Les cohortes 2006-2011, voient leur abondance diminuer avec cependant des valeurs supérieures à celles de la première période. Contrairement à l'hypothèse posée dans l'introduction de ce rapport, la cohorte 2011, caractérisée par une forte abondance de juvéniles, ne présente pas une abondance des géniteurs qui en sont issus, très forte ( $>1$ ).

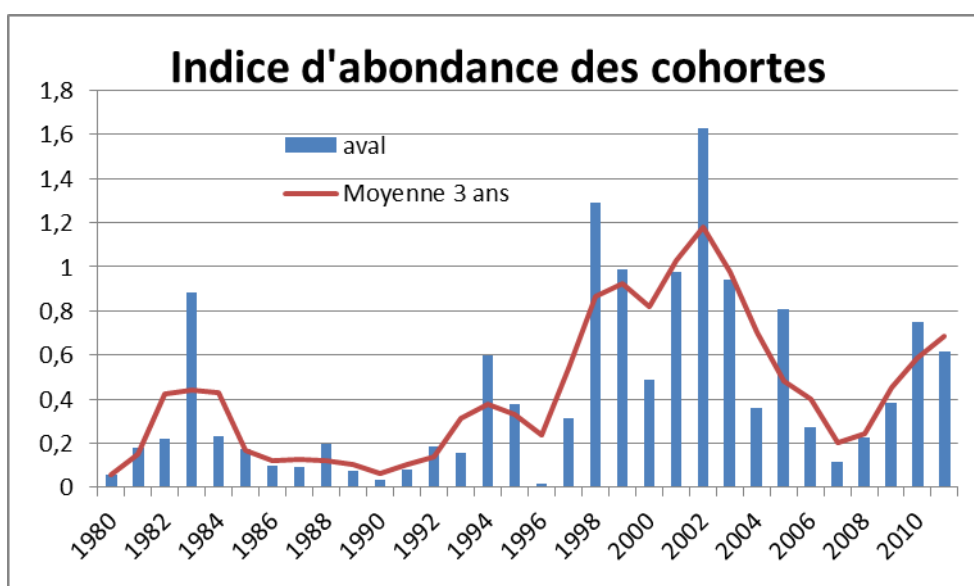


Figure 19 Indice d'abondance des cohortes de grande alose en Loire à l'aval de la confluence avec la Vienne

Tableau 9 Niveau d'abondance des cohortes de grande alose en Loire à l'aval de la confluence de la Vienne.

PERIODE	Loire aval Vienne
1980 - 1997	0,21 (A)
1998 - 2005	0,93 (B)
2006 - 2011	0,39 (A)

Les années 2016 et 2017 se caractérisent par un printemps ponctué de périodes de hautes eaux suivi d'un étiage de niveau inférieur aux moyennes établies sur les 20 dernières années et se prolongeant jusqu'à la fin de l'automne. En juin 2016, une crue de fréquence plus que vicennale pour la station de Blois et à fréquence plus que cinquantennale pour la station de Montjean est observée. Les géniteurs ont rencontré des conditions hydrologiques favorables de migration au printemps 2016 et jusqu'au début avril 2017.

Les adultes d'aloses ont été échantillonnés à l'aide d'un filet-barrage et de filets maillants. Pour le filet-barrage, les CPUE de 2016 sont quasiment deux fois moins importantes que celles de 2017 mais restent à des niveaux faibles. L'indice d'abondance annuel qui en résulte reste dans des valeurs supérieures à celles de la période 1984 - 1998. La mise en œuvre du filet maillant étant moins contrainte par l'hydrologie, la saison de pêche avec cette technique encadre celle du filet-barrage et permet d'amorcer le recueil de nouvelles données, notamment à l'aval d'Angers.

Les individus échantillonnés pour les analyses biométriques sont à plus de 98 % des grandes aloses. Parmi les 351 individus, 6 % n'ont pu être âgés. Classiquement, les classes d'âge s'étalent de 3 à 7 ans et les tailles et masses des individus diminuent de mars à mai. La comparaison des tailles des poissons échantillonnés au filet-barrage et aux filets maillants montre que l'étendue des tailles est plus grande au filet-barrage mais que les valeurs moyennes sont identiques seulement pour les femelles.

L'analyse à long terme de l'abondance des cohortes de géniteurs montre que depuis 2006, leur abondance est moindre que lors de la période 1998-2005 mais néanmoins supérieure à celle de la période 1980-1997. La situation s'est dégradée en basse Loire mais est tout de même plus favorable que dans les années 1980-90. La cohorte 2011 ne présente pas une grande abondance, notre hypothèse est invalidée.

### 3. Suivi des juvéniles en migration de dévalaison

#### 3.1. Sites d'étude

Les sites d'étude de la dévalaison des alosons sont situés sur la Loire dans les départements de Maine et Loire au niveau de La Ménitrié (2017), en Indre et Loire au niveau d'Amboise (2016 et 2017) et dans le Loiret (2016) (Figure 20). Les prélèvements d'ADNe ont été conduits sur le site d'Amboise (37) en 2016 uniquement (Figure 21, annexe 2).

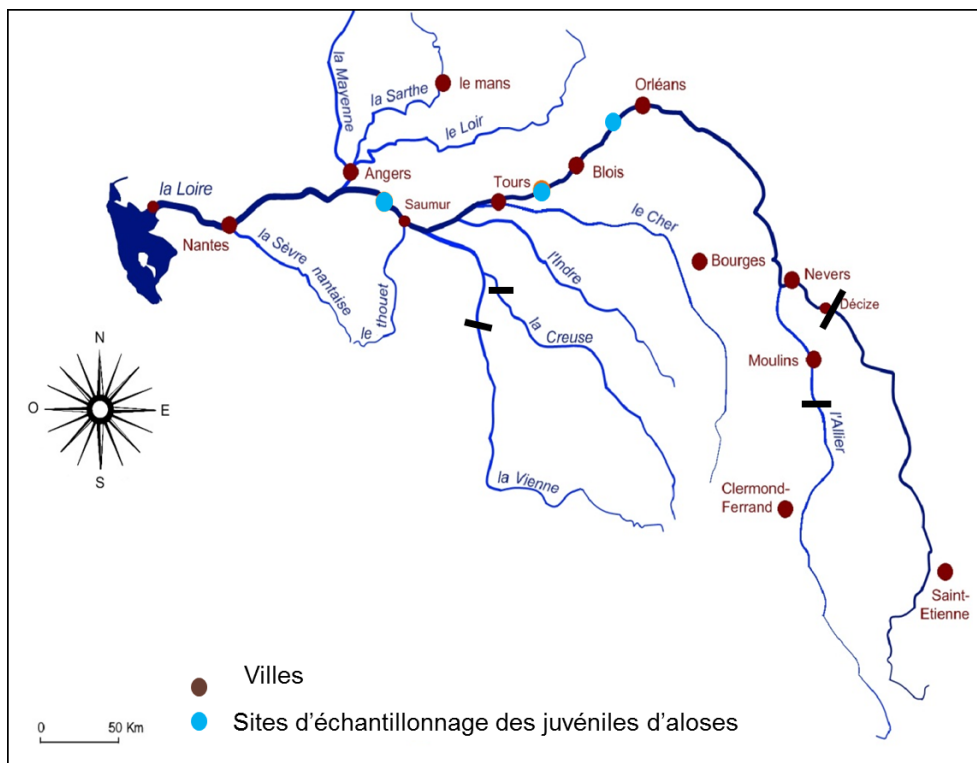


Figure 20 Localisation des sites d'échantillonnage des alosons en 2016 et 2017



Figure 21 Localisation des trois points de prélèvement d'ADNe sur le site d'Amboise (37) en 2016

## 3.2. Matériels et méthodes

### Techniques d'échantillonnage

La senne de plage a été utilisée comme outil d'échantillonnage en 2016 et 2017, à l'exception du site du Loiret en 2016, où des captures accessoires au filet maillant, destiné à la pêche de la friture, avaient été contrôlées.

Les filets maillants ont été utilisés soit dérivants (dérives sur plusieurs centaines de mètres portées par le courant), soit fixes (temps de pêche plus long, généralement la nuit). Quel que soit le mode d'utilisation, les mailles de ces filets sont 10mm de côté.

La senne de plage est un filet non maillant constitué d'une seule nappe de maille (10 mm), de longueur 50 m, de hauteur 2 m, équipé d'une poche centrale où se concentrent les poissons (Figure 22). Le filet est lesté en bas et dispose d'une ralingue flottante en haut. Sa hauteur doit être égale à deux ou trois fois la hauteur d'eau. Cette pêche s'effectue à pied avec deux opérateurs, l'un sur la berge et le second parcourant, à pied, le coup de pêche pour encercler les poissons et les ramener au bord. La senne permet de prospecter rapidement d'importantes surfaces dans des hauts-fonds où la hauteur d'eau ne dépasse pas 1,30m, entre la berge et le chenal. Il est nécessaire que les fonds soient propres, accessibles et sans végétation et sans colonies de cyanobactéries benthiques. Les

sujets pêchés avec cet outil restent généralement vivants. Les alosons sont alors comptabilisés et remis à l'eau le plus rapidement possible avec un minimum de manipulation.

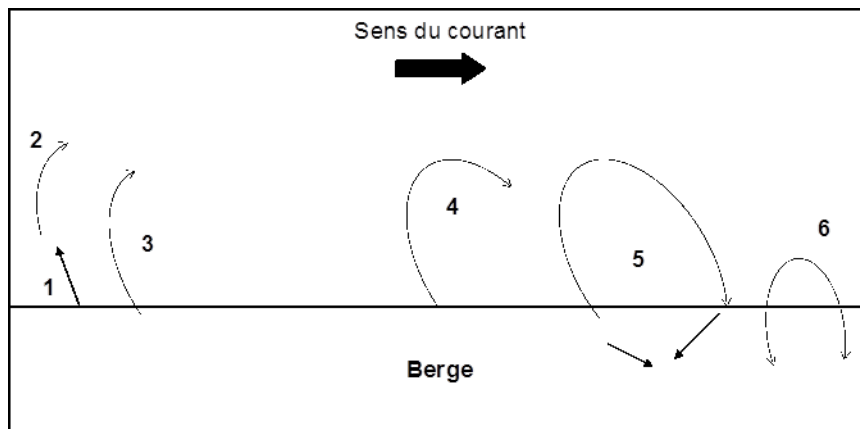


Figure 22 Maniement de la senne de plage

### Protocole d'échantillonnage

L'étude de la phase juvénile, complémentaire au suivi des géniteurs d'alose, est réalisée pendant la saison de pêche de la friture (ablette, goujon, spirin, gardon essentiellement). Cette pêche débute dès le mois de juin. Les alosons, lors de leur migration d'avalaison, sont actifs et se nourrissent. Ils ont des comportements tels qu'ils sont souvent retrouvés, en début de soirée, en compagnie des ablettes, goujons, spirins et gardons, poissons formant le cortège typique en Loire de la friture. Aussi le protocole d'échantillonnage, contenant trois niveaux d'intervention, s'appuie-t-il sur ces observations.

#### Niveau 1

Ce niveau constitue celui des opérations de repérage.

Des pêches à la senne de plage sont réalisées plusieurs fois par semaine, en fin de journée, sur des sites où la hauteur d'eau n'excède pas 1,30m, et où la vitesse de courant et la granularité du substrat permettent le passage de cet engin.

Deux à quatre passages sont réalisés au cours d'une même soirée sur des habitats différents par au moins l'un des trois paramètres, hauteur d'eau, vitesse du courant et granularité du substrat. Les poissons capturés sont identifiés et ne sont conservés que les individus nécessaires à la constitution d'un échantillon de taille suffisante pour les traitements statistiques. Si lors d'une soirée, le nombre

d'alosons capturés est supérieur à 30 individus, la deuxième phase du protocole d'échantillonnage peut être appliquée.

### **Niveau 2**

Au plus tard dans les 24 heures qui suivent ces captures, des pêches destinées à définir plus précisément les habitats fréquentés par les alosons et leurs rythmes de fréquentation seront conduites sur le site même et sur des habitats qui le jouxtent. Celles-ci s'effectueront sur une durée de 24 heures. En fonction des caractéristiques hydromorphologiques des habitats, les engins utilisés seront choisis parmi la senne de plage ou la pêche électrique avec du matériel portatif. Les individus capturés seront conservés à des fins de biométrie et d'analyse du régime alimentaire. Si, dans un des habitats échantillonnés, le nombre de captures est supérieur à 30 individus, la troisième phase du protocole peut être appliquée.

### **Niveau 3**

Ce dernier niveau consiste à réaliser les mesures nécessaires à l'établissement de cartes caractérisant les habitats. Les mesures porteront sur la hauteur d'eau, la vitesse du courant, la granularité du substrat, la présence ou non de végétaux ou de matière organique. Des filets Surber pourront être employés pour la collecte d'invertébrés.

### **CPUE**

De 2007 à 2017, la technique d'échantillonnage commune utilisée fut la senne de plage. L'unité d'effort de pêche est le passage ou coup de senne et la Capture par unité d'effort (CPUE) est le logarithme décimal du nombre de poissons par passage.

### **Mesures biométriques**

Les alosons conservés sont pesés ( $\pm 0,1g$ ), mesurés (longueur fourche  $\pm 1mm$ ). Le nombre de branchiospines sur le premier arc branchial gauche est compté afin de définir l'appartenance spécifique. Le coefficient de condition (cf. définition au 2.3), indiquant l'état physique du poisson (gros, maigre ...), est alors calculé.

## Prélèvement et traitement d'ADN environnemental

L'ADN environnemental (ADNe) est composé d'ADN intra ou extracellulaire, nucléaire ou mitochondrial libérés dans le milieu naturel par les individus sous forme de gamètes, mucus, fèces, peau. Il peut être extrait d'échantillons environnementaux tels que le sol, l'air ou l'eau sans avoir besoin de récupérer des individus de l'espèce ciblée. En milieu aquatique, l'ADNe est dilué et distribué dans le milieu par le courant. La durée de vie est de 2 à 9 jours selon les conditions environnementales telles que le pH, les UVB, la température et les endo et exonucléases qui le dégradent (Dejean et al. 2011).

Une approche multi spécifique a été conduite appelée Metabarcoding. Cette approche est désormais fréquemment employée pour de la recherche d'espèces invasives (Smart et al, 2015), en danger, pour de l'analyse de contenus stomacaux (Corse et al, 2016) ou encore de la distribution d'espèces dans différents types de milieux aquatiques ou terrestres (Ficetola et al. 2008, Taberlet et al. 2012, Herder et al. 2014, Valentini et al. 2016). Le protocole appliqué est celui mis au point par SPYGEN (Annexe 3). Trois prélèvements d'eau ont été réalisés, localisés en rive gauche, rive droite et dans le chenal principal. Dans le cas où celui-ci passe sur une des deux rives, le chenal secondaire le plus important sera échantillonné. L'eau est filtrée, pendant 30 mn en utilisant un kit d'échantillonnage fourni par SPYGEN (Figure 23). Les filtres sont conditionnés selon le protocole fourni. Les échantillons sont ensuite envoyés au laboratoire pour analyse en utilisant des amorces universelles pour les poissons.

Les extractions d'ADN ont été réalisées dans une salle dédiée à l'ADN rare ou dégradé. Une amplification de l'ADN a ensuite été effectuée avec un couple d'amorces universel pour les poissons (12 réplicats par échantillon), puis les échantillons amplifiés ont été séquencés à l'aide d'un séquenceur nouvelle génération (HiSeq - Illumina) (Source : Spygen). A chaque étape du protocole des témoins négatifs ont été analysés en parallèle aux échantillons, afin de contrôler la pureté des consommables utilisés et de détecter d'éventuelles contaminations croisées au cours de la manipulation (SPYGEN, Extraction & PCR dans Contrôles qualité). Les séquences obtenues ont été analysées avec des outils bio-informatiques à l'aide de différents filtres permettant d'éliminer les erreurs dues à l'amplification ou au séquençage et de comparer chaque séquence avec les bases de référence Poissons SPYGEN®.

Une liste d'espèces a ainsi été établie pour chaque échantillon avec la proportion de séquences ADN attribuées à chaque espèce, le nombre de réplicats positifs et la base de références utilisée. Les résultats sont fournis pour un même site en trois points. Dans certains cas, les taxons sont identifiés



au genre ou à la famille car plusieurs espèces possèdent une séquence ADN identique sur la région étudiée. C'est le cas pour *Alosa* sp. (*Alosa alosa* ou *Alosa fallax*), *Ameiurus* sp. (*Ameiurus melas* ou *Ameiurus nebulosus*), *Carassius* sp. (*Carassius auratus*, *Carassius carassius* ou *Carassius gibelio*), *Cottus* sp. (*Cottus aturi*, *Cottus duranii*, *Cottus gobio*, *Cottus hispaniolensis* ou *Cottus perifretum*), Cyprinidae (*Chondrostoma nasus*, *Chondrostoma toxostoma* ou *Telestes souffia*), *Gobio* sp. (*Gobio gobio*, *Gobio lozanoi* ou *Gobio occitaniae*), *Lampetra* sp. (*Lampetra fluviatilis* ou *Lampetra planeri*) et *Leuciscus* sp. (*Leuciscus idus* ou *Leuciscus leuciscus*).

Dans une analyse globale, la fréquence d'occurrence des espèces sur l'ensemble de la période permet de les classer comme constante quand l'occurrence est supérieure à 0.5, accessoire quand l'occurrence est comprise entre 0,25 et 0.5 et accidentelle quand l'occurrence est inférieure à 0.25

Une approche par les cycles de vie, amphihalins versus holobiotiques et pour ces derniers, espèces introduites versus natives selon les statuts fournis par Keith *et al.* (2011) (Tableau 10) est présentée.



Figure 23 Echantillonnage de l'ADN environnemental

**Tableau 10 Taxonomie et catégories des guildes de reproduction, d'alimentation, de sensibilité à la vitesse du courant et de sensibilité aux paramètres environnementaux (source : IPR et Keith *et al.*, 2011)**

Code	Famille	Espèce	Native /Introduite	Courant	Sensibilité	Alimentation	Reproduction
ABL	Cyprinidae	Ablette	Native	Autre	Tolérant	Omnivore	Phyto-Litophile
ASP	Cyprinidae	Aspe	Introduite	Rhéophile	Autre	Piscivore	Phyto-Litophile
BAF	Cyprinidae	Barbeau fluviatile	Native	Rhéophile	Intolérant	Invertivore	Litophile
BOU	Cyprinidae	Bouvière	Native	Limnophile	Intolérant	Omnivore	Autre
BRB	Cyprinidae	Brème bordelière	Native	Limnophile	Tolérant	Omnivore	Phytophile
BRE	Cyprinidae	Brème commune	Native	Limnophile	Tolérant	Omnivore	Phyto-Litophile
BRO	Esocidae	Brochet	Native	Autre	Intolérant	Piscivore	Phytophile
CAS	Cyprinidae	Carassin	Introduite	Limnophile	Autre	Omnivore	Phytophile
CCO	Cyprinidae	Carpe commune	Native	Limnophile	Autre	Omnivore	Phytophile
CHA	Cottidae	Chabot	Native	Rhéophile	Autre	Invertivore	Litophile
CHE	Cyprinidae	Chevesne	Native	Autre	Tolérant	Omnivore	Phyto-Litophile
GAR	Cyprinidae	Gardon	Native	Autre	Tolérant	Omnivore	Phyto-Litophile
GOU	Cyprinidae	Goujon	Native	Autre	Autre	Invertivore	Litophile
GRE	Percidae	Gremille	Native	Autre	Autre	Invertivore	Phyto-Litophile
HOT	Cyprinidae	Hotu	Native	Rhéophile	Autre	Perilithivore	Litophile
IDE	Cyprinidae	Ide mélanote	Native	Autre	Autre	Omnivore	Phyto-Litophile
LOF	Nemacheilidae	Loche franche	Native	Autre	Tolérant	Omnivore	Phyto-Litophile
LOR	Cobitidae	Loche épineuse	Native	Limnophile	Autre	Omnivore	Phyto-Litophile
PCH	Ictaluridae	Poisson chat	Introduite	Limnophile	Autre	Invertivore	Litophile
PER	Percidae	Perche commune	Native	Autre	Autre	Piscivore	Phyto-Litophile
PES	Centrarchidae	Perche soleil	Introduite	Limnophile	Autre	Invertivore	Phyto-Litophile
PSR	Cyprinidae	Pseudorasbora	Introduite	Autre	Autre	Invertivore	Phyto-Litophile
ROT	Cyprinidae	Rotengle	Native	Limnophile	Autre	Omnivore	Phyto-Litophile
SAN	Percidae	Sandre	Introduite	Autre	Autre	Piscivore	Phyto-Litophile
SIL	Siluridae	Silure	Introduite	Autre	Autre	Piscivore	Phyto-Litophile
SPI	Cyprinidae	Spirilin	Native	Rhéophile	Intolérant	Invertivore	Litophile
TAN	Cyprinidae	Tanche	Native	Limnophile	Autre	Omnivore	Phytophile
VAI	Cyprinidae	Vairon	Native	Autre	Autre	Omnivore	Litophile
VAN	Cyprinidae	Vandoise	Native	Rhéophile	Autre	Omnivore	Litophile

### 3.3. Résultats

#### 3.3.1. Calendrier d'échantillonnage des juvéniles

##### Echantillonnage par pêche

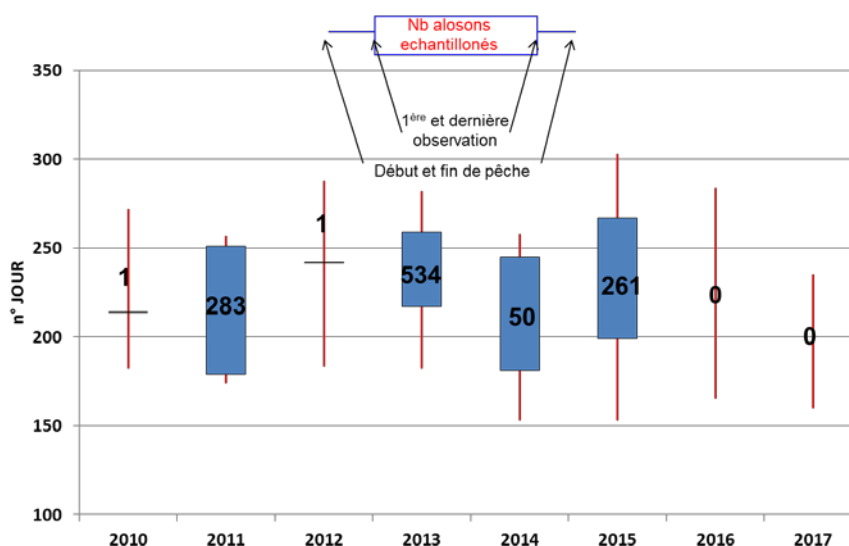
En 2016, sur la pêcherie d'Indre-et-Loire, l'échantillonnage à la senne n'a débuté que le 4 juillet et représente 72 coups de senne, soit 6 heures de pêche effective réparties sur 28 journées. Dans le Loiret, le pêcheur a utilisé trois types d'engins pour la friture. La pêche au filet maillant fixe a débuté le 14 juin, le pêcheur ayant pu s'affranchir des hauts niveaux d'eau en posant ces filets dans des amortis. L'effort de pêche est conséquent (408h de pêche réparties sur 34 jours) pour se terminer le 11 octobre. Entre le 25 et le 28 juillet, 8 dérives ont été réalisées, soit 2,7 h de pêche effective. Enfin, la senne a été utilisée entre le 22 juillet et le 30 septembre, représentant 12 coups de senne sur 12 jours de pêche. Aucun aloson n'a été observé sur les deux pêcheries suivies, quel que soit l'engin de pêche utilisé pour l'échantillonnage (Tableau 11, Figure 24).

## UNIV TOURS ALOSA 2016-17

En 2017, l'échantillonnage à la senne s'est échelonné du 28 juin au 24 août à Amboise (37) avec 13 soirées de pêche et du 9 juin au 22 août à la Ménitré (49) avec 30 soirées. Durant ces périodes aucun aloson n'a été observé par les pêcheurs malgré la présence de friture parfois abondante notamment à la fin du mois d'août. De plus, l'échantillonnage à la senne sur le secteur de la Ménitré a été interrompu par l'application des arrêtés préfectoraux des 22 et 25 août interdisant toute pêche puis toute commercialisation de poissons dans le Maine-et-Loire en raison de la présence de cyanobactéries benthiques.

**Tableau 11 Synthèse des échantillonnages aux engins des alosons en 2016 et 2017**

		2016				2017	
		Loiret Lots F13 à G6			Indre et Loire Lots H3 à H7	Maine et Loire	Indre et Loire Lots H3 à H7
Engin de pêche	F (fixe) ; D (dérivant) ; S (senne)	F	D	S	S	S	S
	Maille en mm (pour F et D)	10	10	-	-	10	10
Effort de pêche	Date de début de pêche	14-juin	25-juil	22-juil	04-juil	09-juin	28-juin
	Date de fin de pêche	11-oct	28-juil	30-sept	30-sept	22-août	24-août
	Nombre de jours de pêche	34	2	12	28	30	13
Observation d'alosons	Première observation	-	-	-	-	-	-
	Dernière observation	-	-	-	-	-	-
	Nb de jours avec observation nulle	34	2	12	28	30	13
	Nombre d'alosons observés	0	0	0	0	0	0



**Figure 24 Calendrier d'échantillonnage des alosons (calendrier julien) et nombre d'individus capturés**

Les CPUE d'alosons, depuis 2007, présentent de grandes fluctuations interannuelles avec un maximum en 2011 et des valeurs très faibles les autres années, à l'exception de 2007 où les valeurs sont trois fois moins importantes qu'en 2011 (Figure 25). Il n'existe pas de lien entre la CPUE à la senne et le débit de la Loire à Blois entre le 1<sup>er</sup> juin et le 30 octobre, période d'échantillonnage la plus large (test de Spearman,  $r = 0,232$ ,  $p = 0,493$ ,  $n = 11$ ).

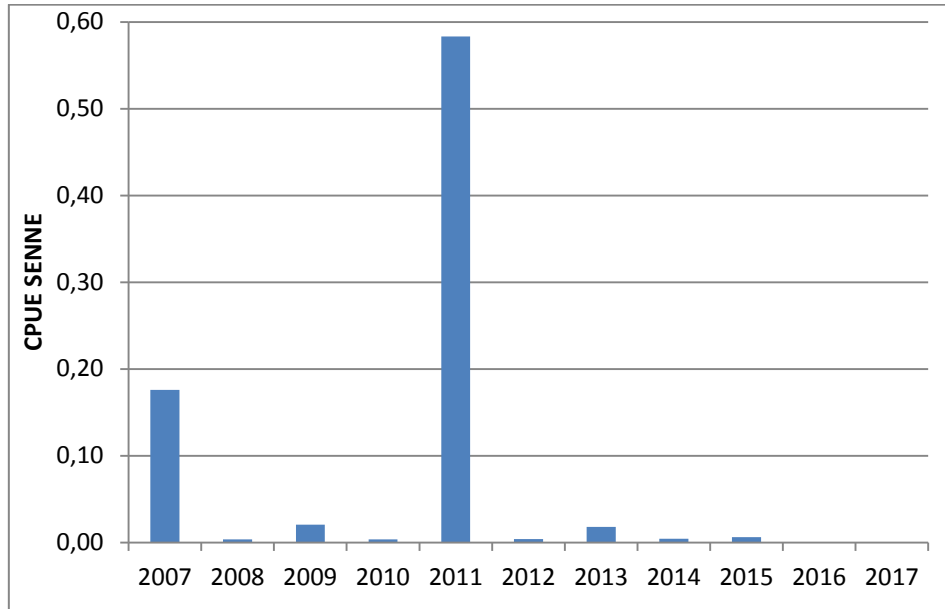


Figure 25 CPUE des alosons échantillonnés à la senne de plage de 2007 à 2017

### Echantillonnage par ADNe

Les prélèvements ont été conduits sur le site d'Amboise, de début juillet à la fin septembre de l'année 2016. Un échantillon n'a pu être analysé car déclaré par Spygen comme négatif à l'extraction bien qu'aucune contamination n'ait été détectée. La présence d'aloses est avérée durant la première quinzaine de juillet (Tableau 12) contrairement à 2015 où les juvéniles d'aloses, échantillonnés avec cette méthode du 8 juillet au 16 septembre, avaient été observés sur toute la période.

Tableau 12 Présence- absences des alosons détectés par ADNe en Loire en 2016

	04-juil	15-juil	25-juil	4 aout	19 aout	01-sept	09-sept	30-sept
Rive gauche								
Rive droite								
Chenal								

ESPECE ABSENTE  
 ESPECE PRESENTE

Echantillon pour lequel l'extraction n'a pas été possible

Malgré des efforts de pêche à la senne conséquents en 2016 et 2017, aucun aloson n'a été observé par les pêcheurs ces deux années. L'échantillonnage par ADN environnemental conduit en 2016 a montré la présence de juvéniles en Loire moyenne uniquement pendant la première quinzaine de juillet. Le suivi des CPUE à la senne de plage apparaît indépendant des débits estivaux et fait ressortir la cohorte 2011 de juvéniles de grande alose comme abondante.

### 3.3.4. Autres informations issues de l'ADN environnemental

Trente-trois espèces de poissons et agnathes au total ont été identifiées dans les échantillonnages par ADNe sur la station d'Amboise (annexe 4). La richesse spécifique varie de 26 à 32 espèces selon la date d'échantillonnage. Quatre taxons sont classés accidentels *Alosa sp.*, *Lampetra sp.*, *Cottus sp.* et *Gymnocephalus cernuus* tandis que deux sont classées accessoires, *Ameiurus sp.* et *Carassius sp.* Les autres sont classées comme constantes avec une moyenne d'occurrence de 0.80. 51% de ces espèces ont une occurrence de 100%.

Les familles de migrateurs amphihalins présentent des occurrences identiques entre 2015 et 2016 pour les Anguillidae et les Mugilidae mais des occurrences moindres pour les Clupeidae et Petromyzonidae (Figure 26).

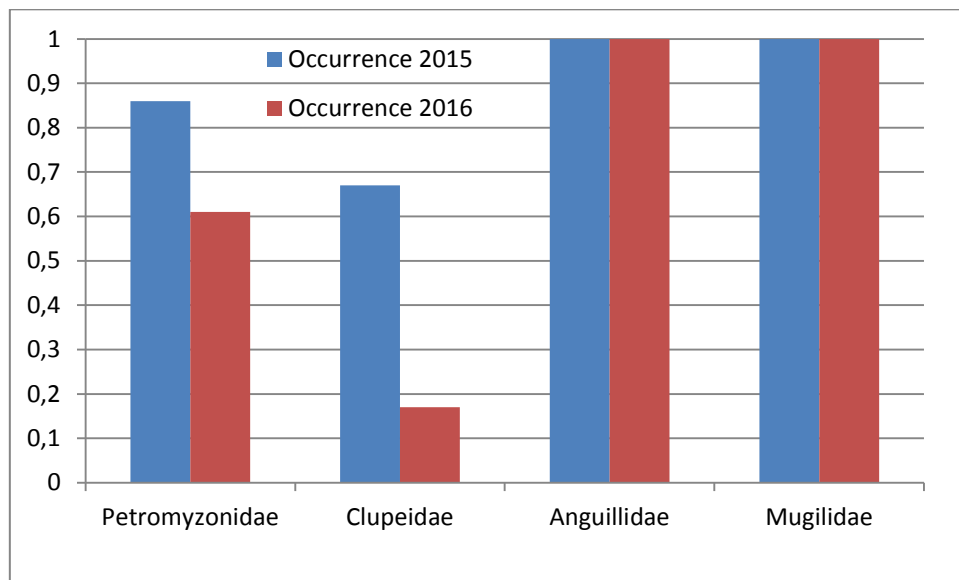


Figure 26 Occurrence des familles de poissons amphihalins en 2015 et en 2016 détectées par ADNe

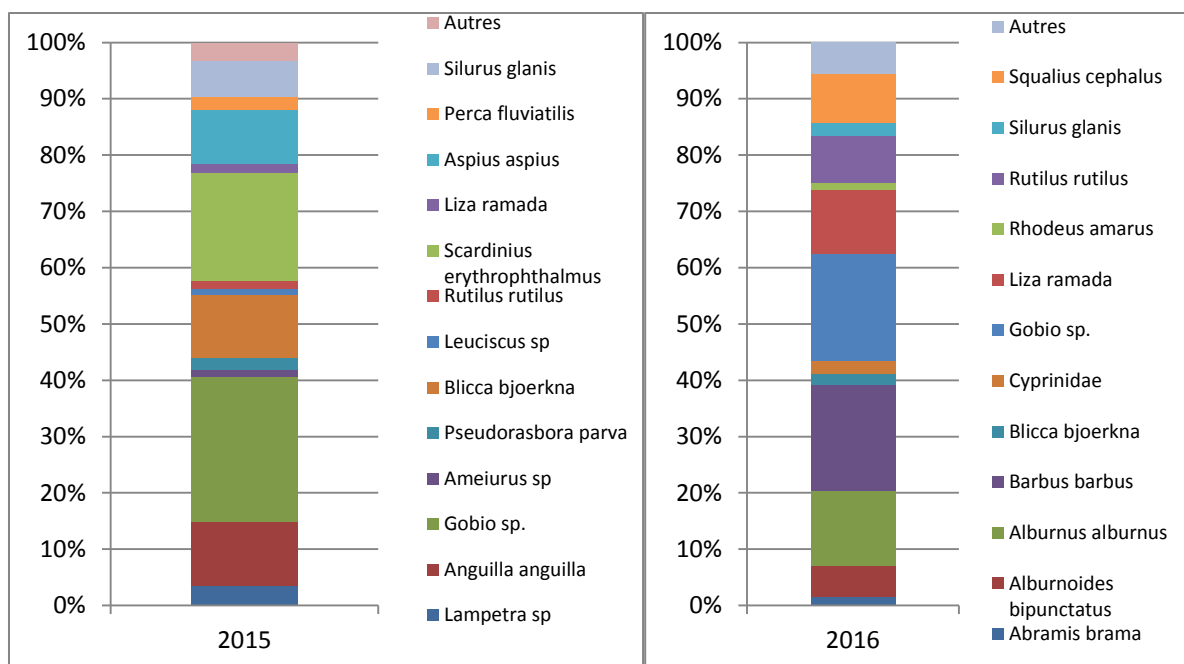


Figure 27 Espèces comptant pour plus de 1% de la quantité d'ADN e total.

Parmi les 33 espèces, en 2015, un peu plus du tiers d'entre elles (13) comptent individuellement pour plus de 1 % des fragments d'ADNe tandis qu'en 2016, 12 espèces remplissent ce critère mais ne sont pas toutes les mêmes qu'en 2015 (Figure 27). Parmi les espèces non natives, le silure et le sandre dominant pour les deux années avec respectivement, 45% et 62 % pour le silure et 25% et 18% pour le sandre. En 2015, la troisième espèce est la perche soleil avec 20% et en 2016, le pseudorasbora avec 8% (Figure 28).

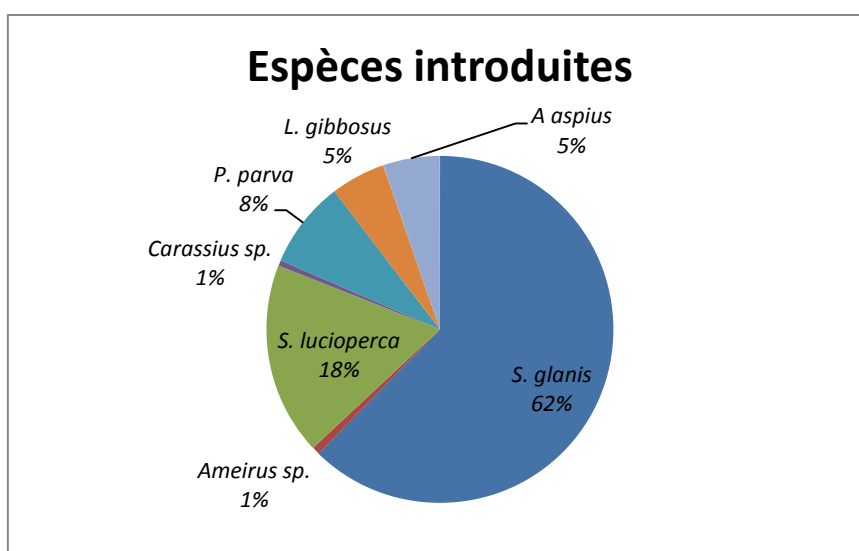


Figure 28 Distribution des espèces introduites selon les résultats des analyses d'ADNe sur le site d'Amboise (37) en 2016

## 4. Faisabilité d'une méthode d'estimation des densités de silures

### 4.1. Objectifs et démarche suivie

La gestion des espèces animales nécessite la connaissance de différents paramètres populationnels tels que la densité, les taux de survie et de naissance, la distribution spatiale... Pour certaines espèces animales terrestres de grande taille, des méthodes utilisant des engins aériens sont développés depuis les années 1940, notamment dans les savanes africaines. Avion, ULM et maintenant drone sont utilisés pour des observations directes ou des prises de vue aériennes afin d'acquérir des données populationnelles (Martin et al., 2012). En milieu aquatique, l'utilisation d'imagerie aérienne n'est pas fréquemment utilisée, on lui préfère les méthodes hydroacoustiques (Mac Lennan et Simmonds, 2013, Draštík et al., 2017). Dans ce domaine également, la miniaturisation des appareils et la généralisation des sondeurs à visée récréative permet une acquisition facile de données de densité de poissons (Mc Innes et al., 2015). L'imagerie aérienne est de plus en plus utilisée en milieu marin via les drones, souvent pour des mammifères (Marsh et Sinclair, 2017 pour des lamantins, Dawson et al, 2017 pour des baleines). Les prises de vue sont alors dépendantes de la taille de l'espèce à échantillonner, de sa profondeur d'évolution, de sa fréquence de présence à la surface et de la transparence de l'eau.

L'objectif de cette partie du travail est d'évaluer la faisabilité d'une méthode d'estimation des densités de silure, poisson de grande taille, en milieu naturel, en l'absence d'obstacle afin ultérieurement d'estimer sa pression de prédation sur les poissons migrateurs.

Il n'est pas possible d'estimer les densités de silures dans le milieu naturel de type grand cours d'eau sans cumuler différentes techniques. En effet, la pêche électrique est utilisable dans des habitats de type berges, végétaux, algues, pour les petits individus (< 1m), et pour des profondeurs inférieures au mètre mais ne permet pas l'accès aux habitats tels que grosses encombres ou dans des secteurs à profondeur largement supérieure au mètre. Elle n'est pas non plus opérationnelle sur les individus d'une taille supérieure au mètre. La plongée subaquatique peut être un complément pour des habitats en zones profondes ou difficiles d'accès (blocs, anfractuosités, encombres, ...) à condition que le courant ne soit pas un risque pour le plongeur et que la transparence de l'eau permette les

observations. Les essais conduits en 2013 et 2014, dans le Cher et la Vienne (Boisneau, 2015), ont montré que, comme dans la Dordogne (Verdeyroux et al., 2013), il est possible d'échantillonner des silures en grand cours d'eau par plongée subaquatique.

Les individus de grande taille (>1m) sont visés, puisque consommateur de poissons migrateurs, et la démarche suivie a consisté à coupler des observations par prise de vue aérienne et subaquatique en nous appuyant sur la distribution de type agrégative des silures et sur la transparence de l'eau, en période estivale en Loire. Ainsi l'initiation de l'échantillonnage est conduite à partir d'un survol du tronçon de Loire, en période de basses eaux claires, en ULM afin de repérer les sites où se concentrent les silures. Dans les jours qui suivent, sous réserve d'aucun changement hydrologique ou de transparence de l'eau et de conditions météo favorables, un survol du tronçon de rivière avec un drone prenant des photos est conduit sur plusieurs jours (Figure 29).

Les images collectées ont fait l'objet d'analyses visant à estimer la faisabilité d'une analyse automatisée. En effet, il s'agissait de reconnaître les formes des poissons, leurs nombres, de les discriminer des troncs d'arbres ou ombres portées et de mesurer les individus repérés. Ce travail a été conduit par le Laboratoire d'Informatique de Polytech Tours (Université de Tours).

Afin de réduire les sources d'erreurs des prises de vue aériennes liées à la végétation rivulaire, des observations subaquatiques sur les secteurs inaccessibles au drone, le long des berges, des îles et dans les encombres ont été conduites. Ce travail a été réalisé grâce à un partenariat entre l'université de Tours et les clubs ACA plongée et Chinon plongée affiliés à la FFESSM (Fédération Française d'Etude et de Sports Sous-Marins). Enfin, une caractérisation des habitats estivaux des groupes de silure a été conduite à partir de bathymétrie en 2017.

Les comptages des silures, issus des deux modes de prospection, associés aux surfaces et linéaires de cours d'eau échantillonné, permettront une première approche de l'estimation des densités. L'hypothèse posée est celle d'une densité de 2 individus par ha.



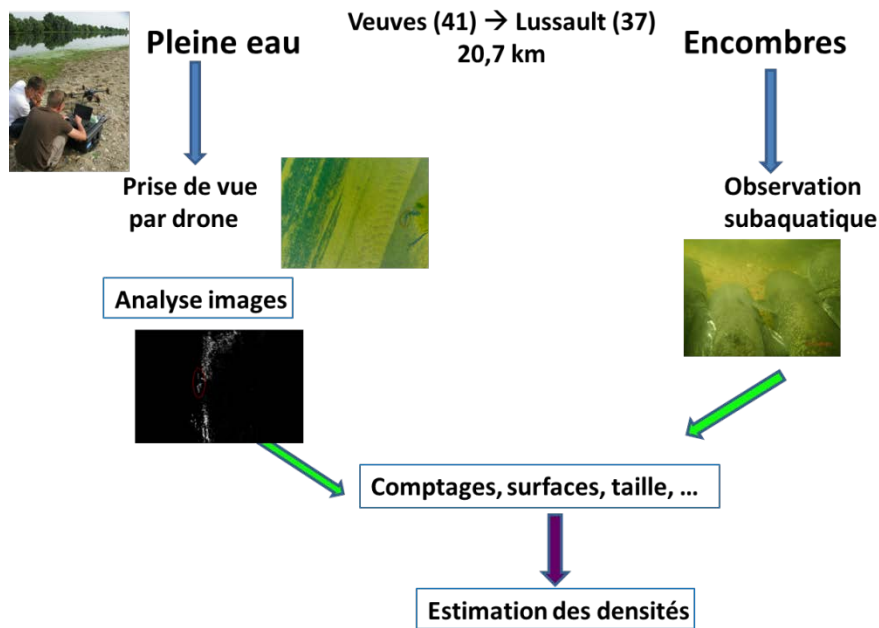


Figure 29 Démarche suivie pour aboutir à une estimation des densités de silure en parcours libre en Loire

Le secteur de Loire retenu s'étire sur 21 km, de Veuves (41) à Montlouis sur Loire (37) (Figure 30). Il est à l'interface entre les hydroécotones de type 2 (Wasson et al., 2001), tables calcaires du sud et du nord de la Loire. Il comporte une succession d'îles et de barres sédimentaires constituant des faciès typiques de la Loire Moyenne et ne contient aucun obstacle à la migration des poissons. Il comprend une portion, à l'amont du pont de la rocade d'Amboise, sans anciens ouvrages de navigation (duit), avec des successions d'îles et généralement un chenal secondaire en eau en étiage. Le parcours entre les deux ponts, à Amboise, est urbain et très contraint par la présence de l'île d'Or et du vieux pont. Lui fait suite une portion de Loire, très proche morphologiquement de la première, mais contenant des duits de l'aval d'Amboise jusqu'à Husseau (commune de Montlouis).



Figure 30 Site d'étude retenu pour les prises de vue aérienne, les observations subaquatiques et la bathymétrie (source Géoportail)

## 4.2. Matériel et méthodes

### 4.2.1. Prise de vue par drone et sélection des images

Les éléments à prendre en compte pour l'échantillonnage d'une zone au moyen d'engins aériens sont la topographie, la surface de l'aire d'étude, le type de distribution de l'espèce recherchée (agrégative ou non), la disposition des ressources et des aménagements anthropiques (Bouché, 2008).

Ces éléments induisent le découpage de la zone d'étude en transects ou quadras ou encore sections et définissent les plans de vols. Dans le cas d'un cours d'eau, la topographie n'est pas un problème mais la transparence de l'eau devient une limite majeure. Il faut alors privilégier les périodes à transparence de l'eau maximale et compatible avec les activités des espèces recherchées. La disposition des ressources et des aménagements anthropiques (points d'eau, couvert particulier, obstacles ...) peuvent également être un facteur d'agrégation des individus mais aussi une source d'impossibilité de détection de ces individus, donc d'erreur. Selon Bouché (2008) et Caughley (2018), pour pallier à une répartition hétérogène des individus, l'échantillonnage systématique peut être envisagé. Bien que plus couteux, il est plus précis qu'un échantillonnage aléatoire. Dans ce cas, la prospection par transects est privilégiée car ils fournissent de meilleurs résultats en raison de leur facilité de mise en œuvre et de leur standardisation aisée (Seber, 1986).

Les drones permettent de réaliser des prises de vue aériennes en présentant certains avantages et en réduisant certains facteurs d'erreur (Martin et al., 2012, Linchant et al., 2015). Outre qu'ils ont moins d'impact qu'un avion sur les animaux sauvages (perturbations comportementales), ils fournissent une sécurité plus élevée. Les plans de vols préenregistrés, à altitude constante, ne génèrent pas d'erreurs de vols et l'embarquement d'appareils d'imagerie ne laisse pas de place dans l'erreur des surfaces échantillonnées (Zorbas et al, 2016). Ils permettent de s'affranchir de l'expérience des observateurs sur le terrain, de leur fatigue et également de réduire l'erreur due à l'agrégation des individus. Si le dénombrement d'un grand groupe d'individus en un seul survol peut se révéler compliqué, celui-ci peut être plus aisé à partir des images. Cependant ce facteur d'erreur ne pourra être complètement supprimé lorsque les animaux sont en groupe très dense. Ceci sera source de sous-estimation tout comme la présence de couvert végétal dense qui masque la vue et ne permet pas de compter et identifier les animaux présents en dessous.

Aussi, avons-nous choisi un échantillonnage systématique de la portion de Loire, par transects à altitude constante (Figure 31), avec un chevauchement des images sur les 4 côtés et un géo-référencement de chacune d'elle. Elles sont prises à environ 150m d'altitude et ont une taille importante de 6000x4000 pixels pour pouvoir zoomer sur les éléments recherchés et ainsi réduire les sources d'erreurs liées à la détection. Ainsi, chaque image correspond à une portion de cours d'eau de 50 x 35m.

Concrètement, une fois la validation de la faisabilité des prises de vue par drone testée par la présence de silures et une transparence de l'eau voisine de 2m, les autorisations préfectorales et de l'armée de l'air de vols de drone ayant été demandées au préalable, les prises de vue peuvent être conduites. Elles ont été réalisées par l'entreprise Dronecontrast qui a ensuite repris les images pour effectuer, si nécessaire, un premier traitement visant à réduire les reflets ou à éclaircir la photo.



**Figure 31 Exemple de parcours du drone lors des prises de vue**

Les images sont ensuite transférées à C Boisneau pour un travail, préliminaire au traitement informatique, qui vise à sélectionner, de visu, toutes les images contenant des silures ou des faux positifs. Les images sont visionnées une à une avec la visionneuse de photos de Windows® ou le logiciel Adobe Acrobat DC®. Elles sont scannées visuellement de haut en bas en partant de la gauche. La présence, la position des silures, la couleur du substrat, la transparence de l'eau sont notées avec, quand cela est possible, le dénombrement des individus. En cas de doute, les éléments douteux sont enregistrés mais ne sont pas comptabilisés comme des poissons. Ce sont ces images qui sont ensuite fournies aux informaticiens.

#### **4.2.2. Reconnaissances automatique des silures**

Même si les prises de vues aérienne par drone sont de plus en plus utilisées pour des estimations de densités animales, y compris en milieu aquatique, il n'existe pas d'outils informatiques automatisés permettant la reconnaissance des organismes aquatiques et ceci est peu traité dans la littérature. En effet, chaque espèce a sa propre morphologie qui nécessite des adaptations spécifiques. La demande portait donc, non seulement sur la reconnaissance automatisée des silures, mais aussi sur leur dénombrement et leurs mensurations. D'un point de vue informatique, ceci est un problème complexe. Aussi, un système de reconnaissance d'images utilisant des techniques d'apprentissage profond a-t-il été proposé.

D'un point de vue général, le système prend en entrée une image et, par un algorithme de reconnaissance, fournit l'estimation du nombre d'individus contenus dans l'image. Pour le cas spécifique de l'estimation de poissons, nous avons utilisé une approche basée sur la création d'une carte de densité, à partir de l'image initiale fournie en entrée. Cette carte de densité représente l'estimation de la fraction du nombre de poissons pour chaque pixel de l'image ; l'estimation totale du nombre de poissons dans l'image est donc faite, par la somme de toutes les valeurs sur tous les pixels de l'image. La Figure 32 fournit un exemple d'architecture du système dans un contexte de comptage de personnes.

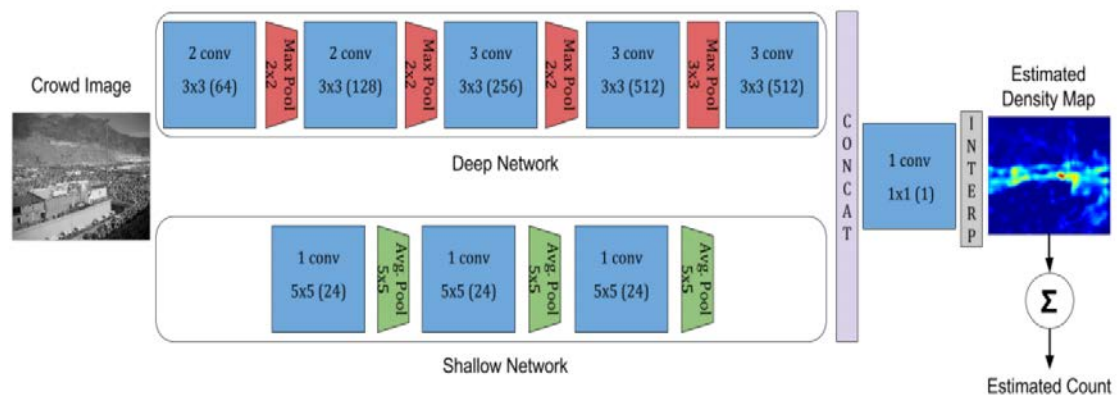


Figure 32 Architecture du système de comptage par construction d'une carte de densité

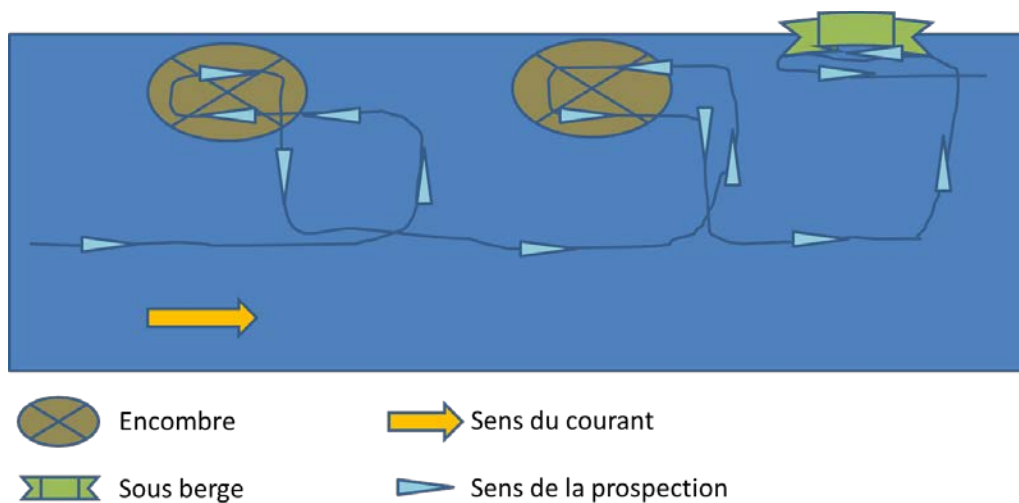
Pour que ce système puisse fonctionner, il faut une étape préalable qui s'appelle apprentissage, dans laquelle un certain nombre d'exemples sont donnés au système pour qu'il puisse apprendre, à partir de ceux-ci, une loi plus générale afin de reconnaître la même situation sur des nouvelles données. Les exemples fournis ont été les images sélectionnées visuellement contenant des vrais et des faux silures.

#### 4.2.3. Observation subaquatique

En France, les techniques d'estimation de densités de poissons en grand cours d'eau utilisant la plongée subaquatique sont très peu développées contrairement à ce qui se passe au Québec et restent réservées à des espèces rares et difficiles d'accès (Bejean 2010). Néanmoins, ces méthodes

très utilisées en milieu marin, standardisées, permettent une approche des densités de poissons dans des milieux naturels (Labrosse et al., 2001 ; Béjean et Kupfer, 2013 ; Manna et al, 2017).

L'objectif est de compléter les observations faites par imagerie aérienne mais aussi d'acquérir des informations sur les tailles des individus et leurs habitats de repos estivaux. Le silure est une espèce opportuniste quant à ses habitats, peu active en journée (Copp et al, 2009) et il s'agissait de prospector les habitats non accessibles par drone à savoir les berges arborées ou non, infrastructures linéaires et les tas de bois ou tout autre objet susceptible de fournir des abris (épave, blocs, palette ...) dans le chenal principal ou les chenaux secondaires. Afin d'être en cohérence avec les prospections aériennes, et pour réduire les risques d'erreurs des estimations, une prospection subaquatique systématique des berges arborées ou avec encombres et des tas de bois, ainsi que des caves sous berges, a été retenue. Celle-ci a été conduite de jour dans la limite des conditions de sécurité pour les apnéistes durant la période de passage du drone et dans des conditions de visibilité d'au moins 2m. Les poissons de taille supérieure à 0,4m sont visés. La prospection des tas de bois se fait de l'aval vers l'amont dans une progression globale en sens inverse afin de réduire la fatigue et les risques pour les plongeurs (Figure 33).



**Figure 33 Schéma du mode de prospection du cours d'eau pour estimation des densités de silure**

Lors de la plongée, la progression ne peut se réaliser que si les apnéistes sont capables de remonter le courant. Dans le cas contraire, le site n'est pas prospecté et ceci pour des raisons de sécurité. L'approche doit se faire sans gestes brusques en portant une grande attention aux habitats tels que souches, troncs ou herbiers dans lesquels il faut prendre le temps de la prospection. Il ne faut pas hésiter à chercher sous les débris de bois ainsi que dans les caches sous les berges et sous les rochers

(Figure 34). Le silure doit être identifié de visu, directement, en phase de repos. Un poisson en déplacement passant dans le champ de vision ne sera pas compté pour éviter les multiples comptages. Dans la mesure du possible, la longueur du silure sera estimée au moyen d'une perche graduée à glisser le long de l'animal ou de visu après une séance d'entraînement en début de sortie. Les opérateurs fonctionnant en binôme, les descentes en apnée sont effectuées en alternance, la sécurité de l'apnéiste en prospection étant assurée par celui restant à la surface. Une observation n'est validée que lorsque les deux observateurs sont d'accord sur les données à communiquer : habitat, nombre de poissons et leur taille individuelle. Celles-ci sont communiquées au fur et à mesure de la prospection à la personne chargée de la sécurité, dans un bateau à proximité. Celle-ci assure également l'orientation des plongeurs, la prise de notes, l'enregistrement de la position GPS des points d'échantillonnage et règle la vitesse de progression. Ce bateau transporte également le matériel de secours dont l'oxygénothérapie, au moins un secouriste apnéiste était présent dans l'équipe.





**Figure 34 Apnéistes en prospection dans une souche dans un chenal (en haut) et dans une encombre en berge (en bas) (© C Touraine)**

#### **4.2.4. Caractérisation des habitats de groupe par bathymétrie**

Une campagne de bathymétrie, dans le chenal principal a été conduite les 3 et 4 octobre 2017, à partir d'une chaîne de mesure bathymétrique constituée d'un DGPS RTK Magellan Proflex 500, d'un sondeur Tritech PA500 et du logiciel Hypack 2015. Les sondes ont été levées suivant la projection RGF93 pour les coordonnées planimétriques et NGF IGN69 pour les coordonnées altimétriques. Des profils ont été levés sur chaque station avec un espacement inter profil de 20m. La construction du modèle numérique de terrain (MNT) a été réalisée, sur chacune des stations, à partir des sondes bathymétriques suivant la méthode Triangular with Linear Interpolation développée par le logiciel Surfer 12 ©. Des profils ont été extraits afin de caractériser les espaces de localisation des silures. Le volume en eau des fosses, délimité par la surface du miroir et le plancher alluvial, a été calculé, pour les débits du jour de mesure, à partir de l'outil volume du logiciel Surfer 12 ©.

Deux stations sur lesquelles des rassemblements de silures avaient été observés à la fin des étés 2015, 2016 et 2017 ont été relevées. La station amont est située à 1890 m en aval du pont d'Amboise. Les profils bathymétriques couvrent la totalité de la surface en eau, sur un tronçon de 700 m linéaire par 110 m de large en moyenne. La station aval est située à 7 km en aval du pont d'Amboise, à Husseau. Les profils bathymétriques couvrent la moitié du lit mineur en eau sur le linéaire prospecté. Il délimite un tronçon, de 1250 m par 75 m en moyenne, situé au sud d'un ancien



duit discontinu (ouvrage longitudinal de navigation de la Loire). Le jour des relevés, les débits de la Loire à la station d'Onzain (K4800010) étaient de 83 m<sup>3</sup>/s le 3 octobre 2017 et de 78 m<sup>3</sup>/s le 4 octobre.

#### 4.2.5. Estimation des densités

L'objectif final étant d'arriver à une estimation des densités de silure sur un tronçon de cours d'eau, les nombres de poissons sont acquis (cf 421 et 423), les linéaires ainsi que les surfaces disponibles, les densités en nombre d'individus par unité de surface ou de distance peuvent être calculées. L'estimation correcte des densités repose sur deux hypothèses : 1) les poissons ne sont pas comptés deux fois ; 2) la probabilité de détection des poissons est égale à 1, ce qui signifie que tous les individus présents sur les sites de comptage sont supposés être vus et dénombrés. Cette méthode prend bien en compte les espèces peu mobiles (Labrosse et al., 2001) ce qui est le cas du silure.

Les comptages subaquatiques et aériens ne pouvant être tous concomitants, deux scénarii d'estimation des densités sont produits en maximisant les surfaces ou longueurs de cours d'eau. Les valeurs obtenues par prospection aérienne sont retenues.

Scénario 1 : on fera l'hypothèse que sur l'ensemble de la période, les poissons se déplacent et que leur effectif est le nombre maximal observée par l'une ou l'autre méthode. Le nombre de poissons est donc minimisé.

Scénario 2 : A l'inverse on fera l'hypothèse que les silures ne se sont pas déplacés durant la période d'étude et que l'effectif est la somme des individus vus par les voies aériennes et subaquatiques. On maximise le nombre de poissons.

Le jeu de données est celui de l'année 2016. A chaque session d'observation aérienne et subaquatique sont associés les surfaces, distances et effectifs de silures échantillonnés (Figure 35).

## 5- Carrière Plou Noizay 37210H4

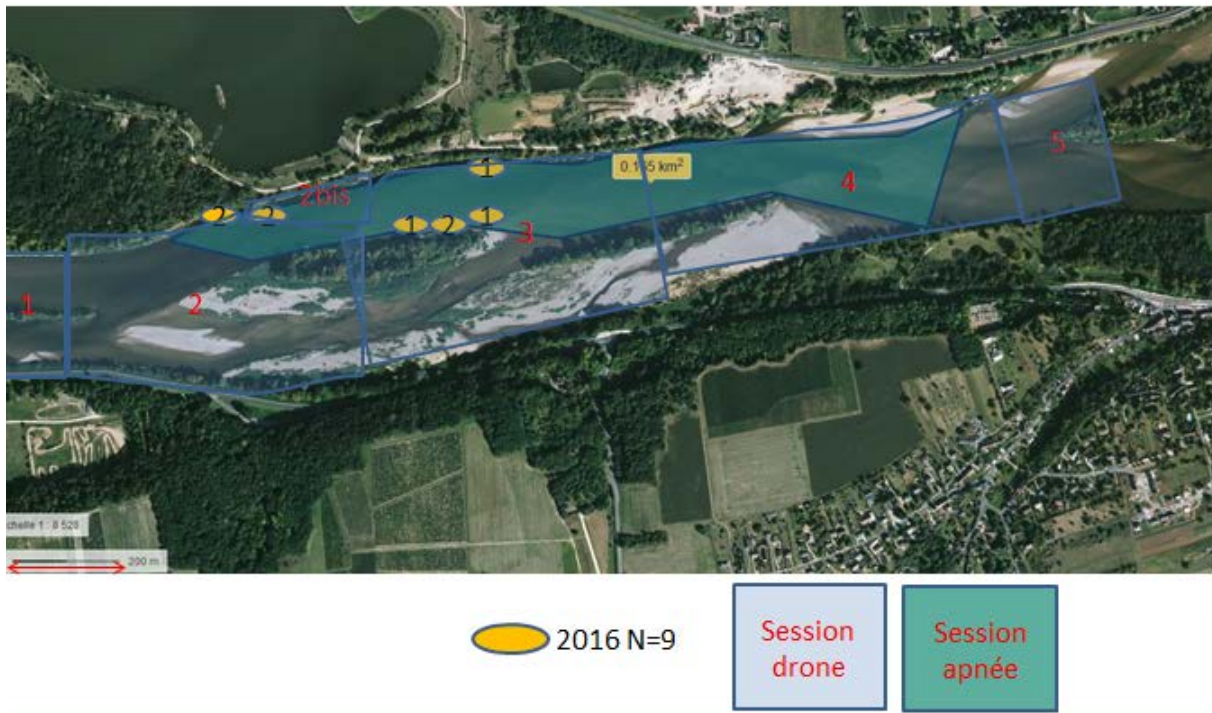


Figure 35 Session d'observations aériennes et subaquatiques. Les ovals orange correspondent aux effectifs de silures. Observations subaquatiques de 2016 (source : Géoportail)

### 4.3. Résultats

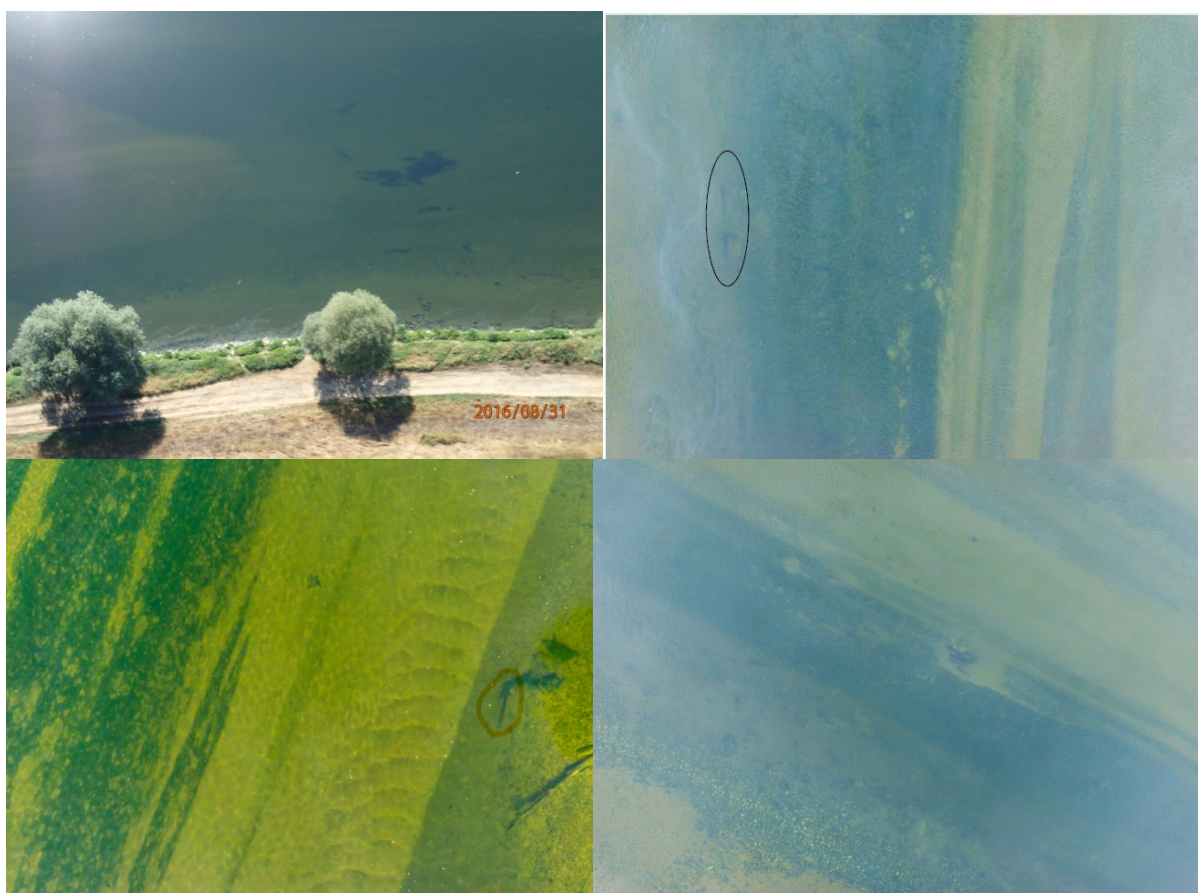
#### 4.3.1. Prise de vue par drone et sélection des images

La session de prise de vue de 2016 a permis de parcourir 20,7 km pour un total de 13 663 images. 15,8 % d'entre elles ne sont pas exploitables. Certaines sont « hors champ », ce sont les prises de vue 100% terrestres lors de survols des îles (5,9%). D'autres ne permettent pas la détection, c'est-à-dire la reconnaissance de la présence/absence de l'espèce recherchée. Ce sont des images contenant :

- une grande part de berges boisées (1),
- une ombre portée sur l'eau importante (2),
- des reflets des nuages sur l'eau (3),
- des irisations ressemblant à celles des hydrocarbures en surface (Figure 36 en haut à droite) (4),
- des vaguelettes dues au courant (5),

- une sur ou sous exposition de l'image qui ne peut être corrigée par des logiciels (6).

L'analyse de ces types de situation a permis d'identifier des conditions optimales de prise de vue visant à réduire les sources d'erreurs correspondant aux 5 derniers éléments précédents. Les horaires de vol sont à programmer de 8hTU à 16hTU, pour la période de la fin août à la fin septembre (point 2), la nébulosité doit être inférieure à 5% afin de ne pas créer d'effet miroir (point 3), le capteur doit être équipé d'un filtre polarisant afin de réduire les effets d'irisation (point 4), la vitesse du vent ne doit pas excéder les 15 km/heure sous peine d'avoir, surtout dans les zones de radier, des vaguelettes brillantes qui réduisent voire annulent la transparence de l'eau (point 5), et enfin, les paramètres de l'appareil photo sont réglés de manière à maximiser la profondeur de champ et minimiser les sur expositions (point 6). Il est possible de corriger via des outils informatiques une légère sous exposition tandis que l'inverse ne fournit pas la même qualité d'image.





**Figure 36 Images prises par ULM (en haut à gauche) et par drone. Des silures sont présents sur toutes les photos sauf sur celle en bas à droite qui est un faux positif (ensemble de souches) (© C Boisneau)**

La visibilité fait intervenir des paramètres qui affectent le comptage des individus recherchés sans impliquer l'expérience de l'observateur. Ceux-ci peuvent être regroupés en catégories conduisant soit à une sur estimation soit à une sous-estimation des individus (Tableau 13). Même si les conditions de transparence sont sélectionnées comme maximales, certains habitats comme les parties aval de barres sédimentaires ou les fosses peuvent présenter une profondeur supérieure à celle de la transparence de l'eau. Dans ce cas, il est impossible de dénombrer l'ensemble des poissons.

**Tableau 13 Paramètres de visibilité**

Sous estimation		Sur estimation	
Facteur	Correction	Facteur	Correction
Profondeur des poissons vs transparence de l'eau	-	Chevauchement des images (individu visible sur au moins 2 images)	Comptage sur l'image présentant la meilleure définition
Couleur du substrat (vert foncé à noir)	-	Ombre du poisson porté sur le fond	Vigilance
Troncs d'arbres	Position par rapport au courant, repérage de la tête	Présence de faux positifs (tronc, algues filamenteuses)	Repérage avec critères de taille, position (inchangée d'une image à l'autre) et de forme
Agrégation des individus	Repérage de la tête généralement plus claire		
Ombre des arbres de la berge	Plage horaire de vol		
Reflet des nuages	Conditions météo		
Vaguelettes	Conditions météo		

En période estivale, le fond présente une grande variété de substrat minéral plus ou moins colonisé par des végétaux et notamment des algues filamenteuses. Ceci conduit à des images contenant des substrats très sombres (Figure 36, en haut à droite et au centre) sur lesquels il n'est pas facile de

distinguer les poissons. Des observations subaquatiques montrent que des silures de taille supérieure au mètre s'y trouvent et s'y cachent partiellement la tête ou la queue (Figure 37), ils sont impossibles à identifier sur les images.



**Figure 37 Silure enfoui dans des algues vertes filamenteuses**

L'agrégation des individus se traduit par des groupes de quelques unités à quelques dizaines d'individus. Lors des prospections subaquatiques, nous avons pu observer que les poissons sont disposés, la tête face au courant selon un v inversé (Figure 36, en bas à gauche). Ils se touchent latéralement et se superposent les uns sur les autres. Cette masse compacte et cette superposition ne permettent pas de donner un nombre exact de poissons présents dans le banc mais un effectif minimal.

La présence de faux positifs, objet de forme similaire à celle d'un silure, mais n'étant pas un poisson est une source de surestimation (Figure 36, dernière image). Des troncs dans le lit, en bordure des berges, des petits bancs d'algues filamenteuses, des accumulations de végétaux autour de troncs ou de gros blocs de pierre peuvent avoir des formes imitant celles des silures. Il s'agit donc de les identifier, notamment pour qu'ils puissent être discriminés ultérieurement par le logiciel, via des critères de taille, de forme et de position. 35 faux positifs ont été identifiés (Figure 38), la moitié d'entre eux sont des souches ou des branches qui peuvent simuler un ou plusieurs individus et un

tiers sont des branches ou souches dans lesquels des végétaux aquatiques (algues et/ou macrophytes) sont bloquées et forment un drapeau s'amincissant vers l'aval, mobile dans le courant.

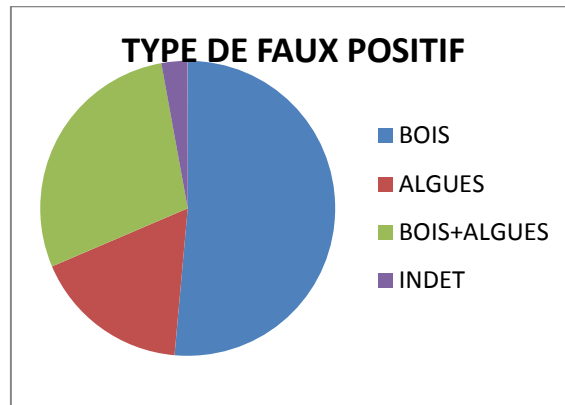


Figure 38 Nature des faux positifs de silure

Les observations visuelles ont permis d'identifier avec certitude 317 silures. Ils sont majoritairement isolés ou par deux (74% des occurrences) et ceux-ci représentent 17% des individus alors que les groupes de plus de 20 individus comptent pour 67% des individus (Figure 39). Le maximum est d'au moins 95 individus (Figure 36, image en bas à gauche). Les groupes de silure associent des individus de taille allant du simple au triple avec des longueurs maximales observées d'environ 2,5 m (Figure 40).

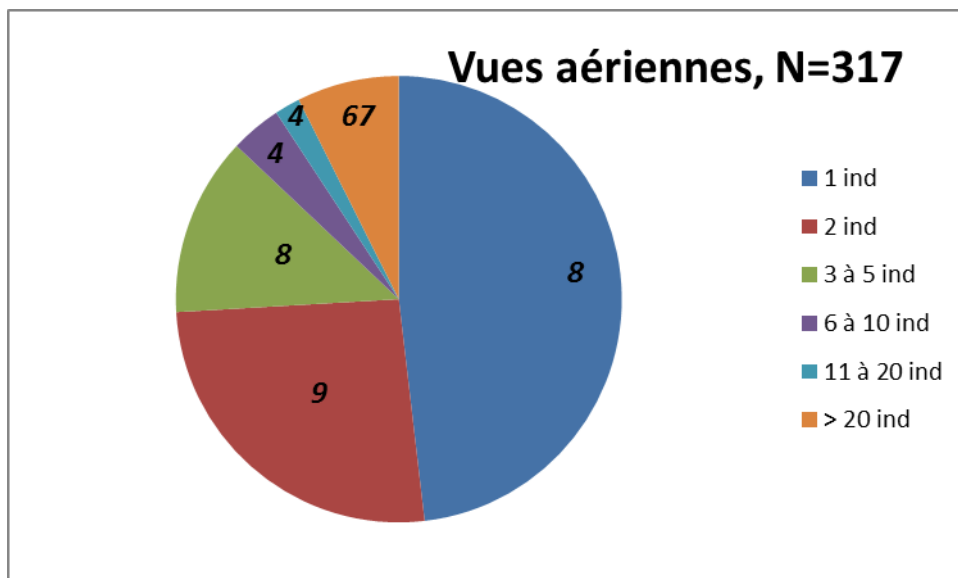


Figure 39 Occurrence des compositions en effectifs des groupes de silures échantillonnés par vues aériennes. Les nombres en gras correspondent aux % des effectifs de silure par type de groupe

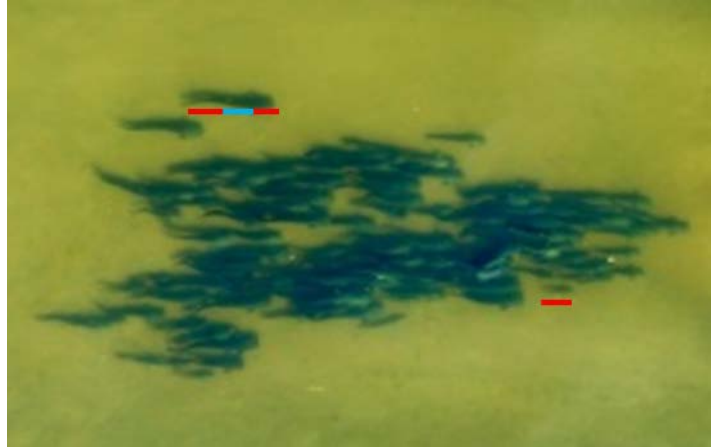


Figure 40 Hétérogénéité des tailles dans un groupe de silure (© C Boisneau)

L'analyse des paramètres de visibilité des groupes de silure supérieurs à 10 individus concerne 72,5 % des individus. Les trois paramètres actifs sont le paramètre agrégation qui affecte 54% de ces poissons, le paramètre profondeur (31%) et le paramètre substrat (15%). Pour les individus isolés, en binôme et en groupe de taille < 10 individus, l'identification se fait sans difficulté pour 44,6% d'entre eux. Les paramètres de sous-estimation majeurs sont les troncs d'arbres immergés, les reflets des nuages, la couleur du substrat et enfin l'ombrage (Figure 41). Les effectifs fournis après l'analyse des images constituent donc des valeurs minimales.

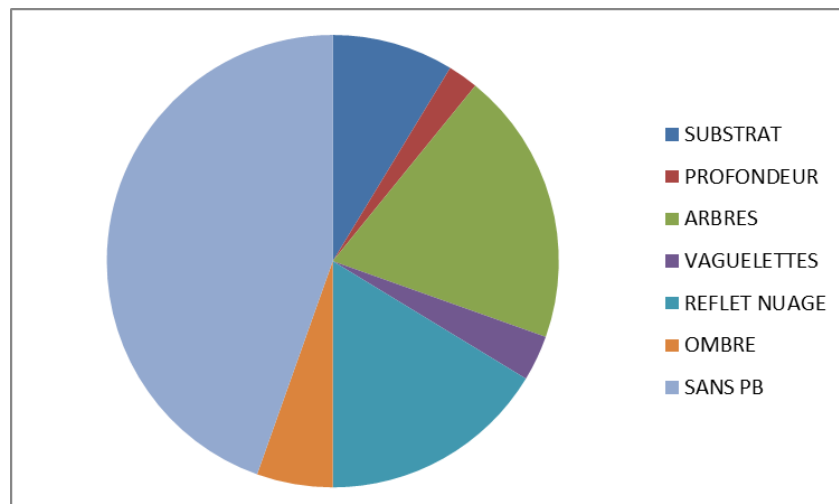


Figure 41 Paramètres de sous-estimation des silures isolés ou dans des groupes <10 individus

L'application des conditions optimales de prises de vue et les conditions météorologiques d'août et septembre 2017, très venteuses et nuageuses n'ont permis d'échantillonner que 10,4 km de cours

d'eau pour un total de 6984 images. Celles-ci n'ont pas été analysées visuellement dans l'attente de la faisabilité d'une méthode automatisée d'analyse des images.

#### 4.3.2. Reconnaissances automatique des silures

122 images contenant au moins 99 individus ont été fournies. Dans la phase d'apprentissage, celles-ci ont été découpées en plusieurs parties et chaque partie a été donnée en entrée du système. Un découpage d'image et un exemple de carte de densité fournie au système pour qu'il apprenne la relation entre carte de densité et l'image d'entrée sont fournis Figure 42.

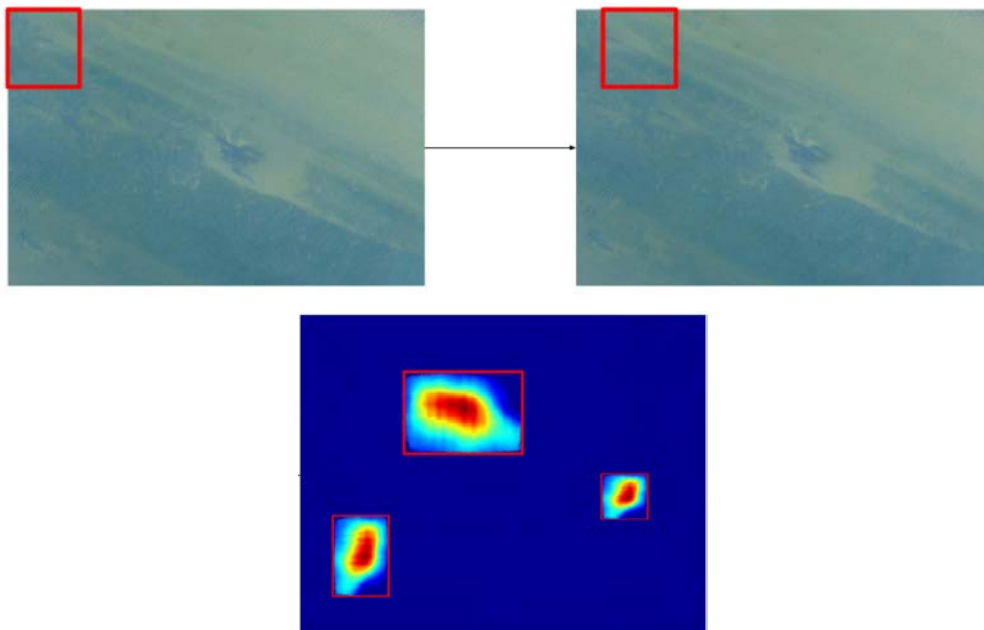
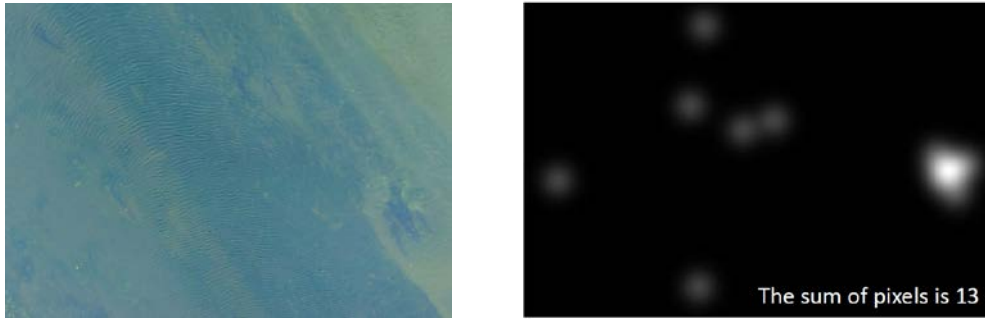


Figure 42 Exemple de découpage de l'image et carte de densité associée

Une fois l'étape d'apprentissage terminée, le système peut être utilisé en mode opérationnel. Une image complète est alors fournie au système qui la découpe en plusieurs parties et construit une carte de densité pour chaque partie de l'image (Figure 43).





**Figure 43 Exemple de résultat du système sur une image de test**

Le Tableau 14 affiche les résultats obtenus par l'application de l'algorithme sur des images contenant des silures. L'algorithme n'est pas capable de fournir une bonne estimation du nombre de poissons dans les images, il surestime ou sous-estime considérablement les effectifs de poissons. Cela est dû :

- au manque de données positives en phase d'apprentissage (peu d'exemple d'images avec des silures présents dans l'image),
- à la très grande variabilité des images. Elles peuvent contenir des plages claires à presque noire qui rendent l'automatisation de la reconnaissance difficile,
- à la présence de beaucoup d'artefacts (algues, troncs, végétation, ombre portée etc.).

**Tableau 14 Résultats obtenus sur des images test**

image	prediction	groundtruth
S1/DSC09754.jpg	6.06626847739	2
S1/DSC09755.jpg	4.78962164901	2
S1/DSC09768.jpg	5.81400977877	13
S1/DSC09769.jpg	5.34754481204	14
S1/DSC09770.jpg	5.40931740165	1
S1/DSC09771.jpg	5.25928692375	1
S1/DSC09773.jpg	5.36347620963	1
S2/DSC00403.jpg	7.05239519471	2
S3/DSC00592.jpg	4.83192060503	1
mean absolute error :	4.9567479856	
mean squared error :	27.5170896578	

### 4.3.3. Observation subaquatique

Les observations subaquatiques ont permis d'échantillonner 9,2 km en 2016 et 12,7 km en 2017. Tout comme pour les prises de vue aériennes, des paramètres affectant le comptage des individus recherchés sont identifiés. A nouveau, il est possible de distinguer des facteurs conduisant à une

sous-estimation (Tableau 15) et à une sur estimation des effectifs. Ce cas peut être rencontré lorsque les binômes ne travaillent pas de manière synchrone ou lorsque des poissons sont dérangés. Pour annuler cela les poissons en mouvement ne sont pas comptabilisés.

**Tableau 15 Facteurs de sous-estimation des silures lors des observations subaquatiques**

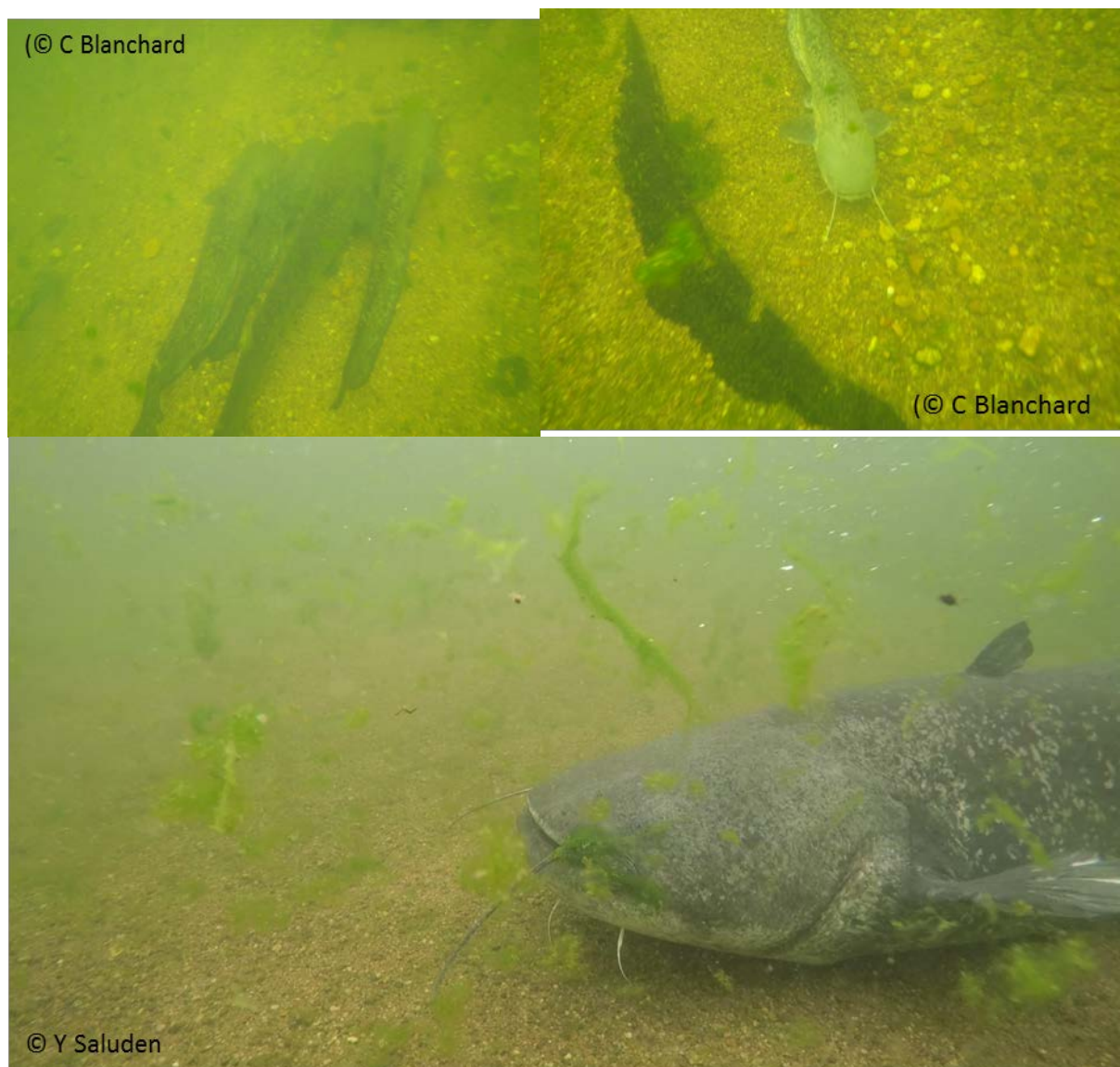
<b>Facteur</b>	<b>Correction</b>
Agrégation des individus	Repérage de la tête.
Luminosité et nuages	Conditions météo
Ombre	Conditions météo, plage horaire
Visibilité liée aux algues vertes en dérive	-
Expérience de l'observateur	Formation
Fatigue de l'observateur	Durée session

L'agrégation des individus se traduit par des groupes de quelques unités à quelques dizaines d'individus dans deux types d'habitat, la partie aval des barres sédimentaires et dans/sous les encombres. Lorsque les poissons se superposent les uns sur les autres et qu'ils se déplacent à l'intérieur du banc, il n'est pas possible de donner un nombre exact de poissons mais un effectif minimal. Par ailleurs, les algues filamenteuses en dérive (Figure 44) sont une source supplémentaire de mauvaise visibilité.

Les conditions de luminosité, d'ombrage et la présence de nuages influent sur la détectabilité des individus. Plus l'espace aquatique sera sombre, plus il faut de temps à l'observateur pour que ses yeux s'adaptent au différentiel de luminosité entre la surface et l'espace à prospecter mais meilleures seront les conditions d'observation sous l'eau. Les jours sans nuage seront privilégiés et pour les plages horaires, celles qui réduisent les ombres portées. Les parties claires (tête, flancs) seront recherchées en priorité.

Enfin, l'expérience et la fatigue de l'expérimentateur sont également une source de sous-estimation. « On ne voit bien que ce que l'on connaît » est un adage adapté. Pour réduire la part de ce facteur, des consignes sont données aux observateurs en début de session. Les binômes sont constitués, dans la mesure du possible, d'une personne expérimentée et d'une qui l'est moins et une session de formation est organisée pour tous dès le premier habitat contenant des silures. Au début de la session, les observations des binômes sont validées par le responsable scientifique jusqu'à ce que l'accord soit complet.

Les observations subaquatiques ont permis de dénombrer 168 silures en 2016 et 226 individus en 2017. Les poissons sont présents dans divers types d'habitats (Figure 44 à Figure 47) mais la majorité d'entre eux se trouvent dans les encombres de berges ou dans les tas de bois dans ou en bordure du chenal principal. En 2017, aucune mouille à l'aval de banc de sable n'a été échantillonnée car il n'y en avait plus sur le secteur de prospection.



**Figure 44 Silures en pleine eau sur fond de sable à cailloux, isolé ou en groupe.**



Figure 45 Silures sous des encombres, posés au sol, le corps partiellement caché (© C Boisneau)





Figure 46 Silures dans des encombres le corps partiellement caché (© C Boisneau)

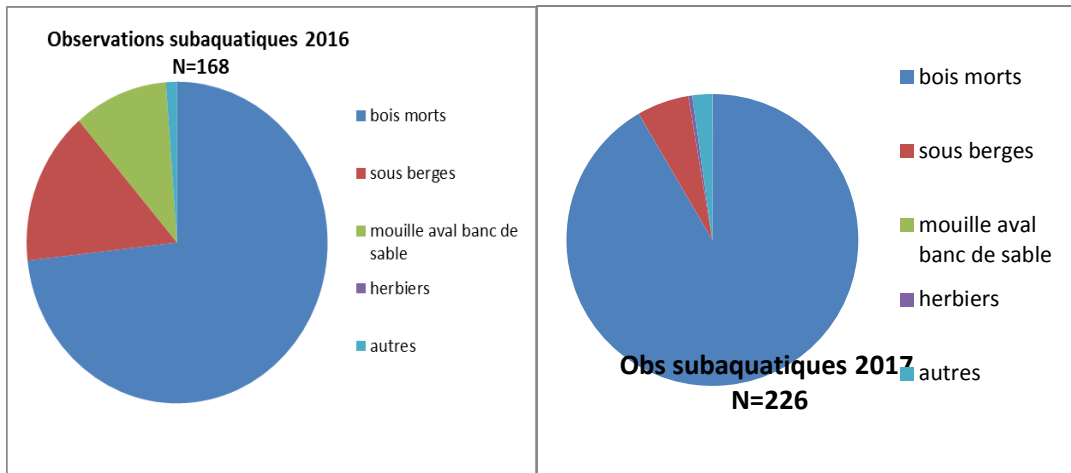


Figure 47 Habitats des silures observés en subaquatique

Les silures sont majoritairement isolés ou par deux (67% des occurrences) représentant 30% des individus alors que les groupes de 11 à 20 individus (4% des occurrences) comptent pour 17% des individus (Figure 48). Le maximum d'individus dans un groupe fut de 17.

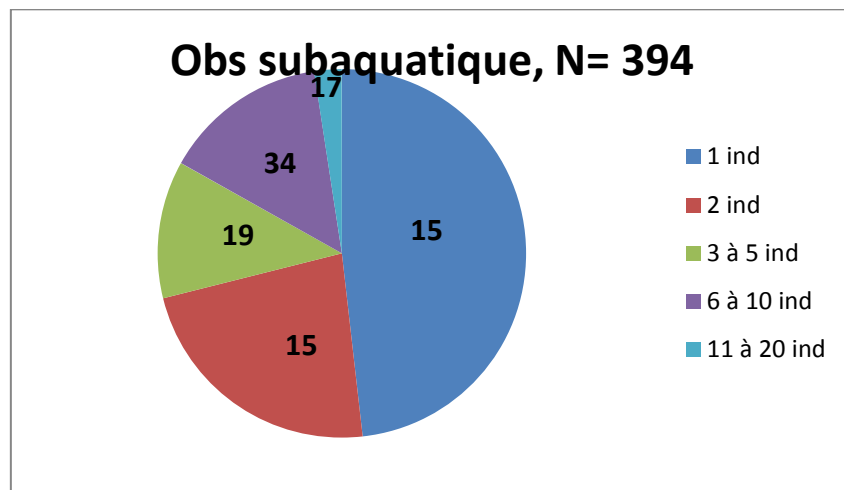


Figure 48 Occurrence des compositions en effectifs des groupes de silures échantillonnés par observations subaquatiques. Les nombres en gras correspondent aux % des effectifs de silure par type de groupe

Les distributions en taille des poissons observés en subaquatique (Figure 49) montrent un sous échantillonnage des individus pour la classe de taille 0-40cm, ce qui était attendu mais aussi une acquisition d'expérience des observateurs car la classe 41-80cm est mieux échantillonnée en 2017. Néanmoins, les distributions de ces tailles ne diffèrent pas significativement entre les deux années (test de  $\chi^2$ ,  $\chi^2=6,806$ , ddl=4, p=0,146). Les extrêmes vont de 10 cm à 280 cm.

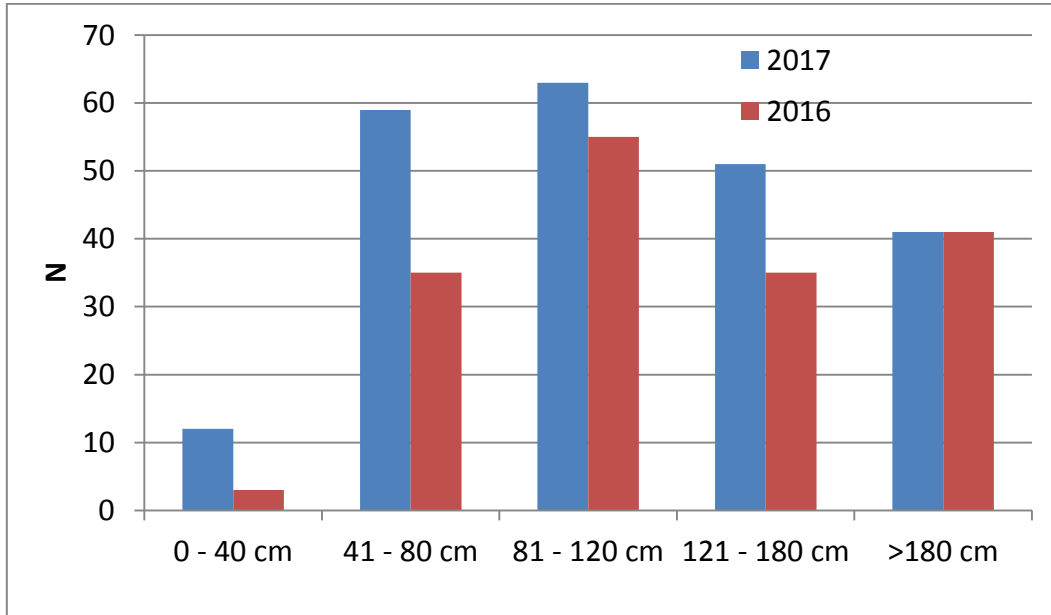


Figure 49 Distribution en taille des individus observés en subaquatique

#### 4.3.4. Caractérisation des habitats par bathymétrie

Trente-huit profils ont été levés sur la station amont et 37 sur la station aval. La bathymétrie présente des fosses et des zones de moindre profondeur (Figure 50, Figure 51).

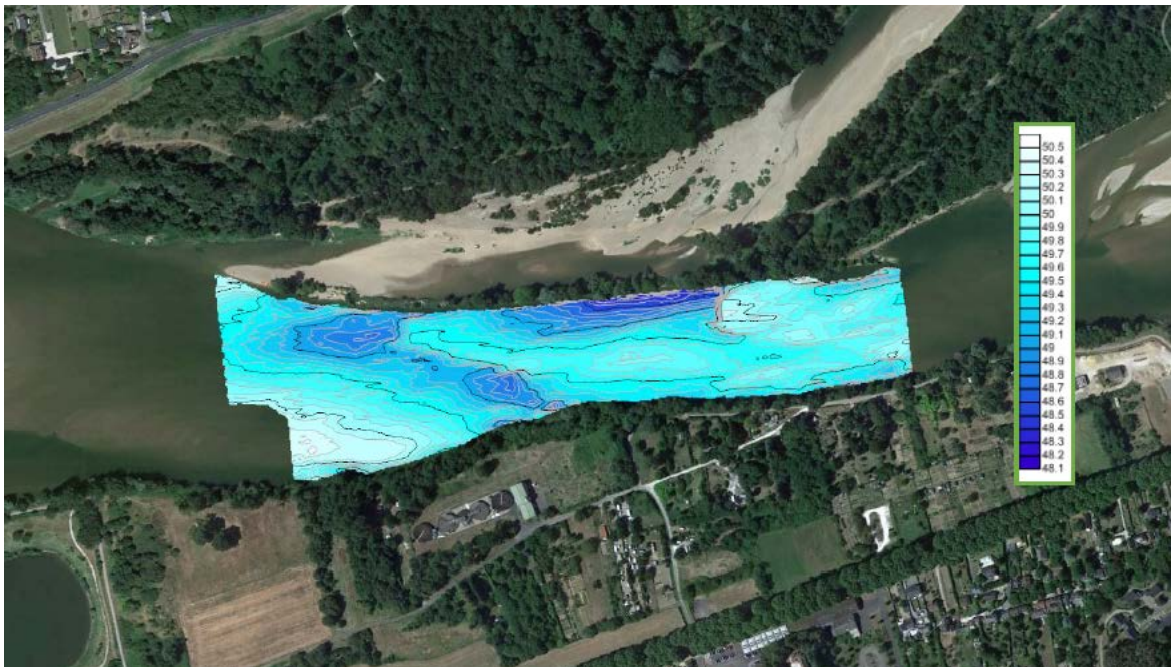


Figure 50 Bathymétrie de la station amont (Google earth)

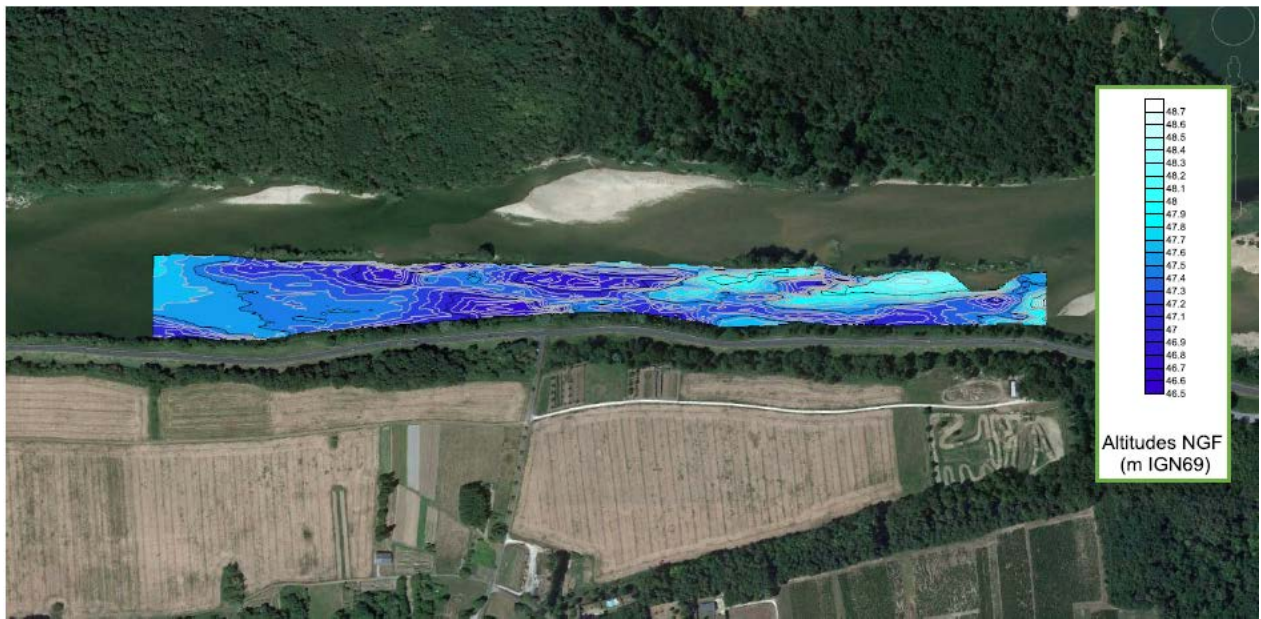


Figure 51 Bathymétrie de la station aval (Google earth)

Les isobathes issues de la représentation du MNT font apparaître trois fosses sur chacune des deux stations (Figure 52 à Figure 55). Ces fosses se localisent à l'aval de barres sédimentaires et en bordure de berge (levée ou duit).

Les profils de caractérisation des fosses de la station amont mettent en évidence des profondeurs moyennes de 1,48m ( $\pm 0,14$  m) pour des maximales de 2,14 m, (débit de 83 m<sup>3</sup>/s à Chaumont) tandis que celles de la station aval sont légèrement plus élevées, 1,64 m, et moins homogènes ( $\pm 0,34$  m) et varient de 1,5 à 2 m pour des maximales de 2,14 m (débit de 78 m<sup>3</sup>/s à Chaumont). Sur chaque station, parmi les trois fosses, l'une d'entre elles possède un volume qui est presque le double des deux autres (Tableau 16).



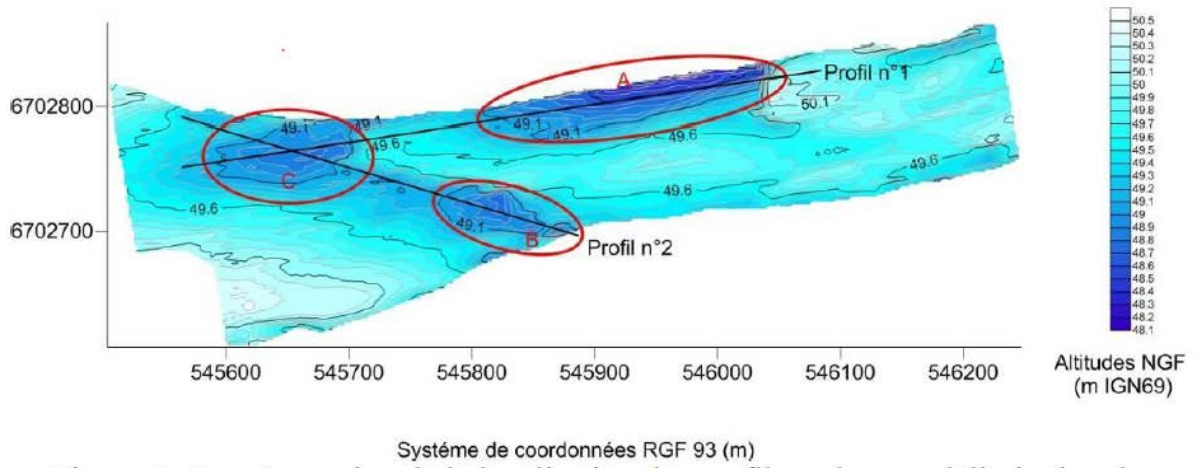


Figure 52 Localisation des profils en long et délimitation des fosses de la station amont

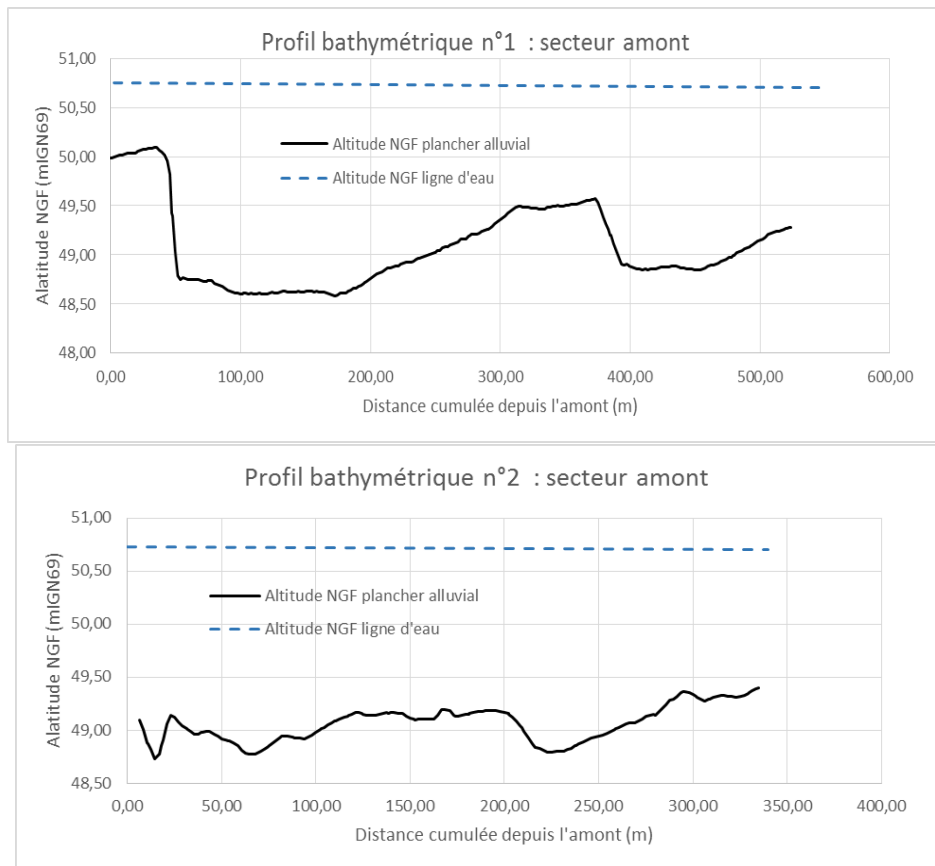


Figure 53 Profils bathymétriques 1 et 2 de la station amont (3 octobre 2017, débit Loire à Onzain 83m<sup>3</sup>/s)

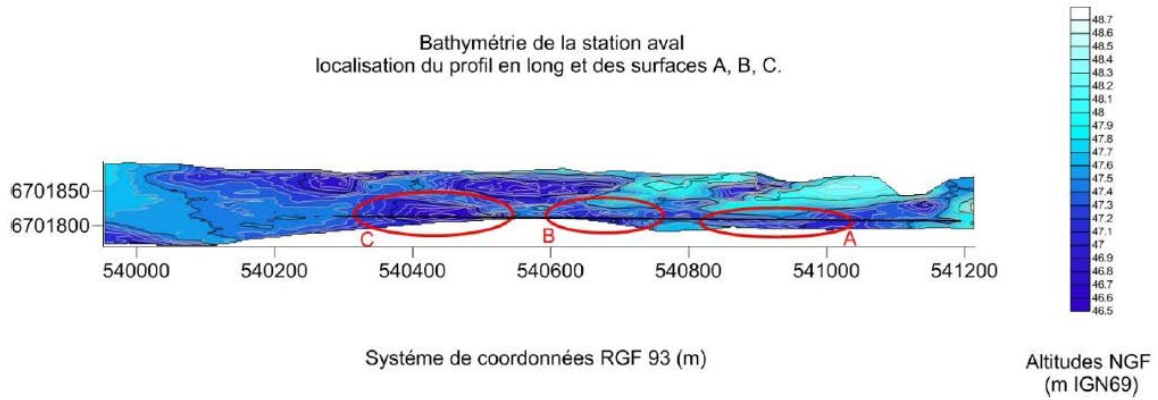


Figure 54 Localisation des profils en long et délimitation des fosses de la station aval

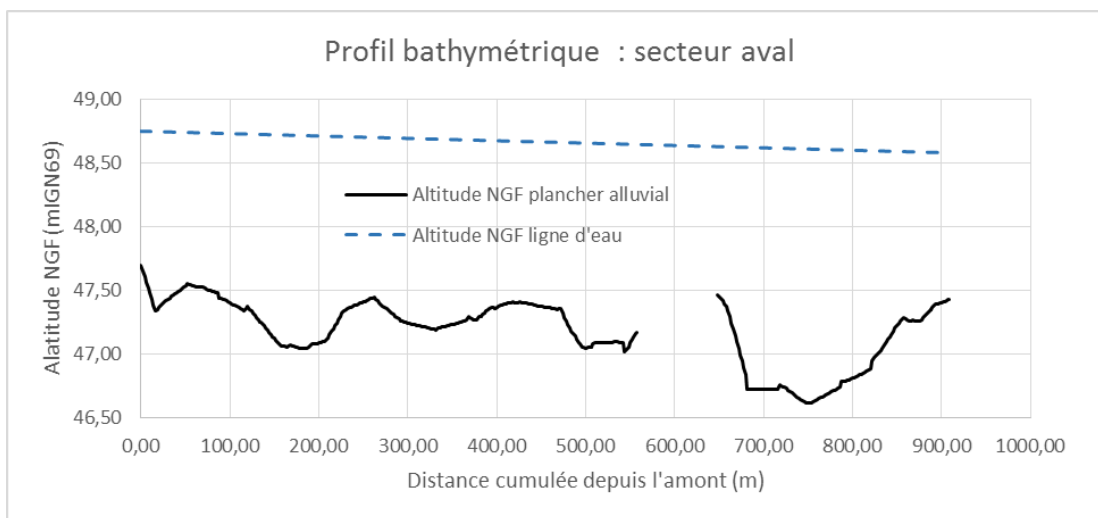


Figure 55 Profil bathymétrique de la station aval, le 4 octobre 2017, débit Loire à Onzain 79m<sup>3</sup>/s

Tableau 16 Volume des fosses

FOSES	AMONT			AVAL		
	A	B	C	A	B	C
Altitude moyenne de la ligne d'eau (m)	50.73	50.71	50.69	48.66	48.61	48.59
surface en plan (m <sup>2</sup> )	8441	4416	12398	5247	4666	8213
Volume (m <sup>3</sup> )	15931	7458	7500	7621	6388	13547

#### 4.3.5. Première approche des densités

Les densités sont calculées pour l'année 2016, en ayant retiré une session d'apnée pour laquelle le drone n'avait pu opérer et pour des tailles de poissons >0,4m. Le linéaire est celui du cours d'eau. Le scénario 2 qui maximise les effectifs fournit des valeurs d'environ 33% en plus (Tableau 17). Quel que soit le scénario, les valeurs sont inférieures à celle de l'hypothèse qui est de 2 individus par ha.

**Tableau 17 Valeurs de densités des silures**

				SCENARIO 1		SCENARIO 2	
	N	Surface (ha)	Linéaire (km)	Densité (ind/ha)	densité (ind/km)	Densité (ind/ha)	densité (ind/km)
Aquatique	154	400	20,7	-	-	1,18	22,75
Aérien	317			0,79	15,31		

**La faisabilité d'une méthode d'estimation des densités de silures s'est appuyée sur deux approches combinées, l'une par estimation des densités observées par voie aérienne et l'autre en subaquatique. Les conditions d'optimisation des prises de vue par drone ainsi que les facteurs d'erreur de détection et de visibilité sur les images sont identifiées. Ce sont le reflet des nuages, les irisations, les diverses couleurs du substrat et l'agrégation des poissons. Ces paramètres persistent au niveau de l'analyse automatisée des images et, associés à un nombre insuffisant d'images contenant des poissons, rendent l'automatisation de leur détection infaisable.**

**317 silures ont été identifiés avec certitude par voie aérienne et 168 par voie subaquatique en 2016. Les occurrences d'individus isolés ou en binômes sont importantes mais des groupes de plusieurs dizaines d'individus sont aussi présents. Les tailles varient de 0,1m à 2,8 m et les habitats majoritaires sont les parties aval de barres sédimentaires et les encombres.**

**Une première approche des densités s'appuyant sur des effectifs minimaux fournit des valeurs comprises entre 0,8 et 1,2 ind/ha.**

## 5. Attribution de l'âge pour des silures de longueur > 1,8m

### 5.1. Attribution d'un âge à partir d'une pièce calcifiée

L'estimation de l'âge est un processus dynamique qui peut être séquencé en sept étapes (Panfili et al., 2002) :

- sélection d'une ou de plusieurs pièces calcifiées, en fonction de leur présence, des problèmes de résorption et de synchronisme de la croissance de ces pièces,
- reconnaissance des patrons de croissance, incluant la périodicité des marques de croissance étudiées et la gamme de temps couverte,
- choix de la méthode de préparation, en fonction de la lisibilité des marques de croissance avec cette méthode et du degré de précision attendu,
- confirmation de la cohérence et intercalibration (interprétations multiples par un et/ou plusieurs lecteurs),
- validation de l'exactitude de l'interprétation (i.e. temps écoulé entre les marques de croissance interprétées),
- formalisation de l'expérience et de la connaissance dans l'interprétation des marques de croissance,
- application des résultats obtenus.

Dans le cadre de cette étude, qui vise à améliorer l'attribution de l'âge chez les silures de grande taille (>1.8m), les étapes 1 à 5 ont été conduites, les deux dernières ne pouvant être conduites avec le mode d'échantillonnage retenu.

Les silures n'ayant pas d'écailles, les structures retenues ont été les vertèbres et les otolithes. En effet, celles-ci possèdent des marques nettes et présentent très peu de remaniement. De plus, un bon agrément avait été obtenu entre ces deux structures sur des silures de taille <1,8 m dans des travaux antérieurs (Belahmiti et Boisneau, 2015).

La validation est une étape obligatoire pour toute étude de sclérochronologie et, en particulier, pour les espèces pour lesquelles très peu d'études de l'âge n'ont été entreprises auparavant comme c'est le cas pour le silure. La validation semi-directe nécessite l'observation de séries chronologiques de marques de croissance sur un grand nombre d'individus, c'est une méthode populationnelle. La

validation indirecte nécessite la comparaison d'estimations d'âges individuels avec des estimations statistiques réalisées à partir des distributions de fréquence de tailles ou à partir d'autres données d'âge, c'est aussi une méthode populationnelle. Enfin, la vérification implique des interprétations multiples, obtenues à partir d'une ou plusieurs lectures effectuées sur une ou plusieurs pièces osseuses par deux opérateurs différents. C'est cette dernière méthode qui a été retenue ici, vu le nombre d'individus échantillonnés.

## 5.2. Préparation des structures et méthodes d'attribution de l'âge

### 5.2.1. Vertèbres

Les vertèbres, au nombre de 5, sont prélevées juste en arrière de la tête. Elles sont ensuite numérotées et conservées par congélation avant d'être nettoyées. Pour cela, elles sont placées dans un bain d'eau bouillante entre 30 et 60 minutes, en fonction du volume d'os. Les vertèbres sont ensuite dissociées les unes des autres et les restes de ligaments et de muscles sont enlevés à l'aide de brosses et de pinces de dissection. Dans le cas d'un excès de matière grasse sur les corps vertébraux, un deuxième voire un troisième bain d'eau bouillante, au savon, peuvent être appliqués. Puis, les vertèbres sont mises à sécher sur du papier absorbant et conservées, référencées, dans des boîtes tapissées de papier absorbant.

Dans un premier temps, pour chaque individu, la vertèbre la plus exploitable est identifiée. Les critères sont : la régularité de la structure, la face la plus plate possible, le bon état de l'os, la netteté et la facilité d'identification des marques de croissance en particulier au niveau du bord externe.

Les observations sont faites à l'aide d'une loupe binoculaire de grossissement x7. L'éclairage utilisé lors des observations est une lumière incidente produite à l'aide de fibres optiques. Une caméra est fixée à l'objectif de la loupe binoculaire et reliée à un ordinateur. Une grille de mesure, de maille 1mm x 1mm, est superposée à l'image. Il est alors possible d'effectuer les mesures de dimensionnement des vertèbres : rayon maximal de la pièce, distance entre le centre et les différents anneaux, distance inter-annulaire. Ces mesures sont effectuées à l'aide du logiciel Motic Image Plus 2.0 (Figure 56).

Trois types de marque de croissance sont observables dans l'os (Panfili et al, 2002) : les zones, les annuli et les lignes d'arrêt de croissance (LAC). La « zone » est la marque de croissance la plus large. Elle apparaît brillante en lumière réfléchi. Les annuli sont nettement moins épais que les zones, ce sont des couches à croissance ralentie qui correspondent à une ostéogenèse lente. Ils apparaissent sombres en lumière réfléchi. Les lignes d'arrêt de croissance (LAC) sont des lignes cimentantes qui sont concordantes avec les couches osseuses. Ce sont des lignes qui marquent un arrêt temporaire, plus ou moins long, de l'ostéogenèse locale. Elles sont en général plus transparentes et plus réfringentes que les autres marques de croissance. Chez les poissons adultes, elles sont souvent le seul signe de la saison froide.

L'association d'une zone de croissance rapide et d'un annulus représente la croissance d'une année. En lien avec l'évolution de la croissance d'un poisson tout au long de sa vie, la séquence de ces marques change de la naissance à la mort. Jusqu'à la première maturité sexuelle, le taux de croissance du corps est élevé, les annuli et/ou les LAC sont séparés par des zones de croissance osseuse larges et bien individualisées. Au cours de la vie adulte, ils deviennent de plus en plus rapprochés et quelquefois si près les uns des autres qu'il est difficile de les dénombrer (Castanet et al., 1992, 1993).

L'énumération des anneaux de croissance se fait du centre de la vertèbre jusqu'à son bord sur le plus grand rayon observable. Les critères de sélection pour les marques de croissance sont les suivants (Panfili et al, 2002) :

- leur netteté et leur facilité d'identification;
- leur périodicité peut être reliée à un pas de temps régulier (i.e. exactitude)
- les marques de croissance doivent être interprétées de façon cohérente et répétitive (i.e. précision).

Il est possible d'observer des discontinuités dans la structure de la vertèbre pouvant être les témoins d'évènements particuliers dans la vie de l'individu. Les périodes de reproduction peuvent ainsi être détectées. En effet, le silure étant une espèce se reproduisant lors de sa période de forte activité métabolique (fin avril à fin juillet), la reproduction peut engendrer des «fausses marques» de croissance qui peuvent apparaître au milieu d'une «zone» (Panfili et al, 2002). Ces «fausses marques» s'expliquent ainsi : lors de la reproduction, le silure ne s'alimente pas et dépense plus d'énergie qu'il n'en consomme. D'autres évènements susceptibles de perturber le pattern de

croissance peuvent également survenir (crue, canicule...) et généreront une « fausse marque » qui ne sera pas en cohérence avec la rythmicité de la croissance. Généralement ces marques sont fines et discontinues.

Deux opérateurs ont compté, indépendamment, le nombre d'anneaux de croissance pour chaque individu. Les résultats sont ensuite mis en commun. En cas de désaccord, un troisième voire un quatrième comptage est effectué en se focalisant sur les zones sources de la disparité. Si à l'issue du 4<sup>e</sup> comptage, aucun accord n'est trouvé, il n'y a pas d'attribution de l'âge.

Une fois que les marques de croissance présentes sur la vertèbre sont identifiées, pour attribuer un âge à un individu, il faut ensuite prendre en considération :

- sa date de naissance présumée. Si celle-ci n'est pas connue, la date moyenne, ou standardisée pour la population observée est alors prise en considération, 1 juin pour le silure,
- sa date de capture.

Ainsi un poisson capturé en juillet et comptant 5 anneaux de croissance se verra attribuer un âge de 5 ans et 1 mois tandis que le même individu capturé en avril aura 4+ ans ou 4 ans et 10 mois.



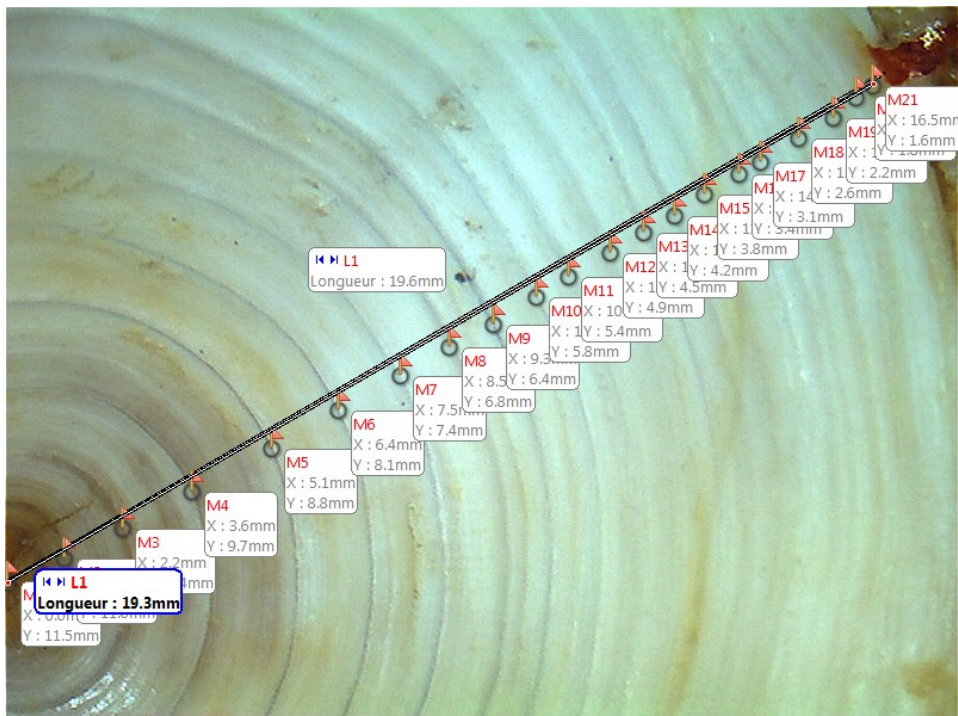
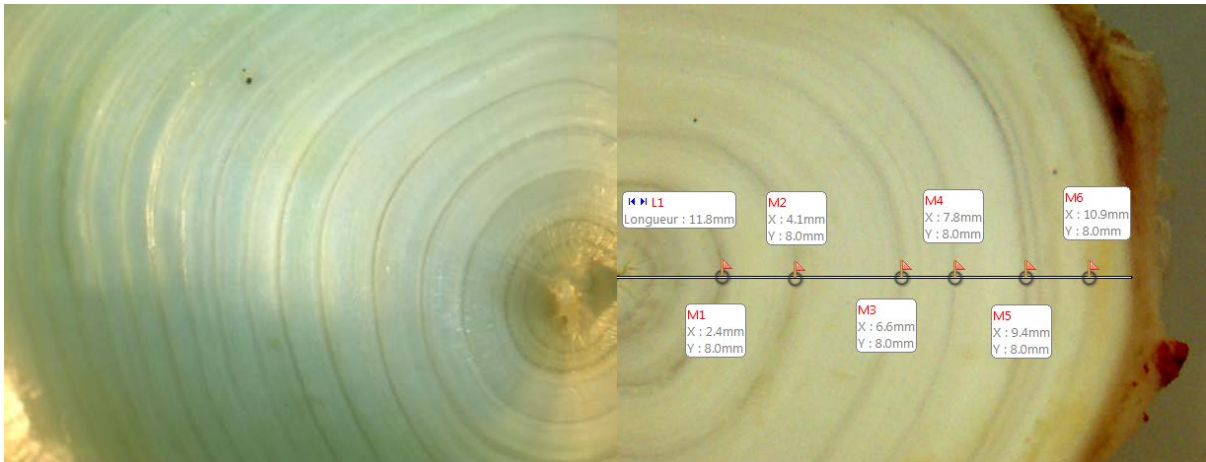
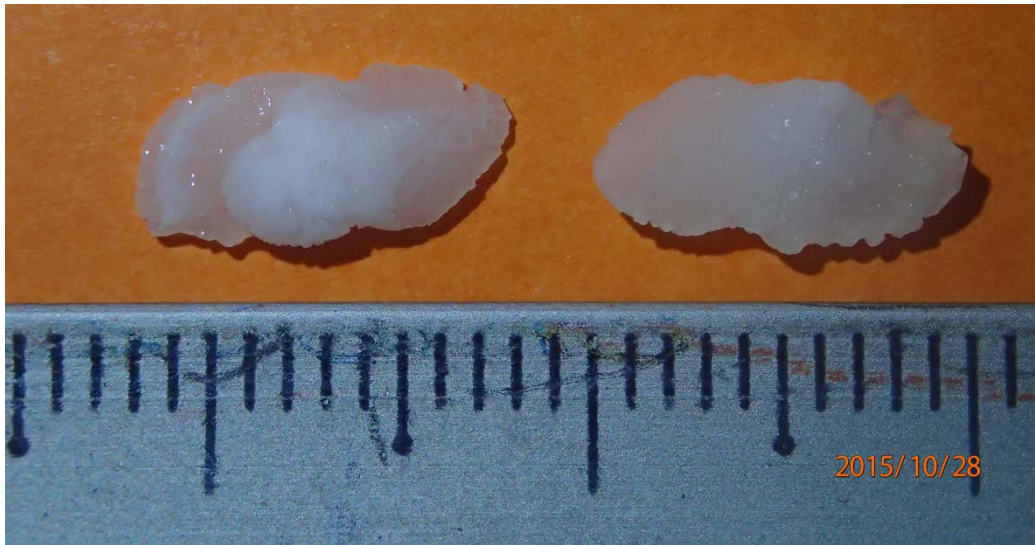


Figure 56 Vertèbres de silure et balises des marques d'arrêt de croissance (Mx). La ligne correspond au rayon de référence (© C Boisneau)

### 5.2.2. Otolithes (L Virag MNHN)

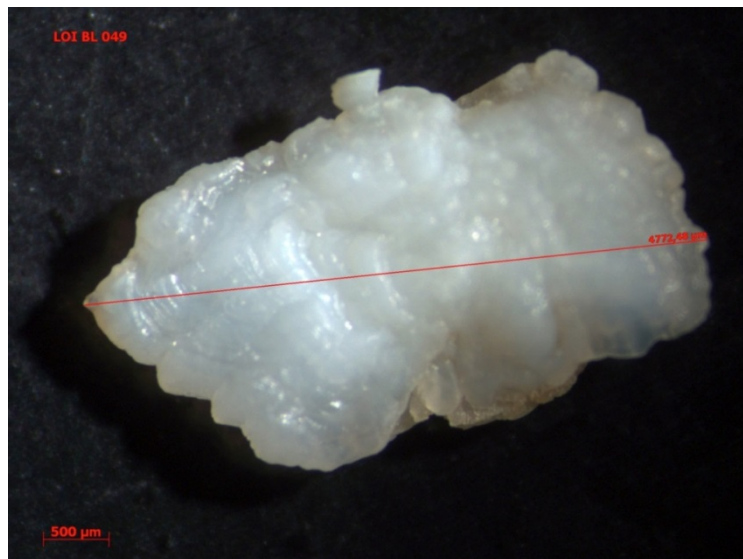
Les paires d'otolithes des silures, après avoir été extraits, nettoyés puis conservés selon un protocole établi par la station marine de Dinard du MNHN ont été envoyés pour traitement dans cette même station. Ces otolithes sont des asteriscus qui sont les plus grands des otolithes chez les Ostariophyses (*Silurus glanis*) (Panfili et al. 2002) (Figure 57).





**Figure 57 Otolithes de silures, face proximale à gauche et face distale à droite. L'espace entre les deux plus grands traits de la règle est de 1cm (© C Boisneau)**

Les otolithes sont pesés à sec (1/100 mg), puis photographiés sous binoculaire en lumière réfléchie sur fond noir : faces distale et proximale afin de mesurer (en microns) le plus grand diamètre passant par le centre (Figure 58).



**Figure 58 Photographie sous binoculaire d'un *asteriscus* de silure (lumière réfléchie) et mesure du plus grand diamètre. © L. Virag, MNHN-Dinard**

Etant donné l'importance de la profondeur du sillon, le sulcus acusticus (Figure 57 gauche) l'otolithe a été poncé sur sa face distale. Des travaux antérieurs (Belhamiti et Boisneau, 2015) avaient permis

d'identifier la préparation du plan sagittal comme étant la plus rapide pour une qualité d'image identique à celle du plan longitudinal.

Les otolithes, posés sur leur face distale, sont ensuite inclus dans de la résine de type Araldite 20/20, résine compatible avec les analyses en microchimie. Après séchage sous sorbonne de laboratoire, le bloc est démoulé. Le ponçage est effectué de manière progressive, par la face distale de l'otolithe, avec des disques abrasifs en Carbure de Silicium de différents grains : 240 $\mu\text{m}$ , 1200 $\mu\text{m}$ , 400 $\mu\text{m}$ , 9  $\mu\text{m}$  et 3 $\mu\text{m}$  (marque ESCIL) avec une ponceuse ESC 250 GTL (marque ESCIL).

Après ponçage, le plus grand diamètre (de bord à bord en passant par le nucléus) ainsi que le plus grand rayon (du primordium au bord externe) sont mesurés ( $\mu\text{m}$ ), sous binoculaire en lumière réfléchie. Le ponçage est poursuivi, de manière séquentielle, jusqu'à l'observation du nucléus sous microscope, des photos sont prises à chaque phase de ponçage au fur et à mesure de la progression vers le primordium.

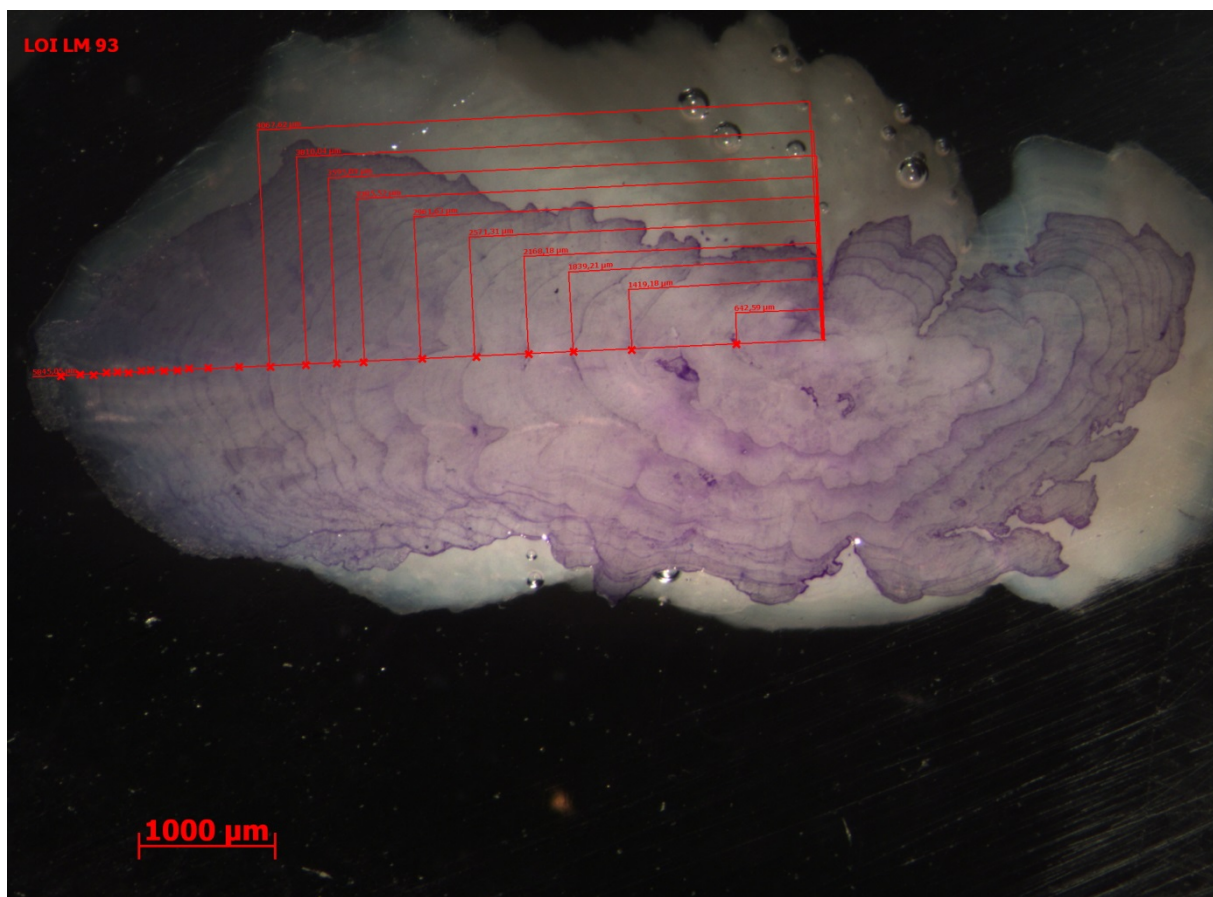


Figure 59 Otolithe *asteriscus* de silure ayant subi une coloration au bleu de toluidine © L. Virag, MNHN-Dinard

Certains otolithes présentant des dépôts vatéritiques, ce qui rend leur lecture difficile, une préparation par un acide (EDTA à 5%), suivie d'une coloration au bleu de toluidine à 1% a été utilisée (Figure 59). Cela permet de confirmer que l'ensemble des stries est visible jusqu'au bord externe.

Une photo de fin de ponçage de l'otolithe a été sélectionnée afin de procéder à l'estimation de l'âge, des mesures sont effectuées sur la photo, puis enregistrées bancarisées sous Excel© :

- diamètre sagittal de l'otolithe
- rayon de l'otolithe
- rayon du nucléus
- distances nucléus/stries.

Toutes ces opérations ont été réalisées au laboratoire de sclérochronologie du MNHN de Dinard avec une loupe binoculaire Discovery V8 de marque ZEISS, un microscope Scope A1 de marque ZEISS, une Caméra AxioCam Cc3 de ZEISS, le logiciel AxioVision 4.7 de ZEISS et un écran DELL UltraSharp 27" doté de la technologie PremierColor.

Le protocole de lecture utilisé est le suivant : tout d'abord, le primordium est repéré. Ce dernier est caractérisé par l'absence de strie. Les discontinuités du primordium jusqu'au bord marginal de l'otolithe sont ensuite repérées. En lumière réfléchie, la zone opaque, riche en carbonate de calcium, est claire et les zones translucides ou hyalines (riche en otoline, une protéine) sont sombres. La zone claire (opaque) est une zone de croissance de l'otolithe et se dépose en période de croissance du poisson. La zone sombre (hyaline ou translucide) se dépose lors de l'arrêt de la croissance du poisson, durant la période hivernale. Aussi, un cycle annuel est composé d'une bande claire et d'une bande sombre. Pour estimer l'âge, les stries hyalines (sombres) sont comptées depuis le bord du primordium jusqu'à la périphérie (Stevenson et Campana, 1992). L'attribution de l'âge se fait selon les mêmes règles que pour les vertèbres.

Les deux structures, otolithes et vertèbres prélevées sur les mêmes individus ont fait l'objet d'attributions de l'âge complètement indépendantes, chaque lecteur n'ayant pas connaissance des résultats des autres. Après confrontation des résultats, en cas de désaccord, si le différentiel d'âge est supérieur à 2 ans, aucun âge n'est donné au poisson, si le différentiel d'âge est inférieur ou égal à 2 ans, l'âge obtenu avec les vertèbres sera retenu.

### 5.2.3. Rétrocalculs

A partir des mesures enregistrées sur les otolithes ou sur les vertèbres, il est possible de calculer la taille d'un poisson à un âge antérieur à celui de la capture. Les rétrocalculs effectués ici l'ont été à partir des vertèbres.

La taille de l'individu à un âge donné peut être estimée par l'équation suivante (Panfili et al ,2002 et VanderKooy, 2009) :

$$L_e = \frac{D_r}{D_m} * L_t$$

Avec:

- $L_e$  = taille estimée
- $D_r$  = distance entre le centre de la vertèbre et la marque choisie
- $D_m$  = plus grand rayon de la vertèbre
- $L_t$  = taille totale lors de la capture

Une courbe de la taille de l'individu en fonction du rayon de la vertèbre peut alors être tracée. Dans le cas où elle ne passe pas par l'origine, une taille de l'individu lors de la naissance peut être estimée. L'équation peut alors s'écrire :

$$L_e = \frac{D_r}{D_m} * L_t + Y\text{-intercept}$$

Où Y-intercept est le point d'intersection de la courbe avec l'axe des ordonnées.

## 5.3. Résultats

### 5.3.1. Attribution de l'âge

L'objectif de ce travail étant de finaliser l'attribution de l'âge chez les silures de grande taille (>1.8m), l'échantillonnage pour l'attribution de l'âge a donc été conduit en sélectionnant des individus de longueur > 1,8m. Pour ce projet, 51 individus répondant à ce critère ont été échantillonnés et traités, auxquels les individus de l'étude ALOSA 2013, 18, ont été ajoutés. Les tailles les plus fréquentes sont comprises entre 2m et 2,3m (Figure 61).

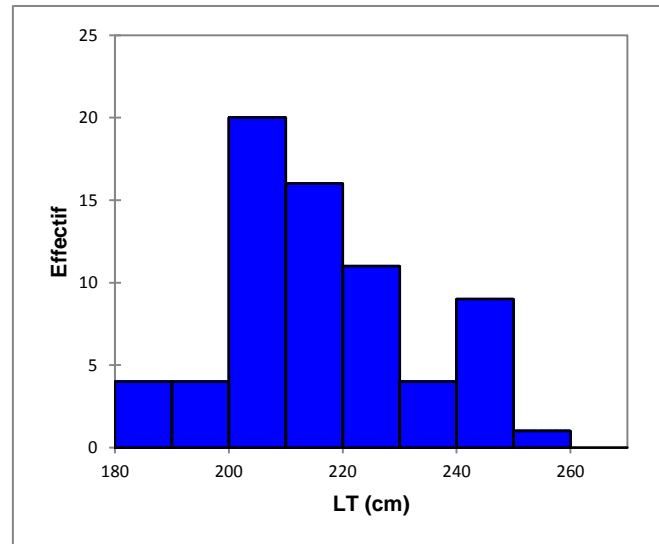


Figure 60 Caractéristiques de tailles de l'échantillon de poisson de longueur > 1,8m

Les otolithes sont disponibles pour 44 individus, deux seulement n'ont pu être âgés en raison de dépôts vatéritiques très importants. Pour les vertèbres, 65 individus disposaient de ces structures. Parmi ceux-ci, 8 (12,3%) ne sont pas utilisables en raison d'un non accord entre les deux lecteurs. Ce non accord a pour origine la difficulté de lecture des marges des vertèbres. L'accord complet entre les deux lecteurs a concerné 20% des individus, tandis que l'accord final était en correspondance avec une lecture pour 59% des poissons.

Pour une même longueur, on observe une grande variabilité de l'âge avec des écarts maximaux de 14 ans pour une même longueur (Figure 62).

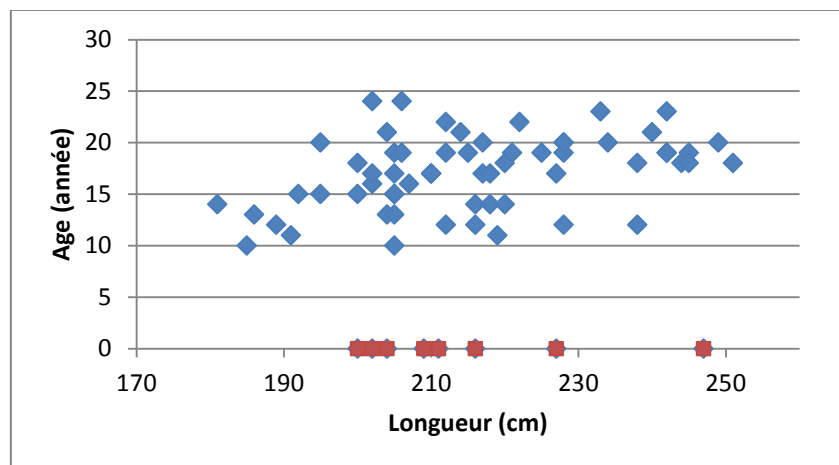


Figure 61 Age et longueur des silures de longueur supérieure à 1,8m après observation des vertèbres. Les points rouges sont les individus pour lesquels aucun âge n'a pu être attribué par non accord des deux lecteurs

Il a été possible de disposer à la fois des vertèbres et des otolithes pour 37 individus. L'accord de lecture entre les deux structures est loin d'être satisfaisant puisque seuls 19 individus soit 51% se sont vus attribuer exactement le même âge. La différence maximale s'élève à 7 ans. Si l'on considère l'ensemble des poissons pour lesquels les deux structures étaient disponibles (ce travail et celui d'ALOSA 2013), *quelle que soit la taille*, l'accord est bon jusqu'à 13 ans puis se réduit avec une surestimation de l'âge avec les otolithes (Figure 63). Par ailleurs, il n'existe pas de lien entre l'intensité du différentiel et la taille ou la masse du poisson (test de corrélation de Spearman, taille :  $r=0,07$  et  $p = 0,685$ , masse :  $r=-0,04$  et  $p = 0,802$ ).

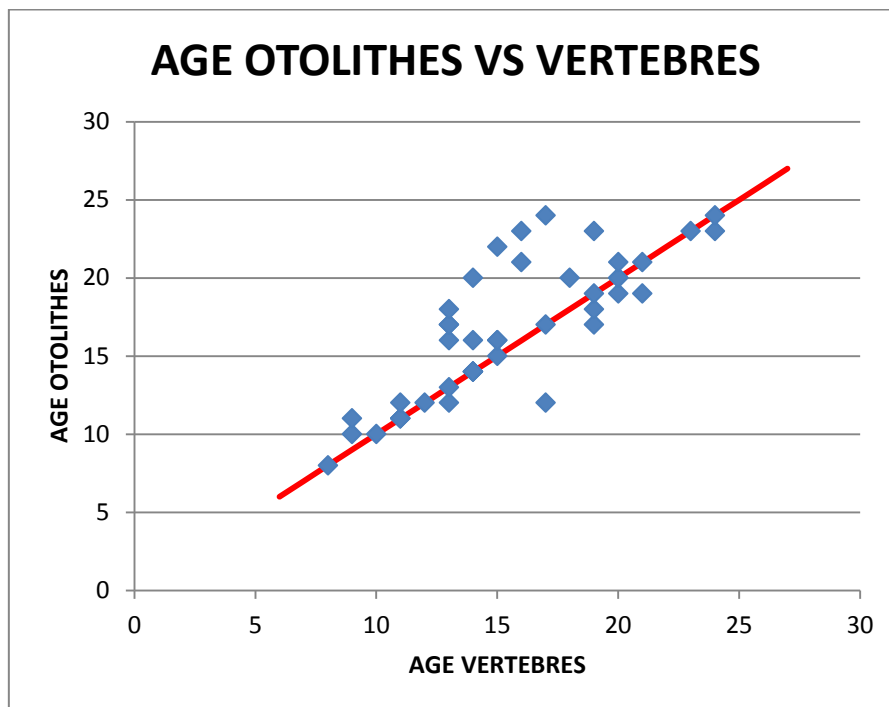


Figure 62 Accord d'attribution de l'âge entre les deux structures otolithes et vertèbres. La ligne rouge correspond à un accord parfait

### 5.3.2. Première reproduction : âge et taille

Les individus pour lesquels il n'a pas été possible d'attribuer un âge ainsi que ceux pour lesquels la différence d'âge entre les deux structures était supérieure à 2 ans ont été écartés soit 14 individus sur 69.

L'âge de première reproduction observé à partir des vertèbres varie de 2 à 5 ans pour une moyenne de 2,8 ans alors que celui observé à partir des otolithes varie de 3 à 6 ans pour une moyenne de 3,8 ans.

La majorité des individus (91%) se reproduisent à 2 et 3 ans pour des tailles moyennes significativement différentes (test de Mann-Whitney,  $U=182$ ,  $p=0,02$ , Figure 64, Figure 65). Quel que soit l'âge de première reproduction, 75% des silures échantillonnés se reproduisent pour la première fois entre 53 cm et 72 cm.

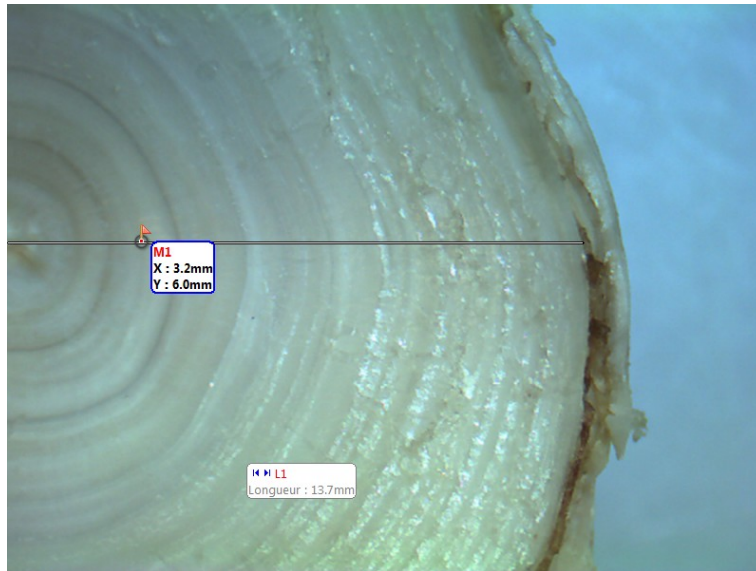


Figure 63 Vertèbres de silure avec localisation de la première marque de reproduction (LOI-LM 84) (© C Boisneau)

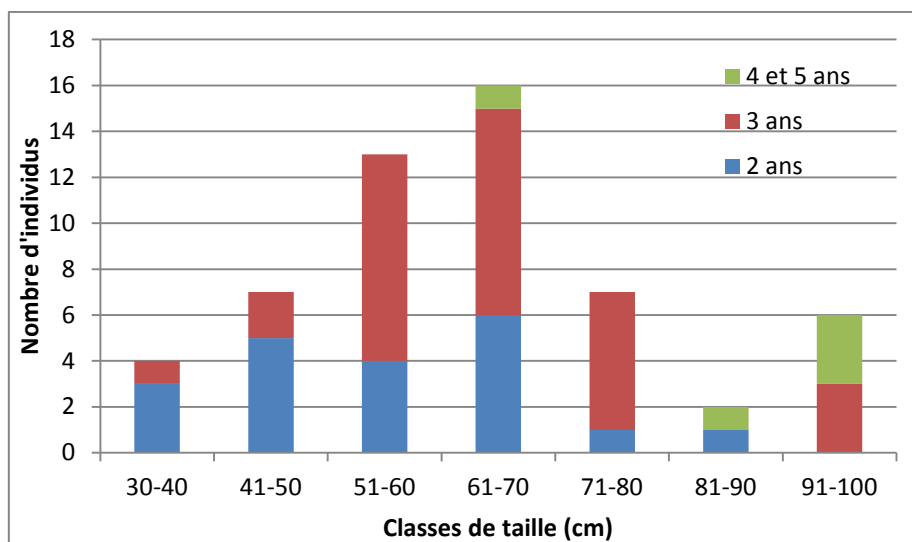


Figure 64 Age et taille de première reproduction chez le silure

### 5.3.3. Relation taille - âge

Une relation taille-âge est établie à partir des mesures observées de l'ensemble des individus échantillonnés dans ce travail ainsi que des individus de l'étude ALOSA 2013, soit 120 individus. Les tailles se distribuent de 9,7 cm à 251 cm, pour des âges s'étalant entre 0+ et 24,2 ans.

Il existe un lien entre la taille et l'âge représenté au mieux par une relation de type puissance (Figure 66 ;  $p < 0,0001$ ). Malgré un coefficient de corrélation élevé, 0,947, il existe une grande variabilité de taille pour un même âge à partir 25 cm et qui s'accroît avec l'âge. La croissance est toujours forte au-delà de 1,8 m.

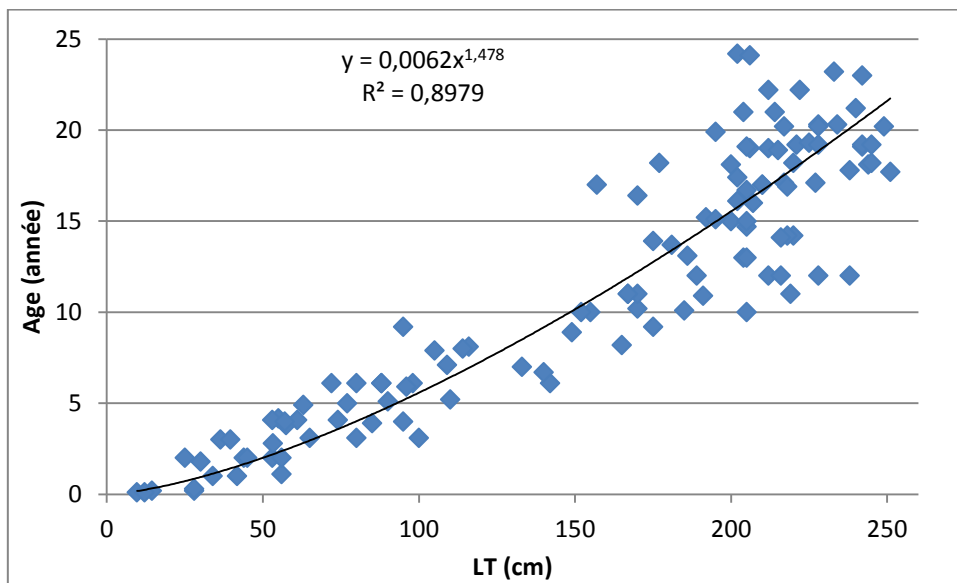


Figure 65 Relation taille âge de l'ensemble des silures (N=120)

L'attribution d'âge est possible aussi bien à partir des otolithes que des vertèbres. Lorsque les deux structures sont disponibles pour un même individu, un accord immédiat est trouvé dans 51% des cas. Les désaccords sont dus aux difficultés de reconnaissance des patterns marginaux.

L'âge de première reproduction est de 3 ans pour une taille comprise entre 53 et 72 cm. Les silures de plus de 1,8m peuvent atteindre des âges très élevés eu égard aux autres espèces de poissons, jusqu'à 24 ans.

Une grande variabilité d'âge pour une même taille, s'accroissant avec la longueur du poisson est observée. Elle traduit une grande variabilité de croissance individuelle.



## 6. Discussion - Conclusion

Le suivi 2016-17 des phases adultes et juvéniles des aloses en Loire moyenne a permis de pérenniser une activité engagée depuis plus de trente ans, unique en Europe, et a pour fonction de disposer d'outils de connaissance et de gestion de la grande alose en Loire moyenne, là où la circulation des poissons est libre, non contrainte par des ouvrages et des passes à poissons. A été ajouté en 2017, un suivi de pêcheries en basse Loire, à l'aval d'Angers. Ces pêcheries fonctionnent avec des filets maillant, elles vont compléter les données au filet-barrage. Une phase de calage des données issues par ces techniques sera à envisager pour les années à venir.

Les conditions hydrologiques printanières des deux années ont permis une remontée normale des géniteurs. Les CPUE 2016 obtenues au filet barrage pour la portion de Loire à l'aval de la confluence de la Vienne, sont les plus basses de la période 2013-2018. Cependant, sur cette période, elles restent supérieures à celles de 1984-1998. Même si les CPUE des dernières années montrent une réduction (figure 13), leur pattern diffère de celui observé aux passes à poissons de Vichy et Decize (Figure 66, consultation du site de Logrami le 13/07/2018). Ces différences peuvent être dues à une moindre quantité de géniteurs entrant dans le bassin, à des difficultés de circulation, à des non atteintes des sites de comptage en raison des modifications hydroclimatiques ou de prédation supplémentaire, à des problèmes au moment de la reproduction et/ou de la vie larvaire et juvénile. Parmi toutes ces hypothèses, la non atteinte des sites de comptage est plus que vraisemblable et mériterait d'être creusée.

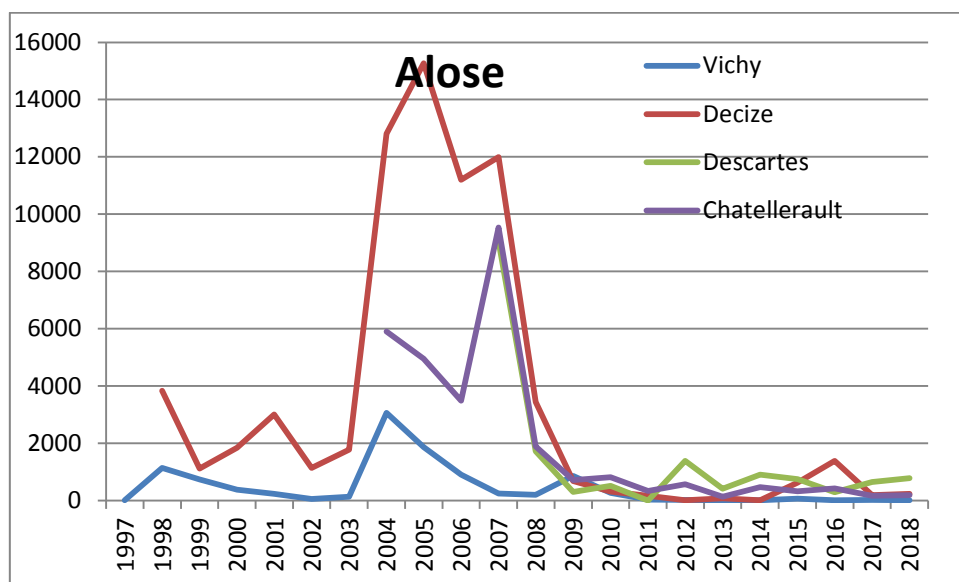


Figure 66 Evolution des effectifs d'aleses aux passes à poissons gérées par LOGRAMI ©

Pour la phase adulte, les principaux résultats peuvent se résumer à une dominance de la grande alose, des tailles et des masses différentes entre mâles et femelles, une réduction des tailles des géniteurs au fil de la saison de migration, comme cela est observé classiquement. L'analyse de l'abondance de cohortes de grande alose de 1980 à 2011 montre que la situation s'est dégradée en basse Loire depuis 2006 mais est tout de même plus favorable que dans les années 1980-90. Les géniteurs de la cohorte 2011 ne présentent pas une grande abondance alors que l'abondance des juvéniles en 2011 était maximale, notre hypothèse est invalidée. De plus, aucun aloson n'a été échantillonné en 2016 et 2017 et les prélèvements d'ADN environnemental, réalisés en 2016, n'ont confirmé la présence de juvéniles que durant la première quinzaine de juillet. Ceci pose la question de la survie des juvéniles lors de leur trajet vers la mer mais aussi en mer. En effet, depuis quelques années, les débits estivaux sont inférieurs à la moyenne interannuelle et se prolongent tardivement. La très forte crue de 2016 a-t-elle détruit les pontes ? Les conditions physico chimiques dégradées de l'eau de juin-juillet 2016, ayant engendré de fortes mortalités de nombreuses espèces de poissons sont-elles susceptibles d'avoir affecté la survie des juvéniles d'aloses ?

L'ADN environnemental identifie 33 espèces de poissons présentes sur la station d'Amboise en 2015 et 2016 mais les occurrences des taxons sont susceptibles de varier d'une année à l'autre. L'analyse quantitative globale et celle des proportions des différentes espèces à partir du nombre de fragments d'ADNe des différentes espèces n'est pas encore au point et donne lieu à des travaux de recherche au laboratoire et in situ (Barnes et al., 2014 ; Eichmiller et al., 2016 ; Lacoursière-Roussel et al., 2016). La technique de l'ADNe se positionne désormais comme une nouvelle méthode d'inventaire de la biodiversité (Biggs et al., 2015 ; Olds et al, 2016 ; Civade et al, 2017 ; Doi et al, 2017). L'acquisition de données relatives à la présence et à l'absence d'espèces sont possibles mais établir de liens formels entre quantité d'ADNe et densité ou biomasse ne sont pas encore possible.

Divers travaux ont montré la prédation du silure sur des poissons migrateurs, dans les passes à poissons (Bouletreau et al, 2018) mais aussi en parcours libre (Syvaranta et al, 2009 ; Boisneau, 2015 ; Libois et al, 2016). Aussi dans un objectif ultime d'évaluer la pression de prédation des silures sur les poissons migrateurs, dont l'alose, une étude de faisabilité d'estimation des densités de silure a été conduite. La faisabilité d'une automatisation de la reconnaissance des silures via des algorithmes n'est pas possible actuellement, notamment en raison de la grande variabilité des

couleurs du substrat et de l'insuffisance du nombre d'images puisqu'il en faudrait quelques milliers avec présence de silure (D. Conte com. pers.). Les dénombrements subaquatiques et aériens (par dépouillement « manuel » des images) s'appuient sur des valeurs minimales, mais leur standardisation et leur répétitivité rendent possible les suivis et comparaisons en fonction du temps ou des habitats. Les facteurs d'erreur de détection et de visibilité sont identifiés et la mise en place de facteurs correctifs pour les réduire a été conduite. Des premières valeurs de densité de silure, sur parcours libre en Loire moyenne sont désormais disponibles grâce à ce travail. Une étude complémentaire serait nécessaire au droit de quelques obstacles, sur les axes principaux du bassin de la Loire, afin d'estimer les pertes en ligne des flux de migrateurs notamment d'aloses et de saumon, dues à la prédation par le silure, entre l'estuaire et les stations de contrôle de l'amont.

Les habitats fréquentés par les silures en journée, correspondent à ceux cités par Bruton (1996), Carol et al. (2007), Verdeyroux et al. (2013), c'est à dire la zone de rive, dans des caves sous berge, dans la végétation dense, le long ou sous des souches ou dans des zones d'accumulation de macro débris végétaux, s'y ajoutent l'aval des barres sédimentaires qui sont une des particularités géomorphologique de la Loire.

L'attribution de l'âge des silures de plus de 1,8 m par les vertèbres et les otolithes est d'autant plus difficile que le poisson est grand. A ceci s'ajoute une très forte variabilité interindividuelle. Les situations délicates sont dues aux difficultés de reconnaissance des patterns marginaux. Deux autres obstacles peuvent être rencontrés. L'identification de la première zone opaque proche du centre et le cas où une bande opaque commence à se former juste au bord de la vertèbre. En effet, si la formation de la bande opaque a lieu juste après la naissance, la première zone peut être cachée par le cœur de la vertèbre. De plus, si la date de capture coïncide avec la date de formation d'une bande de croissance, cette dernière peut ne pas être distinctement observable (VanderKooy, 2009). L'âge de première reproduction observé à partir des vertèbres est de 2,8 ans alors que celui observé à partir des otolithes est de 3,8 ans. Ce différentiel pourrait être lié à la visibilité du centre de la vertèbre, le premier arrêt de croissance y serait plus difficile à repérer que sur l'otolithe mais aussi à la difficulté à voir la marque de reproduction sur les otolithes (Virag com pers).

La reconduite du suivi des adultes et des juvéniles d'aloses, dans les années à venir, en l'étendant à la basse Loire jusque dans l'estuaire, permettra de compléter les données sur le cycle de vie de cette

espèce migratrice anadrome en parcours libre d'obstacle et dans les parties moyenne et aval du bassin puisque les stations de comptage, liées aux passes à poissons sur des ouvrages sont localisées loin de la mer. Elle permettra également d'évaluer le succès de la reproduction des adultes dans des conditions hydro climatiques évolutives et à moyen terme, l'impact de la pression de prédation par le silure. En effet, celles-ci semblent modifier les modalités de migration et de reproduction de cette espèce au moins en Loire moyenne.

## Références bibliographiques

Baglinière JL, Sabatie MR, Aprahamian MW, Alexandrino P, Aprahamian DC., Assis CA., Cassou-Leins JJ, Le Corre M, Mennesson-Boisneau C, Martin Vamdembulcke D, Rochard E, Teixeira C. 2000. Guide pour l'interprétation des écailles et estimation de l'âge chez les aloses (*Alosa sp*) de la façade atlantique Ouest et de la Méditerranée Est. B.F.P.P., N spécial, 357-60, 485-530.

Barnes MA, Turner CR, Jerde CL, Renshaw MA, Chadderton WL, Lodge DM. 2014. Environmental conditions influence eDNA persistence in aquatic systems. Environ Sci Technol. 2014; 48(3):1819-27.

Béjean M. 2010. Recherche de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) dans les sites Natura 2000 « Basse Vallée du Doubs » (39) et « Vallée de la Lanterne » (70) par plongée subaquatique. Rapport FFESSM 25, 3p

Béjean M, Kupfer M. 2013. Recherche de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) dans les sites Natura 2000 « Vallée du Doubs de St Hippolyte à Soultz-Cernay » (25). Rapport FFESSM 25.

Belhamiti N, Boisneau C. 2015. SILURUS : Etude du silure à l'échelle de la Loire en région Pays de la Loire. Rapport SMIDAP pays de la Loire, 130p.

Biggs J, Ewald N, Valentini A, Gaboriaud C, Dejean T, Griffiths RA, Foster J., Wilkinson JW, Arnell A, Brotherton P, Williams P, Dunn F. 2015. Using eDNA to develop a national citizen science-based monitoring programme for the great crested newt (*Triturus cristatus*). Biological Conservation, 183, 19-28.

Boisneau C, Ruaux B, Boisneau Ph. 2011. Reconstitution des cohortes de grande alose (*Alosa alosa* L.) en Loire de 1980 à 2005, liens entre indice d'abondance et facteurs environnementaux. Rapport PLGN, Université de Tours, 100p.

- Boisneau C. 2015. ALOSA 2012-2013, Suivi des aloses en Loire moyenne et approche de la prédation par le silure. Rapport de l'université de Tours, PLGN, 91 p.
- Bouché P. 2008. Méthodes d'inventaire de la grande faune à l'usage des ZCV. Manuel Ecofac, 162p.
- Boulêtreau S, Gaillagot A, Carry L, Tétard S, De Oliveira E, Santoul F. 2018. Adult Atlantic salmon have a new freshwater predator. PLoS ONE 13(4): e0196046. <https://doi.org/10.1371/journal>.
- Bruton MN. 1996. Alternative life-history strategies of catfishes. Aquatic Living Resources 9, 35–41.
- Carol J, Zamora L, Garcia-Berthou E. 2007. Preliminary telemetry data on the patterns and habitat use of European catfish (*Silurus glanis*) in a reservoir of the River Ebro, Spain. Ecology of Freshwater Fish 16, 450–456.
- Castanet J, Francillon-Vieillot H, Meunier FJ. 1992. Squelettechronologie à partir des os et des dents chez les Vertébrés. In «Tissus durs et âge individuel des vertébrés. J.L. BAGLINIERE, J. CASTANET, F. CONAND, F.J. MEUNIER (Eds), ORSTOM-INRA, Paris, pp. 257-280.
- Castanet J, Francillon-Vieillot H, Meunier FJ, Ricqlès A. 1993. Bone and individual aging. In HALL B.K., Ed. Bone, vol. 7B. C.R.C. Press : 245-283.
- Caughley G. 2018). Sampling in Aerial Survey. The Journal of Wildlife Management, 41(4), 605–615.
- Civade R, Dejean T, Valentini A, Roset N, Raymond J-C, Bonin A. 2016. Spatial Representativeness of Environmental DNA Metabarcoding Signal for Fish Biodiversity Assessment in a Natural Freshwater System. PLoS ONE 11(6): e0157366. doi:10.1371/journal.pone.0157366
- Copp GH, Britton JR, Cucherousset J, Garcia-Berthou E, Kirk R. 2009. Voracious invader or benign feline? A review of the environmental biology of European catfish *Silurus glanis* in its native and introduced ranges. Fish Fish 10: 252–282.
- Corse E, Meglecz V, Archambaud G, Ardisson M, Martin JF, Tougard C, Chappaz R, Dubut V. 2016. A from-benchtop-to-desktop workflow for validating HTS data and for taxonomic identification in diet metabarcoding studies. Mol Ecol Resour, 1–14.
- Dawson SM, Bowman MH, Leunissen E, Sirguy P. 2017. Inexpensive Aerial Photogrammetry for Studies of Whales and Large Marine Animals. Frontiers in Marine Science, 4, 366, doi: 10.3389/fmars.2017.00366
- Dejean, T, Valentini A, Duparc A, Pellier-Cuit S, Pompanon F, Taberlet P, Miaud C. 2011. Persistence of environmental DNA in freshwater ecosystems: PLoS ONE, v. 6, no. 8, e23398, doi:10.1371/journal.pone.0023398.
- Doi H, Inui R, Akamatsu Y, Kanno K, Yamanaka K, Takahara T, Minamoto T. 2017. Environmental DNA analysis for estimating the abundance and biomass of stream fish. Freshwater Biology (2017) 62, 30–39 doi:10.1111/fwb.12846
- Draščík V, Godlewska M, Balk H, Clabburn P, Kubečka J, Morrissey E,Guillard J. 2017. Fish hydroacoustic survey standardization: A step forward based on comparisons of methods and systems

from vertical surveys of a large deep lake. *Limnology and Oceanography: Methods*, 15(10), 836–846. <https://doi.org/10.1002/lom3.10202>.

Eichmiller JJ, Best SE, Sorensen PW. 2016. Effects of Temperature and Trophic State on Degradation of Environmental DNA in Lake Water. *Environ Sci Technol*. 2016 Feb 16;50(4):1859-67.

Ficetola G, Miaud C, Pompanon F, Taberlet P. 2008. Species detection using environmental DNA from water samples. *Biol. Lett.* 4, 423–425. doi:10.1098/rsbl.2008.0118

Herder J, Valentini A, Bellemain E, Dejean T, van Delft J, Thomsen PF, Taberlet P. 2014. Environmental DNA - a review of the possible applications for the detection of (invasive) species. Technical Report June 2014 DOI: 10.13140/RG.2.1.4002.1208

Keith P, Persat H, Feuteun E, Allardi J. 2011. Les poisons d'eau douce. Biotope Ed. Pub. scientif. Muséum. 550p.

Labrosse P, Kulbicki M, Ferraris J. 2001. Comptage visuel de poissons en plongée, conditions d'utilisation et de mise en œuvre. Secrétariat général de la Communauté du Pacifique, Nouméa, Nouvelle-Calédonie, IRD, 60p.

Lacoursière-Roussel A, Rosabal M, Bernatchez L. 2016. Estimating fish abundance and biomass from eDNA concentrations: variability among capture methods and environmental conditions. *Mol Ecol Resour*. Mar 6. doi: 10.1111/1755-0998.12522.

Libois R, Rosoux R, Gabris B. 2016. Approche du régime alimentaire chez le silure glane. *Recherches Naturalistes En Région Centre*, 3, 32–38.

Linchant J, Lisein J, Semeki J, Lejeune P, Vermeulen C. 2015. Are unmanned aircraft systems (UASs) the future of wildlife monitoring? A review of accomplishments and challenges. *Mammal Rev*. 45, 239–252. doi: 10.1111/mam.12046

McInnes A M, Khoosal A, Murrell B, Merkle D, Lacerda M, Nyengera R, Pichegru L. 2015. Recreational fish-finders-an inexpensive alternative to scientific echo-sounders for unravelling the links between marine top predators and their prey. *PLoS ONE*, 10(11), 1–18. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0140936>

MacLennan DN, Simmonds EJ. 2013. *Fisheries acoustics (Vol. 5)*. Springer Science & Business Media.

Manna LR, Rezende CF, Mazzoni R. 2017. Effect of body size on microhabitat preferences in stream-dwelling fishes. *J Appl Ichthyol.* ;33:193–202

Marsh H, Sinclair D. 2017. Correcting for Visibility Bias in Strip Transect Aerial Surveys. *The Journal of Wildlife Management*, 53(4), 1017–1024.

Martin J, Edwards HH, Burgess MA, Percival HF, Fagan DE, Gardner BE, Rambo TJ. 2012. Estimating distribution of hidden objects with drones: From tennis balls to manatees. *PLoS ONE*, 7(6), 1–8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0038882>

Menesson-Boisneau C, Baglinière JL, 1992. Mise au point d'une méthode de détermination de l'âge de la grande alose (*Alosa alosa*) à partir des écailles. In «Tissus durs et âge individuel des vertébrés. J.L.BAGLINIERE, J. CASTANET, F. CONAND, F.J. MEUNIER (Eds), ORSTOM-INRA, Paris, pp. 221-231.

Olds B, Jerde CL, Renshaw MA, Li Y, Evans NT, Turner CR, Deiner K, Mahon AR, Brueseke MA, Shirey PD, Pfrender ME, Lodge D, Lamberti GA. 2016. Estimating species richness using environmental DNA Ecology and Evolution, 6(12): 4214– 4226

Panfili J., De Pontual H., Troadec H., Wright P.J., 2002. Manuel de sclérochronologie des poissons. Edition Quae. 463p.

Pauls SU, Maria Alp M, Bálint M, Bernabò P, Čiampor F Jr, Čiamporová-Zaťovičová Z, Debra S. Finn DS, Kohout J, Leese F, Lencioni V, Vinas IP, Monaghan MT. 2014. Integrating molecular tools into freshwater ecology: developments and opportunities. Freshwater Biology, 1559-1576

Seber GAF. 1986. Estimating Animal Abundance. Biometrics, 42(2), 267–292. <https://doi.org/10.2307/2531049>

Smart AS, Tingley R, Weeks AR, Van Rooyen AR, MC Carthy MA. 2015. Environmental DNA sampling is more sensitive than a traditional survey technique for detecting an aquatic invader. Ecological Applications, 25(7), 2015, pp. 1944–1952

Stevenson DK, Campana SE. 1992. Otolith microstructure. Examination and analysis. Can. Spec. Pub. of Fisheries and Aquatic Sciences, 117, 134p.

Syväranta J, Cucherousset J, Kopp D, Martino A, Céréghino R, Santoul F. 2009. Contribution of anadromous fish to the diet of European catfish in a large river system. Naturwissenschaften, 96(5), 631–635. <https://doi.org/10.1007/s00114-009-0511-3>

Taberlet P, Prud'homme SM, Campione E, Roy J, Miquel C, Shehzad W, Gielly L, Rioux D, Choler P, Clément JC, Melodelima C, Pompanon F, Coissac E. 2012. Soil sampling and isolation of extracellular DNA from large amount of starting material suitable for metabarcoding studies. Mol. Ecol. 21, 1816–1820.

Valentini et al. 2016 Next-generation monitoring of aquatic biodiversity using environmental DNA metabarcoding. Molecular Ecology, 25, 929-942.

VanderKooy S. 2009. A practical handbook for determining the ages of gulf of Mexico fishes. Second edition. Gulf States Marine Fisheries Commission, Publication number 167.

Verdeyroux P, Desmoulins A, Vermeil M, Chanseau M, 2013. Etude du silure sur la Dordogne. Rapport EPIDOR, 60p.

Wasson JG, Chandresis A, Pella H, Souchon Y. 2001. Définition des hydroécotones. Méthodologie de détermination des conditions de référence au sens de la DCE. Rapport CEMAGREF Lyon, 69p.

Zorbas D, Di Puglia Pugliese L, Razafindralambo T, Guerriero F. 2016. Optimal drone placement and cost-efficient target coverage. Journal of Network and Computer Applications, 75, 16–31. <https://doi.org/10.1016/j.jnca.2016.08.009>.

# Gouvernance et valorisation du projet

## ALOSA 2016-17

SUIVI DES ALOSES EN LOIRE MOYENNE 2016 et 2017 et PREMIERE APPROCHE D'UNE ESTIMATION  
DES DENSITES DE SILURES EN LOIRE MOYENNE  
C. BOISNEAU, Université de Tours, Laboratoire CITERES

CONVENTION 2016 – 110473

### Gouvernance :

2 comités de pilotage ont eu lieu en décembre 2016 et décembre 2017, à l'université de Tours, 33 allée F de Lesseps.

#### Membres du comité de pilotage :

Université de Tours : CITERES et Laboratoire d'Informatique, cellule valorisation et gestionnaires administratifs et financiers du projet.

Agence de l'eau Loire Bretagne  
DREAL Bassin de la Loire Orléans  
AFB Orléans  
Région Centre Val de Loire  
AAPBLB

#### Invités :

Drone Contrast  
MNHN Dinard  
ACA plongée et Chinon plongée

### Valorisation:

Ce projet a été présenté, outre les journées de présentation de l'appel à projet poissons migrateurs du bassin de la Loire, en différentes occasions :

- Assemblée générale de l'ACA Amboise en novembre 2016
- Groupe d'appui du COGEPOMI en 2017 et 2018
- Conférence internationale des ILTSER (International Long Term Sociological and Ecological Research) à Nantes : C Boisneau, P. Boisneau & M Bodin. 2017. Long term ecological research and partnership with freshwater fisheries. What benefits for fish management and for public policies? ILTSER, 2-4/10/2017, Nantes (Communication orale).
- Assemblée générale de l'AAPBLB en février 2018
- Paroles de migrants n°15.



Ce projet a également été le support de travaux d'étudiants de Polytech Tours de l'université de Tours et d'un CDD.

Lecomte T. 2016. Estimation de la ration alimentaire annuelle du silure et attribution de l'âge par observation des vertèbres Stage Ingénieur junior, Polytech Tours DAE filière IMA, 35 p.

Mutel S. 2018. Estimation des densités animales : Les techniques d'imageries. Filière Ingénierie des Milieux Aquatiques, Département Aménagement et Environnement, Ecole polytechnique de l'Université François Rabelais de Tours, Rapport de recherche, 39 p.

Li Yi.2017. Application de Comptage du Nombre de Poissons par Analyse d'Images. Projet de 4<sup>e</sup> année, Département Informatique, Ecole polytechnique de l'Université François Rabelais de Tours.14p.

XU Jiaoqiang .2017.Création d'une application de traitement d'image en utilisant les algorithmes SIFT et SURF. . Projet de 4<sup>e</sup> année, Département Informatique, Ecole polytechnique de l'Université François Rabelais de Tours.

CDD A Proust. Attribution de l'âge par observation des vertèbres de silures et rétro-mesures, 1,5 mois.

**Annexe 1 : Caractéristiques des aloses hybrides échantillonnées en 2016 et 2017**

JJ	MM	AA	SP	BR	SX	AG	LF	PT	
27	5	2016	ALH	74	1	3	396	777	
27	5	2016	ALH	62	1	4	320	408	
JJ	MM	AA	SP	BR	SX	AG	LF	PT	
3	5	2017	ALH		2	4	427	1130	FF (60mm)
20	4	2017	ALH		2	5	518	1585	FF (60mm)
19	4	2017	ALH		2	reg	435	1180	FF (60mm)

**Annexe 2 : Coordonnées GPS des points d'échantillonnage de l'ADN environnemental**

Site	Chargé les Caves
	Rive droite
coord GPS 1	47.442525
coord GPS 2	1.050934
	Rive gauche
coord GPS 1	47.443398
coord GPS 2	1.047892
	Chenal principal C
coord GPS 1	47.442726
coord GPS 2	1.049018

**Annexe 3 : Protocole de filtration de SPYGEN utilisé en 2016**



PROTOCOLE D'ECHANTILLONNAGE

*Utilisation du kit de filtration dans les milieux aquatiques courants*

**INFORMATIONS IMPORTANTES**

- Ce kit doit être utilisé uniquement en milieu aquatique courant. Chaque kit contient:
  - Une capsule de filtration avec deux bouchons et une étiquette.
  - Un sachet contenant un tuyau court de grand diamètre, un raccord et un tuyau long de petit diamètre et 2 paires de gants.
  - Un sachet contenant un flacon de tampon de conservation, un entonnoir et 1 paire de gants.
- Ce kit doit être utilisé avec un Vampire Sampler (fourni avec son chargeur, ses batteries et son portoir).
- La stratégie d'échantillonnage (période et localisation des prélèvements) doit être adaptée en fonction de la biologie de l'espèce ou du groupe cible et de la typologie du site étudié.
- La détectabilité de l'espèce ou du groupe cible est fortement dépendante de la qualité de l'échantillonnage et donc du bon respect des consignes décrites dans ce protocole.
- Il est indispensable de noter la correspondance entre le numéro du filtre et le site étudié. Le numéro du filtre sera l'unique identifiant de votre échantillon communiqué par SPYGEN.
- En cas de doute sur la mise en œuvre de ce protocole, contacter SPYGEN au 04.79.26.15.83 ou par mail à [pauline.jean@spygen.com](mailto:pauline.jean@spygen.com).

## PROTOCOLE

1. Mettre une paire de gants neuve.
2. Placer le tuyau long de petit diamètre dans le Vampire Sampler comme indiqué sur la photo ci-dessous (cf. Figure 1).
3. Fixer le tuyau long de petit diamètre sur une tige télescopique ou un autre matériel similaire (non fourni). Ce matériel doit être changé entre chaque site d'échantillonnage.
4. Sortir la capsule de filtration de son emballage et coller l'étiquette sur le côté de la capsule.
5. Placer la capsule de filtration au bout du tuyau court de grand diamètre en respectant le sens d'écoulement (flèche « Flow » sur le côté de la capsule).
6. Filtrer l'eau à l'aide du Vampire Sampler (position 1) pendant 30 min (filtration d'1L/min soit 30 L filtrés au total) ou jusqu'à saturation de la capsule de filtration. Noter le temps total de filtration.
7. Expulser l'eau restante dans la capsule en filtrant de l'air.
8. Changer de paire de gants.
9. Fermer le bas de la capsule à l'aide du bouchon prévu à cet effet et la détacher du tuyau court de grand diamètre.
10. Placer l'entonnoir sur le haut de la capsule et verser doucement le tampon de conservation jusqu'à atteindre le haut de la capsule.
11. Fermer le haut de la capsule à l'aide du second bouchon (bien l'insérer pour éviter toute fuite). Retourner le filtre, enlever le bouchon du bas et verser le reste du tampon de conservation à l'aide de l'entonnoir.
12. Refermer le bas de la capsule puis agiter vigoureusement pendant environ 1 min, en mettant la capsule dans le sens horizontal et en la faisant pivoter régulièrement.
13. Renseigner la date de prélèvement, le nom du préleveur et le temps total de filtration sur les deux étiquettes à l'aide d'un marqueur indélébile (non fourni).
14. Ranger la capsule dans sa boîte. Stocker la capsule à température ambiante en évitant les fortes variations de température et l'envoyer à SPYGEN, avec le tampon de conservation non utilisé et les raccords, sous un délai de 1 mois.



## Annexe 4 : Liste des espèces échantillonnées par l'ADN environnemental

Nom scientifique	Nom vernaculaire
<i>Abramis brama</i>	Brème commune
<i>Alburnoides bipunctatus</i>	Spirilin
<i>Alburnus alburnus</i>	Ablette
<i>Alosa alosa</i> ou <i>Alosa fallax</i>	-
<i>Ameiurus melas</i> ou <i>Ameiurus nebulosus</i>	-
<i>Anguilla anguilla</i>	Anguille d'Europe
<i>Aspius aspius</i>	Aspe
<i>Barbatula barbatula</i>	Loche franche
<i>Barbus barbus</i>	Barbeau fluviatile
<i>Blicca bjoerkna</i>	Brème bordelière
<i>Carassius sp.</i>	-
<i>Cobitis taenia</i>	Loche de rivière
<i>Cottus sp.</i>	-
<i>Telestes souffia</i> ou <i>Chondrostoma nasus</i> ou <i>Chondrostoma toxostoma</i>	-
<i>Cyprinus carpio</i>	Carpe commune
<i>Esox lucius</i>	Brochet
<i>Gobio sp.</i>	-
<i>Gymnocephalus cernua</i>	Grémille
<i>Lampetra fluviatilis</i> ou <i>Lampetra planeri</i>	-
<i>Lepomis gibbosus</i>	Perche soleil
<i>Leuciscus leuciscus</i> ou <i>Leuciscus idus</i>	-
<i>Leuciscus burdigalensis</i>	Vandoise rostrée
<i>Liza ramada</i>	Mulet porc
<i>Perca fluviatilis</i>	Perche commune
<i>Petromyzon marinus</i>	Lamproie marine
<i>Pseudorasbora parva</i>	Pseudorasbora
<i>Rhodeus sericeus</i>	Bouvière
<i>Rutilus rutilus</i>	Gardon
<i>Sander lucioperca</i>	Sandre
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	Rotengle
<i>Silurus glanis</i>	Silure glane
<i>Squalius cephalus</i>	Chevaine
<i>Tinca tinca</i>	Tanche