

METHODOLOGIE D'ECHANTILLONNAGE DES AMMOCETES

Extrait du rapport « *Flux migratoires et indices
d'abondance des populations de lamproies du Scorff, de l'Oir
et de la Bresle* »

Emilien Lasne (INRA) & Richard Sabatié (Agrocampus Ouest),
UMR ESE, Rennes
Décembre 2009



Version du 21.03.2012
Bretagne Grands Migrateurs

G. GERMIS



Contexte et objectifs

Le niveau d'abondance d'une population de lamproie marine sur un cours d'eau est souvent estimé de deux manières :

- Par le comptage des frayères ;
- Par le comptage des individus au niveau d'une station de contrôle des migrations.

Les inventaires de frayères demandent des moyens humains importants et la plupart des rivières ne disposent pas de dispositif de station de contrôle ; c'est pourquoi, les scientifiques ont mis en place un protocole d'échantillonnage des ammocètes.

La phase larvaire est en effet plus facile à appréhender car les lamproies sont facilement capturables ; elles vivent enfouies dans le substrat et sont facilement peu mobiles, restant cantonnées dans des habitats caractéristiques de sédimentation appelés « lits à ammocètes ».

Par ailleurs, le stade larvaire est long et les larves sont présentes tout au long de l'année contrairement aux géniteurs et aux juvéniles, ce qui réduit un certain nombre de contraintes pratiques.

L'analyse de la distribution et de la structure de taille des populations d'ammocètes fournit différents renseignements sur la présence de frayères en amont et sur le recrutement récent ou passé (différentes cohortes représentées).

Les densités permettent de donner une idée de l'abondance de la population.

Enfin, la simple présence de la lamproie marine ou lamproie fluviatile sur une portion de rivière est une donnée intéressante.

Ce document vise à décrire la méthode d'échantillonnage des ammocètes ; méthode qui s'inscrit dans des démarches variables :

- Démarche prospective, cartographie ;
- Évaluation de l'impact d'une perturbation sur un cours d'eau ;
- Suivi chronologique de stations de référence ;
- Caractérisation de la population d'un bassin versant.

Ce document est avant tout destiné aux Fédérations de Pêche bretonnes qui souhaitent mettre en place ce type de suivi.

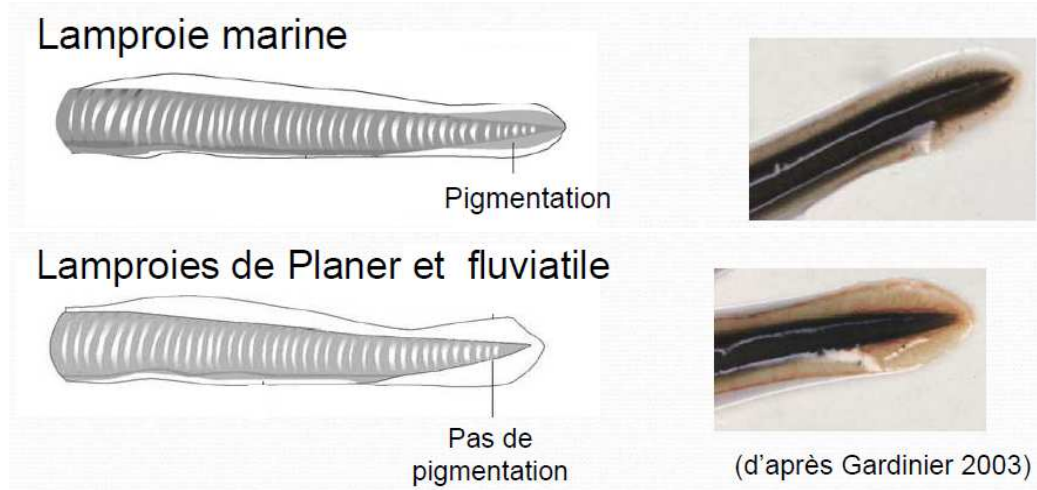
PREAMBULE

La mise en œuvre du protocole d'échantillonnage nécessite de faire la distinction entre la Lamproie marine et les Lamproies de Planer et fluviatile mais aussi entre les différents stades de développement.

Distinction entre Lamproie marine et Lamproies de Planer et fluviatile

Les larves des deux genres, dont la gamme de taille se recouvre, sont distinguables par des critères qualitatifs visibles à l'œil nu pour les grands individus ou bien à l'aide d'une loupe pour les petits individus.

Les ammocètes de *L. marine* ont le voile de l'extrémité de la nageoire caudale nettement pigmenté, dès le plus jeune âge alors que les larves du genre *Lampetra* ne présentent pas cette coloration (*figure 1*). La distinction des larves de *L. planeri* et *L. fluviatilis* est beaucoup plus délicat voire impossible. Chez les *L. planeri*, le bord latéral des lèvres supérieures, non pigmenté, serait dirigé vers le bas ; alors qu'il serait pigmenté et relevé chez *L. fluviatilis*.



Les stades de lamproies

La distinction entre les lamproies de Planer et les lamproies fluviatiles métamorphosées n'est pas évidente d'autant plus qu'elle dépend du stade de métamorphose (*figure 2*). Pour atteindre ce stade, la lamproie fluviatile passe par des stades intermédiaires en terme de taille d'œil et d'argenteure. Tant qu'elles sont enfouies dans le substrat, la distinction est difficile ; une fois qu'elles sont en dévalaison, la distinction est plus nette.

Les lamproies marines sont clairement bleutées, elles possèdent beaucoup plus de dents (comme les adultes) et le voile de l'extrémité de la nageoire caudale est nettement pigmenté, les lamproies fluviatiles sont plutôt argentées/ardoises.



Figure 2 : Lamproie de Planer et lamproie fluviatile métamorphosées (Oir, septembre 2010) [source ?](#)

Les jeunes lamproies marines ou de rivière, en dévalaison automnale, sont très nettement bleutées (figure 3).



Figure 3 : Les stades de lamproie de Planer (R. Sabatié & E. Lasne, 2009)

MATERIEL ET METHODES

La technique d'échantillonnage permet d'évaluer l'abondance et les caractéristiques (en termes de structure de taille par exemple) des populations de lamproies au stade larvaire.

MATERIEL

Moyens humains

La manipulation mobilise 3 personnes : Une personne pour le prélèvement, une personne pour déplacer le tamis et le port du matériel et des individus capturés et une personne pour la prise de note. Ces 3 personnes se chargent ensuite de faire le tri des ammocètes dans le tamis et de faire la biométrie.

Le protocole peut également être appliqué à seulement 2 personnes (mais moins de confort et plus de temps nécessaire).

Moyens matériels

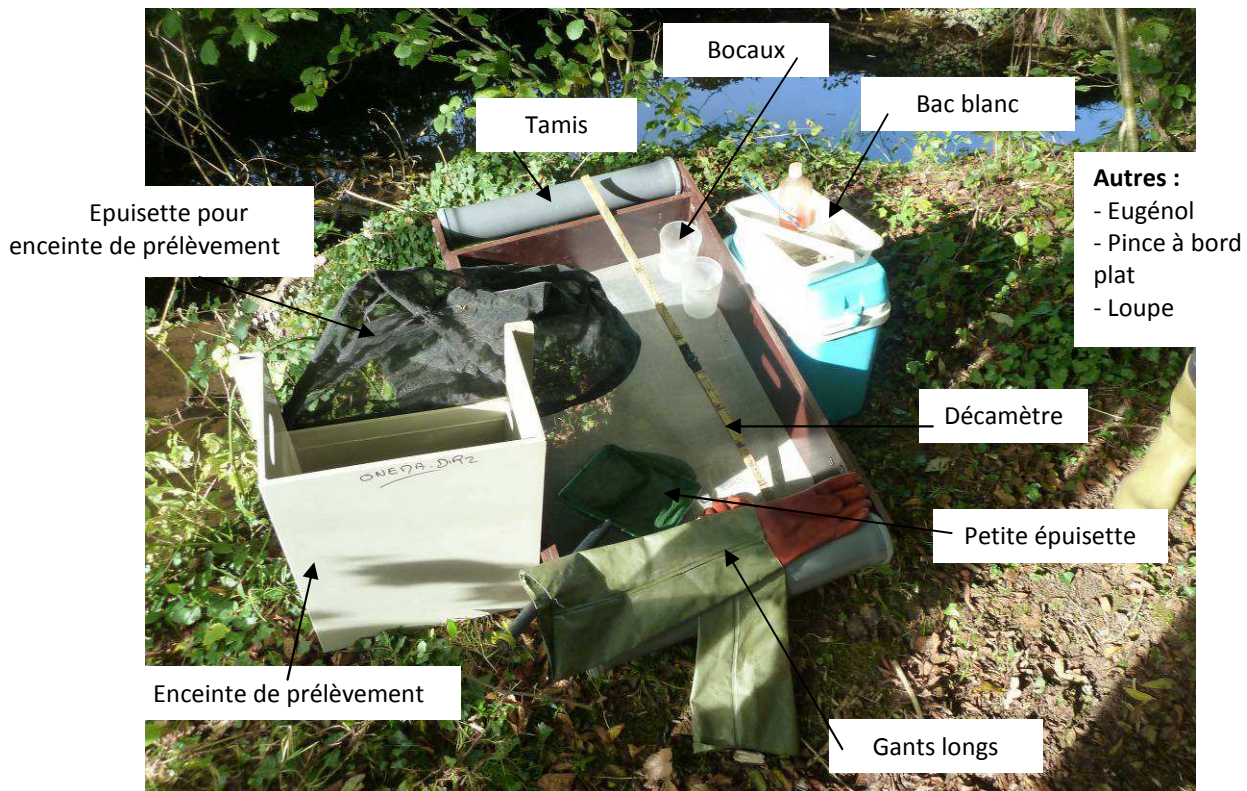


Figure 4 : Matériel nécessaire à l'échantillonnage des ammocètes (R. Pellerin - FDPPMA35)

Le **matériel de pêche** utilisé est composé de (figure 4) :

- ✓ Une enceinte de prélèvement (figure 5) ;

Les dimensions de l'enceinte de prélèvement (300 X 400 mm de surface d'échantillonnage) ont été choisies de façon à avoir une surface suffisamment grande pour capturer un nombre significatif d'individus par échantillon prélevé, mais assez petite pour que la quantité de sédiment recueilli soit raisonnable (peu d'impact sur le lit du cours d'eau, tri des ammocètes rapide).

L'épaisseur des plaques PVC ne doit pas être trop importante ; une enceinte trop lourde sera trop difficile à enfoncer dans le substrat. Les bords doivent être biseautés pour faciliter la dépose de l'enceinte dans le sédiment.

La maille de la poche doit être assez fine (1 à 2 mm) pour capturer les lamproies, mais elle doit permettre d'éliminer les particules fines (limons et sables fins) afin de pouvoir récupérer les ammocètes. La poche peut être installée sur la caisse de façon à être amovible pour faciliter le rinçage des sédiments ainsi que leur manipulation afin de récupérer les ammocètes.

- ✓ Une épaisseuse à cadre métallique rigide de largeur comprise entre 25 et 9 cm et de maille 1 mm (elle servira à prélever le substrat dans l'enceinte de prélèvement ;
- ✓ Une paire de gants à manches longues solides pour prélever le sédiment ;
- ✓ Un tamis à maille fine (1mm) d'un demi-mètre carré permettant de bien étaler les sédiments (figure 6) ;
- ✓ 5 bocaux en plastique avec couvercle pour stocker les larves prélevées dans le substrat (pour faciliter le transport, mettre une corde de manière à pouvoir porter les bocaux autour du cou. Il est également possible de fixer un pot dans le coin du tamis et de fabriquer un sac à dos avec bidon pour stocker les larves).

Le **matériel** nécessaire pour la **biométrie** est :

- ✓ Un bac blanc ;
- ✓ Une pince à bords plats ou languette ;
- ✓ Un anesthésiant (eugenol, benzocaïne par exemple) ;
- ✓ Une petite épuisette d'aquariophilie à maille fine ;
- ✓ Une loupe.

Le **matériel** nécessaire pour la **description de l'habitat** :

- ✓ Des feuilles de terrain;
- ✓ Un décimètre.

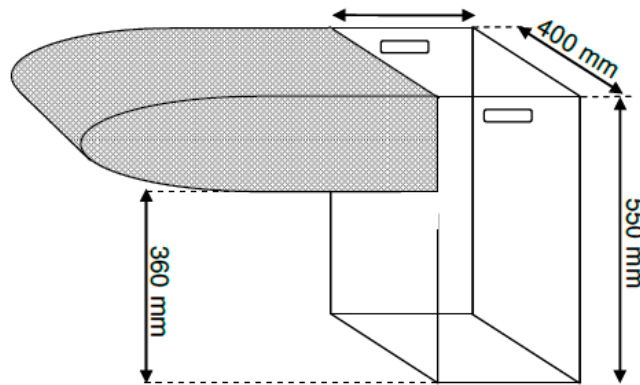


Figure 5 : Enceinte de prélèvement pour l'échantillonnage des ammocètes (R. Sabatié & E. Lasne, 2009)



Figure 6 : Tamis pour le tri des ammocètes (R. Sabatié & E. Lasne, 2009)

METHODE

Principe

Cette enceinte permet de réaliser des prélèvements ponctuels d'ammocètes enfouies de façon standardisée. Contrairement à la méthode des EPA, les surfaces échantillonnées sont connues et donc permettent d'obtenir des informations quantitatives sur les densités.

La méthode consiste à échantillonner 30 points (la densité estimée commence à se stabiliser à partir du 20^{ème} échantillon prélevé) sur des lits d'ammocètes potentiels.

Plusieurs échantillons peuvent être prélevés sur un même lit lorsque la surface de ce dernier le permet. L'habitat est décrit à l'échelle de l'échantillon (profondeur, épaisseur du substrat, vitesse du courant,...).

Tableau 1 : Proposition de stratégie d'échantillonnage (R. Sabatié & E. Lasne, 2009)

Objectif	Localisation des stations	Nombre de stations	Localisation des prélèvements	Nombre de prélèvements (à titre indicatif, à préciser)	Période d'échantillonnage	Fréquence d'échantillonnage
Démarche prospective, cartographique	En aval de zones de fraie supposées	Selon taille du système étudié et selon moyens disponibles	Habitat optimal	≥ 20	Septembre-octobre (avant la montée des eaux) si recherche des 0+, sinon indifférent (préférer les périodes de basses eaux)	>5 ans
Evaluation de l'impact d'une perturbation	Au moins 2 stations requises : immédiatement en amont et immédiatement en aval de la perturbation	≥ 2	Habitat optimal	≥ 20	Si perturbation ponctuelle : le plus tôt possible, si perturbation durable : indifférent	Eventuellement 1 contrôle l'année suivant la restauration de l'intégrité du site
Suivi routinier (type réseau, observatoire)	Stations localisées en aval de zones de fraies	Selon taille du système étudié et selon moyens disponibles	Habitat optimal	≥ 20	Septembre-octobre (avant la montée des eaux)	Annuel si suivi du recrutement, sinon pluriannuel (2-3 ans)
Caractérisation de population (abondance, structure de taille, recrutement)	Réparties sur l'ensemble du bassin ou, pour les diadromes, en aval des obstacles infranchissables	Selon taille du système étudié et selon moyens disponibles	Habitat optimal et sub-optimal	≥ 30	Septembre-octobre (avant la montée des eaux)	Annuel si suivi du recrutement, sinon pluriannuel (2-3 ans)

Mode opératoire

Selon la démarche adoptée, la localisation des stations, le nombre de station, la localisation des prélèvements, le nombre de prélèvements, la période et la fréquence d'échantillonnage varient (*tableau 1*). Dans notre cas, il s'agit d'une démarche de type suivi et/ou caractérisation de la population.

1. La période d'échantillonnage

La période préférable pour échantillonner est septembre / octobre de manière à pouvoir estimer le recrutement annuel et en même temps de bénéficier des faibles débits d'étiage. Les larves de l'année sont trop petites en juin et peuvent passer inaperçues.

2. Localisation des stations

Les stations sont espacées d'environ 10 km à partir de la limite à la mer.

Les secteurs à prospector sont des zones de sédimentation (*figure 7*) en rive gauche ou rive droite, peu profondes (inférieures à 45 cm vu la hauteur de l'enceinte de prélèvement).

Les secteurs échantillonnés sont préférentiellement situés en aval de site de frayères potentielles.

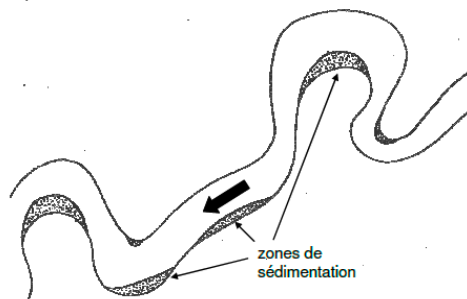


Figure 7 : Localisation schématique des zones de sédimentation favorables à l'installation des ammocètes (R. Sabatié & E. Lasne, 2009)

3. Localisation et nombre de prélèvements

Il est nécessaire d'effectuer au minimum 20 prélèvements pour un suivi routinier (type réseau, observatoire) et 30 points pour une étude de caractérisation de population (abondance, structure de taille, recrutement).

Dans une station, les échantillons sont récoltés de l'aval vers l'amont.

Les habitats à prospector sont des zones d'accumulation des sédiments fins et des petits débris organiques où elles peuvent s'enfouir et où le courant est faible. Au contraire, elles évitent les substrats durs et impénétrables. Il est recommandé de concentrer l'effort d'échantillonnage sur les habitats jugés optimaux ou sub-optimaux (habitats de type I du *tableau 2* et *figure 8*) que ce soit en rive gauche ou rive droite.

Tableau 2 : Différents types d'habitats des cours d'eau et leur qualité vis à vis des larves d'ammocètes (d'après Slade et al. 2003)

Type I : Optimal	Type II : Sub-optimal	Type III : Inapproprié
Zones de dépôt où s'accumulent les limons et la matière organique fine, accompagné accessoirement	Zones sableuses ou sablo-limoneuses fermes. Présence possible de graviers.	Zones de substrat grossier ou compact ou zones argileuses ou rocheuses où les ammocètes ne peuvent

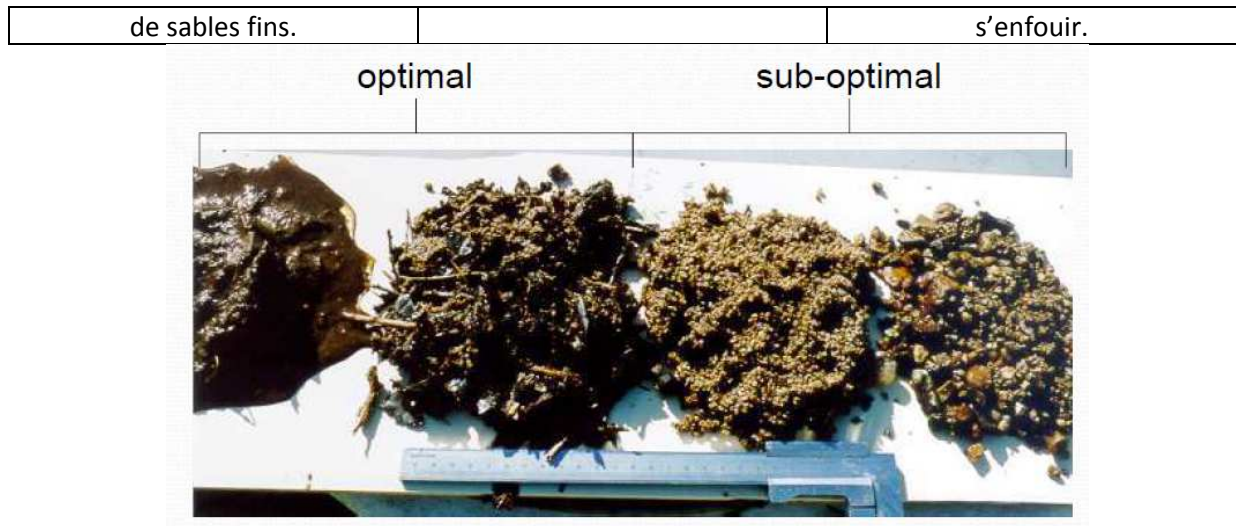


Figure 8 : Habitats optimaux et sub-optimaux où s'enfourissent les ammocètes (R. Sabatié & E. Lasne, 2009)

4. Placer l'enceinte

La caisse est positionnée et enfoncée dans le substrat jusqu'à 15 cm de profondeur (limite maximale d'enfouissement des plus grandes larves) selon la nature et la profondeur du substrat. Attention, l'enceinte ne doit pas être entièrement submergée. La profondeur de l'eau et du substrat est mesurée et reportée sur la fiche « habitats » (figure 9).



Figure 9 : Mesure de la profondeur (G. Germis, BGM)

5. Récupérer le sédiment

L'opérateur principal creuse avec les deux mains (protégées par des gants à manches longues) et ramène le substrat dans le filet de la caisse (figure 10). Il procède ainsi plusieurs fois de suite jusqu'à avoir prélevé le substrat jusqu'à 15 cm de profondeur maximum.

Un prélèvement de 15 cm de profondeur est une valeur maximum ; la profondeur peut être moins importante si la zone de sédiments mous est moindre. Ces zones peu épaisses sont aussi intéressantes car elles peuvent être colonisées par des petits individus (moins par des grands).



Figure 10 : Récupération des sédiments (P. Domalain, ONEMA SD76)

6. Filtrer la colonne d'eau

Ensuite, il filtre plusieurs fois l'eau au fond de la caisse et la partie superficielle du substrat en utilisant l'épuisette et vide au fur et à mesure le contenu dans le filet de la caisse ou directement dans le tamis (figure 11).

Le prélèvement terminé, il nettoie le contenu du filet de la caisse dans le tamis en le brassant pour éliminer les particules les plus fines.



Figure 11 : Filtration de la colonne d'eau (P. Domalain, ONEMA SD76)

Les informations relatives à la description de l'habitat sont reportées sur la fiche prévue à cet effet (figure 12 et Annexe I).



Figure 14 : Chantier "biométrie" (G. Germis – BGM)

Echantillonnage ammocètes - FICHE BIOMETRIE			
N°Fiche :		Date :	
Cours d'eau :		Station :	
N°	Stade (Larve / Smolt / Adulte)	Espèce (LPM / LPP / LPF / Lampetra : Lorsque la distinction entre LPP et LPF est difficile)	Taille (mm)
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
...			
44			
45			
46			
47			
48			
49			
50			

Figure 15 : Fiche « biométrie »

Tous les individus sont ensuite relâchés en amont de la station dans un milieu abrité sans courant.

ANALYSE DES RESULTATS

Les données issues des prélèvements effectués sur une station (voire un ensemble de stations) peuvent être regroupées, et donc, chaque station peut être associée à un nombre d'individus caractérisés par l'espèce ou le genre auxquels ils appartiennent, leur stade de développement, leur taille et toutes autres variables qualitatives ou quantitatives.

Les principaux descripteurs qui permettent de caractériser la population de lamproies d'une station et d'effectuer des comparaisons entre stations sont :

- L'abondance totale à l'échelle de la station ;
- La densité à l'échelle de la station et/ou du cours d'eau (densité = abondance totale/ [nombre de prélèvements x 0.12m²])
- L'abondance moyenne par prélèvement (et son écart-type ou son coefficient de variation),
- La fréquence d'occurrence (la proportion de prélèvement occupé par une catégorie d'individus),
- La structure de taille (indice de l'âge) (*figure 16*) ;
- La répartition de larve sur le profil longitudinal du cours d'eau.

Il est utile de consigner un certain nombre de paramètres environnementaux pour décrire le contexte d'où proviennent les données biologiques et éventuellement réaliser des analyses de relations faune-habitat. A l'échelle du prélèvement, la hauteur d'eau et la profondeur de substrat, l'intensité du courant, la nature du substrat sont des variables clé. A l'échelle de la station, le linéaire prospecté, la morphologie de la station, la surface d'habitat optimal ou sub-optimal ou la présence de ripisylve, sont à prendre en considération.

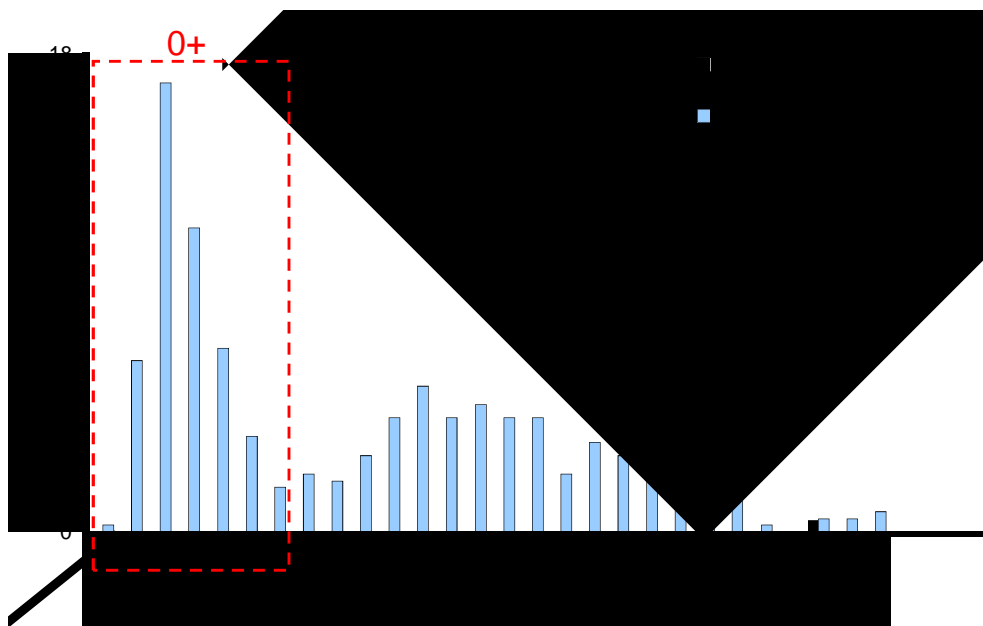


Figure 16 : Exemple de représentation de la structure de taille (R. Sabatié & E. Lasne, 2009)

Selon des travaux réalisés sur d'autres rivières, on peut en déduire la classe d'âge des individus. Un mode centré sur des individus de 30 mm correspond à une cohorte 0+.

Pour plus de renseignements

Emilien Lasne

Ingénieur de Recherches
MNHN UMR BOREA – CRESCO
38, rue du port Blanc
35800 DINARD
emilien.lasne@mnhn.fr

Richard Sabatié

Ingénieur de Recherches
UMR Ecologie et Santé des Ecosystèmes -
INRA / Agrocampus Ouest
65, rue de Saint-Brieuc - CS 84215
35042 RENNES Cedex
richard.sabatie@agrocampus-ouest.fr

Annexe I : Fiche de terrain « habitat » et « biométrie »

Echantillonnage ammocètes - FICHE BIOMETRIE			
N°Fiche :		Date :	
Cours d'eau :		Station :	
N°	Stade (Larve / Smolt / Aduite)	Espèce (LPM / LPP / LPF / Lampetra : Lorsque la distinction entre LPP et LPF est difficile)	Taille (mm)
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			
16			
17			
18			
19			
20			
21			
22			
23			
24			
25			
26			
27			
28			
29			
30			
31			
32			
33			
34			
35			
36			
37			
38			
39			
40			
41			
42			
43			
44			
45			
46			
47			
48			
49			
50			

Echantillonnage ammocètes - FICHE HABITATS

Cours d'eau :	Date :
Station :	Opérateurs :
Niveaux d'eau :	Commentaire :
Météo :	
Largeur moyenne : m	
Linéaire prospecté : m	
EPA (ou N° point)	1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11 12 13 14 15 16 17 18 19 20 21 22 23 24 25 26 27 28 29 30
Type substat (I : optimal / II : sub-optimal III : inapproprié)	
Vit. Courant (0/1=faible/2=fort)	
Granulométrie (%)	
organique	
argile	
limons	
sable fin (<0,5)	
sable gros (<2)	
graviers (<16)	
cailloux (<64)	
pierres (<256)	
Végét. (0/1)	
Prof. Eau (cm)	
Prof. eau+sub. (cm)	
Effectif ammocètes 0+	
Effectif ammocètes >0+	