

1. PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE L'ANGUILLE JAUNE ET ARGENTÉE EN RIVIERE

Le protocole ci-après décrit les lignes d'action pour les campagnes d'estimation de la densité des anguilles jaunes et argentées dans chaque bassin pilote par la pêche électrique. Outre la présentation des critères de définition de l'emplacement des sites d'échantillonnage et des campagnes, ce protocole définit également les méthodes de collecte concernant les informations biométriques sur les anguilles, les données sur les autres espèces de poisson et les variables environnementales.

Les anguilles jaunes et argentées doivent être ramenées au laboratoire pour mettre en place d'autres protocoles. Le Protocole d'extraction des otolithes pour la lecture de l'âge doit être mis en place pour atteindre l'un des objectifs de SUDOANG (**obligatoire**), tandis que le Protocole de contrôle de l'infestation par *Anguillicola crassus* et le Niveau de dégénération de la vessie natatoire (NDV), ainsi que le Protocole de contrôle des gonades pour définir le ratio de sexe sont **facultatifs**.

1.1. Programmation des campagnes

L'échantillonnage d'estimation de la densité des anguilles jaunes et argentées doit être effectué en **fin d'été/début automne** pour pouvoir capturer des anguilles argentées. Par conséquent, en fonction de l'emplacement (latitude) du bassin, l'échantillonnage doit être réalisé lorsque les anguilles sont déjà au stade argenté **MAIS** avant leur échappement qui a lieu en automne/hiver.

1.2. Sélection du site

La pêche électrique sera réalisée dans chaque bassin pilote, uniquement en eau douce, sur le cours d'eau principal et sur ses affluents (jusqu'aux affluents de 3ème ordre). Le **site d'échantillonnage doit être représentatif du segment de rivière** couvrant la diversité physique et contenant au moins un rapide s'il en existe un sur le segment. Nous présentons ci-après une représentation schématique et les définitions des termes utilisés.

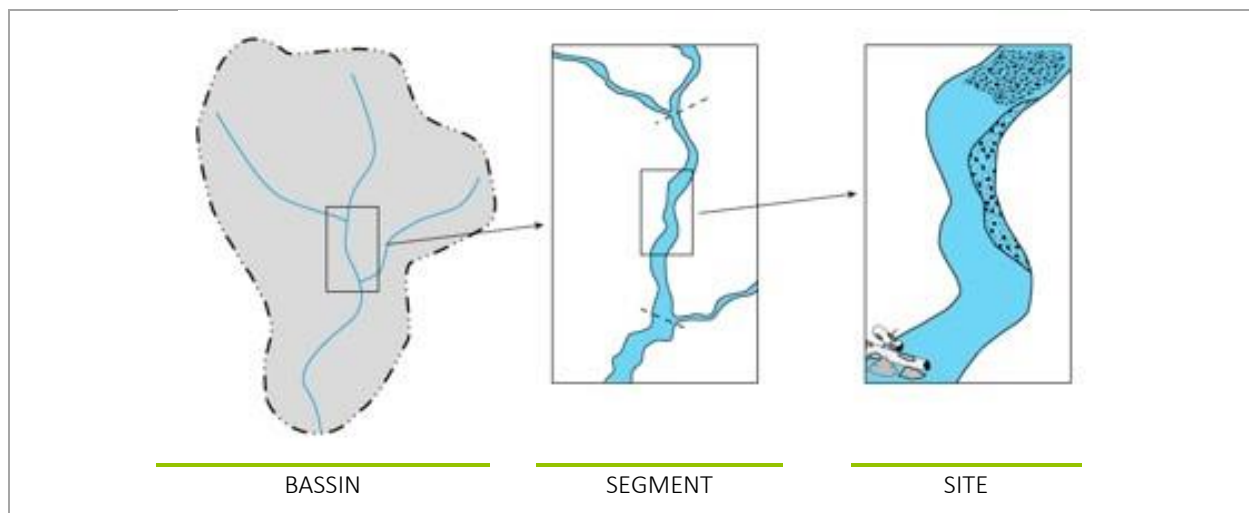


Figure 1. Représentation schématique des termes utilisés dans le protocole.

BASSIN : Tout le bassin versant.

SEGMENT : section d'un cours d'eau dans le bassin avec des propriétés biotiques et physiques similaires (par ex. pente et débit similaires).

SITE : Une partie d'un cours d'eau avec un segment dont les données biologiques seront collectées.

Les sites prélevés doivent être **photographiés** et **géoréférencés** au moyen d'un GPS pour permettre leur reconnaissance.

Un critère possible pour **définir le nombre et l'emplacement** des sites d'échantillonnage représentatifs du segment de rivière est présenté. Le travail doit se dérouler en trois étapes :

1. Diviser le bassin de rivière en segments hydrologiques

- Les variations de pente, de débit (confluences, tributaires) et/ou les perturbations (réservoirs) seront utilisées pour définir les segments :
- Si le type de pente se répète, le segment le plus long ou celui qui représente le mieux la pente du cours d'eau en aval sera utilisé.
- Si la pente du cours d'eau est très faible, les écarts de débit (confluence, tributaire) seront utilisés pour désigner les segments ;
- Si la pente est faible et qu'il n'y a pas d'affluents, les segments seront placés à égale distance les uns des autres ;
- Les segments ne doivent pas être placés dans les retenues d'eau.

2. Mesurer chaque segment hydrologique

- Les segments >10 km de longueur peuvent être divisés en fonction de la déclivité à ses niveaux minimum, moyen et maximum.
 - La déclivité indique la pente du cours d'eau qui a une influence sur le transport des sédiments et les caractéristiques de décharge.
 - La déclivité est définie comme l'écart entre l'altitude du cours d'eau sur un point en amont (Elv_{Upstr}) et l'altitude du cours d'eau sur un point en aval (Elv_{Dowstr}) sur un segment de cours d'eau, divisé par la longueur de ce segment ($Length_{seg}$) :

$$\frac{(Elv_{Upstr} - Elv_{Dowstr})}{Length_{seg}}$$

3. Disposer les sites d'échantillonnage sur un segment

- Un site doit être placé au centre du segment d'une pente ou d'une valeur de débit et doit être représentatif de ce segment.

- Si un **segment a moins de 60 km de longueur**, le nombre de sites doit être le suivant :

Longueur	Nombre de sites
30-60 km	3
11-29 km (< 30)	2
1-9 km (< 10)	0 - 1

- Si la **longueur du segment est égale ou supérieure à 60 km**, placez un site tous les 20 km comme suit:

Longueur	Nombre de sites
60 km	3
80 km	4
100 km	5

1.3. Longueur du site d'échantillonnage

L'échelle spatiale est un aspect critique dans tout protocole d'échantillonnage. Indépendamment de l'endroit où l'échantillonnage a lieu, la grande majorité des espèces susceptibles d'être présentes dans la portée du champ électrique doit être capturée sur la longueur du cours d'eau. Pour standardiser le protocole de pêche, la longueur du site doit être définie. Les longueurs suivantes doivent être adoptées :

Type de cours d'eau	Longueur d'objectif	Minimum	Maximum
Cours d'eau franchissables à gué	20 fois la largeur de la zone mouillée	100 m	300 m
Cours d'eau non franchissables à gué	10 fois la largeur de la zone mouillée	300 m	500 m

1.4. Procédures d'échantillonnage

L'échantillonnage des poissons sera réalisé par pêche électrique. La conductivité déterminera la valeur de tension initiale sélectionnée. Il est conseillé de choisir les tensions suivantes comme valeurs maximales, en fonction de la conductivité de l'eau : **400 V** pour **forte conductivité** (> 300 µS/cm); **800 V** pour **conductivité moyenne** (100 - 300 µS/cm) ; **1000 V** pour **conductivité faible** (< 100 µS/cm).

- Par une équipe composée d'au moins quatre (4) personnes. Un (1) opérateur s'occupant du transport de l'anode et trois (3) autres portant les épuisettes auxiliaires pour capturer les poissons étourdis ou fuyant et les déposer dans un seau. Les poissons doivent être écartés le plus tôt possible du champ électrique.

- L'utilisation du **courant continu** est recommandée pour sa moindre nocivité et ses mortalités réduites pour les poissons et les blessures infligées aux poissons qui doivent être aussi limitées que possible (la tension et l'intensité doivent être notées).
- Lors du **balayage**, prélevez l'échantillon en plaçant l'**anode dans l'eau pendant 30s** puis relâchez le bouton **OU**, dans les zones de grande densité, laissez l'anode jusqu'à ce que les poissons soient attirés ; L'anode doit être déplacée en cercle (~1m de diamètre). La maille du filet de l'épuisette doit être aussi petite que possible pour empêcher la fuite des petites anguilles (1-2 mm).
- **Au moins 2 passages** doivent être faits par site d'échantillonnage, avec **30 minutes d'intervalle** entre l'un et l'autre. Si le **2ème passage permet de collecter plus d'individus** que le 1er, un **3ème passage doit être effectué**, à nouveau 30 minutes plus tard. La quantité d'anguilles prises à chaque passage doit être enregistrée séparément.
- **A chaque passage**, toutes les anguilles échantillonnées doivent être **mesurées** et **pesées** dès que possible. Les captures correspondantes doivent être identifiées et le nombre d'individus enregistrés. Tous les poissons capturés doivent être placés en viviers équipés de couvercles et avec des ouvertures suffisamment réduites pour empêcher la fuite des petits poissons. Tant que l'équipe de pêche est au travail, les poissons ne doivent pas être relâchés. Ils doivent retourner en vivier après traitement biométrique si la pêche n'est pas terminée.
- Indépendamment de la profondeur du site d'échantillonnage (voir ci-après), la capture **DOIT TOUJOURS se faire de l'aval vers l'amont**. La pêche peut néanmoins être réalisée de manière différente en fonction de la profondeur de la rivière :

Dans les rivières peu profondes (< 0,8 m de profondeur)

- Dans les **rivières étroites** (largeur < 15m), la pêche doit se faire sur toute la largeur du cours d'eau, pour inclure les deux berges et le centre de la rivière. Néanmoins, sur les **rivières larges** (largeur ≥ 15 m), les pêcheurs doivent marcher lentement le long du cours d'eau, en **zig-zag** entre les deux berges ; ils doivent couvrir tous les habitats existants et faire sortir les poissons qui sont à couvert.

Dans les rivières profondes (≥ 0,8 m de profondeur)

- La pêche électrique se fera **UNIQUEMENT** sur les berges puisque l'efficacité est extrêmement réduite dans les zones plus profondes, notamment si les espèces ciblées sont benthiques, comme c'est le cas de l'anguille.
- La pêche électrique à pied est limitée par la profondeur à laquelle elle peut se faire en toute sécurité. Il n'est pas recommandé de placer le rond d'anode à une profondeur telle que vous ne pourriez plus le voir.

1.5. Données sur l'environnement à collecter sur le site

Pendant l'échantillonnage, les paramètres suivants doivent être mesurés et enregistrés **à chaque changement d'unité géomorphologique** :

- Profondeur (m) ;
- Vitesse du courant (m/s) ;
- Température de l'eau (°C) ;
- Conductivité ($\mu\text{S}/\text{cm}$) ;
- Oxygène dissous (mg/l OU %) ;
- Le type de **substrat** et de **végétation sur les berges** et les refuges de poissons doivent également être enregistrés (format et classes, voir feuille de données type) ;
- La **surface** du site d'échantillonnage (m^2) et les temps de pêche (min) doivent être enregistrés.

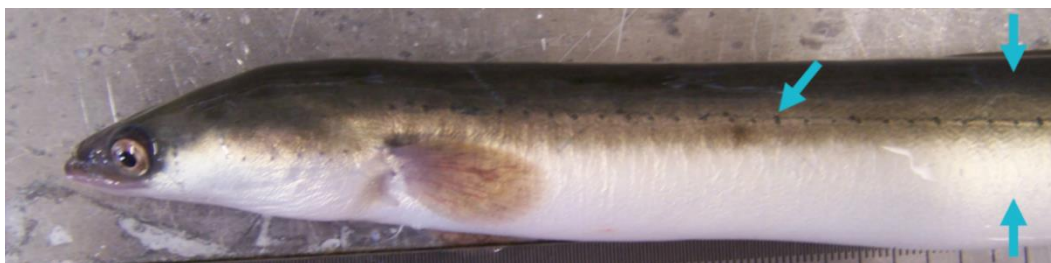
1.6. Données biologiques à collecter sur site pour chaque passage de poisson

Les données suivantes doivent être notées sur site pour chaque anguille :

- Longueur totale (mm) ;
- Poids total (0,01 g) ;
- Identification de la phase des anguilles (jaune ou argentée) par :

1. Inspection visuelle :

- présence d'une ligne latérale bien visible ;
- couleur du corps et contraste entre les parties dorsale et ventrale.



2. Pour tous les poissons au-dessus de 300-350 mm de longueur totale vous devez mesurer :

- Longueur de la nageoire pectorale ;
- Diamètres vertical et horizontal de l'œil (toujours l'œil gauche, à moins qu'il ne soit mal formé ou abîmé. Dans ce cas, utilisez l'œil droit et notez-le dans le champ d'observations) ;

La limite 300-350 mm doit être appréciée en fonction de la latitude. Elle correspond à la limite inférieure de taille à l'argenture pour les anguilles du sud de l'aire de distribution.

- Pour confirmer le stade de l'anguille argentée, utilisez le classement de Durif *et al.* (2009). Le **script R** pour calculer / identifier la phase d'anguille argentée est à la fin du protocole.



- Les autres poissons doivent également être identifiés et comptés (ainsi que *Procambarus clarkii*) à chaque passage.

1.7. Échantillons pour les analyses en laboratoire

Protocole obligatoire

Pour atteindre les objectifs proposés dans le projet SUDOANG, **20 anguilles argentées et 60 anguilles jaunes/bassin pilote/an** doivent être capturées et analysées en laboratoire pour déterminer leur âge (*Protocole de préparation d'otolithe et lecture de l'âge*). L'**Échantillonnage d'anguilles jaunes** doit être **stratifié** pour couvrir toutes les tailles. Ces anguilles jaunes doivent être capturées dans les sites aval, milieu et amont de la zone de capture (20 anguilles de chaque zone = 60 anguilles) et représenter les tailles de chaque zone.

Protocoles facultatifs

Si d'autres protocoles doivent être mis en place (*Protocole pour évaluer l'infestation par *Anquillicola crassus* et le taux de dégénération de la vessie gazeuse* et le *Protocole d'échantillonnage des gonades en vue d'évaluer le sex ratio*), les anguilles doivent être analysées aussi tôt que possible (de préférence encore fraîches).

Pour réduire les sacrifices animaux, les anguilles capturées pour déterminer l'âge doivent également être utilisées pour analyser l'infestation par *Anguilicola crassus*, seules les anguilles qui n'ont pas d'apparence distinctive du sexe masculin ou féminin doivent être utilisées pour évaluer le rapport de sexes (analyse moléculaire et histologique).

L'identification de chaque anguille ramenée au laboratoire et le site d'échantillonnage associé doivent être enregistrés et pouvoir être consultés à chaque analyse.

1.8. Équipement de terrain

- Appareil de pêche électrique (jusqu'à 1000 V) ;
- Anode et cathode ;
- Gants en caoutchouc ;
- Waders ;
- Épuisettes auxiliaires (3 unités) ;
- Conteneurs (seaux et viviers) pour collecter le poisson ;
- Règle et système d'échelle ;
- Balance de précision ;
- Sonde multi paramètre ;
- Courantomètre ;
- GPS et caméra ;
- Calibre numérique.

1.9. Script R pour identifier la phase d'anguilles argentées de Durif *et al.* (2009)

Le projet [stacomi](#) est un répertoire en accès libre (base de données Postgres, JAVA, R) pour traiter les informations de contrôle de la migration. L'une des méthodes de cours développées dans ce répertoire permet de calculer les stades d'argenture selon Durif.

Ce cours contient un ensemble de données avec le coefficient Durif et vous pouvez utiliser une fonction interne du répertoire pour calculer le stade. Pour utiliser la fonction `fun_stage_durif`, vous devez créer un ensemble de données avec des colonnes.

Longueur du corps BL (mm)

Poids W (g)

Diamètre vertical de l'œil DV (mm)

Diamètre horizontale de l'œil Dh (mm)

Longueur de la nageoire pectorale FL (mm)

nécessaire : (stacomiR)

```
# Télécharger les coefficients de données Durif
("coef_durif")
```

```
#####
```

```
# Pour utiliser manuellement la fonction fun_stage_durif,
# créer une matrice avec les colonnes BL, "W", "Dv", "Dh", "FL"
```

```
#####
```

```
# Les données sont ici extraites manuellement
```

```
silver_eel<-as.matrix(r_silver@calcddata[[1]][,c("BL", "W", "Dv", "Dh", "FL")])
head(silver_eel) # pour voir les premières lignes
```

```
#>      BL      W      Dv      Dh      FL
#> 25710 830 1074  8.14  8.70 39.79
#> 25711 714  740  8.24  8.52 38.04
#> 25712 720  755  6.92  6.87 34.01
#> 25713 860 1101 10.53 10.43 44.47
#> 25714 716  752  7.42  8.76 33.78
#> 25715 690  622  7.83  9.25 29.58
```

```
stage <- fun_stage_durif(silver_eel) # appliquer la fonction sur la matrice
stage[1:10] # chercher les 10 premiers éléments dans le vecteur silver
```

```
#> 25710 25711 25712 25713 25714 25715 25716 25717 25718 25719
#> "FIII" "FIII" "FIII" "FIV" "FIII" "FIII" "FV" "FV" "FIII" "FIII"
```

Références

Durif C., Guibert, A., & Pierre, E. (2009). Morphological discrimination of the silvering stages of the European eel. In J. M. Casselman & D. K. Cairns (Eds.), *Eels at the Edge. Science, Status, and Conservation Concerns* (pp. 103–111). Bethesda, MA: American Fisheries Society Symposium 58.

Remarques

Code du site :

Date :

Nbre d'indiv. à chaque passage				Nbre d'indiv. à chaque passage				Nbre d'indiv. à chaque passage			
Espèces	1 ^{er}	2 ^{ème}	3 ^{ème}	Espèces	1 ^{er}	2 ^{ème}	3 ^{ème}	Espèces	1 ^{er}	2 ^{ème}	3 ^{ème}
<i>Acipenser baerii</i>				<i>Dicentrarchus labrax</i>				<i>Petromyzon marinus</i>			
<i>Abramis brama</i>				<i>Esox lucius</i>				<i>Phoxinus phoxinus</i>			
<i>Abramis brama</i>				<i>Fundulus heteroclitus</i>				<i>Phoxinus phoxinus</i>			
<i>Achondrostoma arcasii</i>				<i>Gambusia affinis</i>				<i>Phoxinus septimaniae</i>			
<i>Achondrostoma occidentale</i>				<i>Gambusia holbrooki</i>				<i>Pimephales promelas</i>			
<i>Achondrostoma oligolepis</i>				<i>Gasterosteus aculeatus</i>				<i>Platichthys flesus</i>			
<i>Achondrostoma salmantinum</i>				<i>Gobio alverniae</i>				<i>Poecilia reticulata</i>			
<i>Acipenser sturio</i>				<i>Gobio gobio</i>				<i>Pseudochondrostoma duriense</i>			
<i>Alburnoides bipunctatus</i>				<i>Gobio lozanoi</i>				<i>Pseudochondrostoma polylepis</i>			
<i>Alburnus alburnus</i>				<i>Gobio occitaniae</i>				<i>Pseudochondrostoma willkommii</i>			
<i>Alburnus alburnus</i>				<i>Gobius paganellus</i>				<i>Pseudorasbora parva</i>			
<i>Alosa alosa</i>				<i>Gymnocephalus cernua</i>				<i>Pungitius laevis</i>			
<i>Alosa fallax</i>				<i>Hucho hucho</i>				<i>Pungitius pungitius</i>			
<i>Ambloplites rupestris</i>				<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>				<i>Rhodeus amarus</i>			
<i>Ameiurus melas</i>				<i>Iberochondrostoma lemmingii</i>				<i>Rutilus rutilus</i>			
<i>Ameiurus nebulosus</i>				<i>Iberochondrostoma lusitanicum</i>				<i>Salaria fluviatilis</i>			
<i>Anaocypris hispanica</i>				<i>Iberochondrostoma olisiponensis</i>				<i>Salmo cettii</i>			
<i>Aphanius baeticus</i>				<i>Iberochondrostoma oretanum</i>				<i>Salmo rhodanensis</i>			
<i>Aphanius fasciatus</i>				<i>Iberocypris palaciosi</i>				<i>Salmo salar</i>			
<i>Aphanius iberus</i>				<i>Ictalurus punctatus</i>				<i>Salmo trutta</i>			
<i>Atherina boyeri</i>				<i>Lampetra alavariensis</i>				<i>Salvelinus alpinus</i>			
<i>Australoheros facetus</i>				<i>Lampetra auremensis</i>				<i>Salvelinus fontinalis</i>			
<i>Barbatula barbatula</i>				<i>Lampetra fluviatilis</i>				<i>Salvelinus umbla</i>			
<i>Barbatula quignardi</i>				<i>Lampetra lusitanica</i>				<i>Sander lucioperca</i>			
<i>Barbus barbus</i>				<i>Lampetra planeri</i>				<i>Scardinius erythrophthalmus</i>			
<i>Barbus haasi</i>				<i>Lepomis gibbosus</i>				<i>Silurus glanis</i>			
<i>Barbus meridionalis</i>				<i>Leucaspis delineaatus</i>				<i>Squalius alburnoides</i>			
<i>Blicca bjoerkna</i>				<i>Leuciscus aspius</i>				<i>Squalius aradensis</i>			
<i>Carassius auratus</i>				<i>Leuciscus bearnensis</i>				<i>Squalius carolitertii</i>			
<i>Carassius carassius</i>				<i>Leuciscus burdigalensis</i>				<i>Squalius castellanus</i>			
<i>Carassius gibelio</i>				<i>Leuciscus leuciscus</i>				<i>Squalius cephalus</i>			
<i>Chelon auratus</i>				<i>Leuciscus oxyrrhis</i>				<i>Squalius laietanus</i>			
<i>Chelon labrosus</i>				<i>Lota lota</i>				<i>Squalius malacitanus</i>			
<i>Chelon ramada</i>				<i>Luciobarbus bocagei</i>				<i>Squalius pyrenaicus</i>			
<i>Chelon saliens</i>				<i>Luciobarbus comizo</i>				<i>Squalius torgalensis</i>			
<i>Chondrostoma nasus</i>				<i>Luciobarbus graellsii</i>				<i>Squalius valentinus</i>			
<i>Cobitis bilineata</i>				<i>Luciobarbus guiraonis</i>				<i>Syngnathus abaster</i>			
<i>Cobitis calderoni</i>				<i>Luciobarbus microcephalus</i>				<i>Telestes souffia</i>			
<i>Cobitis paludica</i>				<i>Luciobarbus sclateri</i>				<i>Thymallus thymallus</i>			
<i>Cobitis taenia</i>				<i>Luciobarbus steindachneri</i>				<i>Tinca tinca</i>			
<i>Cobitis vettonica</i>				<i>Micropterus salmoides</i>				<i>Triplophysa coniptera</i>			
<i>Coregonus lavaretus</i>				<i>Misgurnus fossilis</i>				<i>Umbra pygmaea</i>			
<i>Cottus aturi</i>				<i>Mugil cephalus</i>				<i>Valencia hispanica</i>			
<i>Cottus duranii</i>				<i>Oncorhynchus kisutch</i>				<i>Vimba vimba</i>			
<i>Cottus gobio</i>				<i>Oncorhynchus mykiss</i>				<i>Zingel asper</i>			
<i>Cottus hispaniolensis</i>				<i>Osmerus eperlanus</i>							
<i>Cottus perifretum</i>				<i>Pachychilon pictum</i>							
<i>Cottus petiti</i>				<i>Parachondrostoma arrigonis</i>							
<i>Cottus rondeleti</i>				<i>Parachondrostoma miegii</i>							
<i>Cottus sabaudicus</i>				<i>Parachondrostoma toxostoma</i>							
<i>Ctenopharyngodon idella</i>				<i>Parachondrostoma turiensis</i>							
<i>Cyprinus carpio</i>				<i>Perca fluviatilis</i>							

Date :

(Longueur Totale - mm ; Poids Total- g (0,01g) ; Inspection visuelle : présence de Ligne Latérale Évidente – oui/non ; Couleur du Corps et Contraste entre parties dorsales et ventrales - oui/non ; si Anguille argentée ou Anguilles supérieures à 300/350 mm : Diamètre Oeil - Vertical, Diamètre Oeil - Horizontal, Longueur de Nageoire Pectorale - mm, Stade Argentée - Durif et al., 2009 ; Remarques : Relâchée - R ; Retenue pour Analyses postérieures - A)

[illegible]