



Strasbourg, 16 octobre 2024

TPVS(2024)17

CONVENTION RELATIVE À LA CONSERVATION DE LA VIE SAUVAGE  
ET DU MILIEU NATUREL DE L'EUROPE

**Comité permanent**

44<sup>e</sup> réunion  
Strasbourg, 2 - 6 décembre 2024

# **Lignes directrices techniques pour le suivi des populations d'esturgeons**

## **Document de travail pour la mise en œuvre du Plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons**

*Document élaboré par Jakob Neuburg, Marie-Laure Acolas, Thomas Friedrich, Jörn Gessner et Tim Haxton*

*Les lignes directrices qui suivent ont été rédigées dans le cadre du contrat de service n° 09.0201/2022/885601/SER/D.3 « Soutien aux actions de conservation et de protection en vue de la mise en œuvre du plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons » signé entre la Commission européenne et un consortium dirigé par l'organisation environnementale WWF Europe centrale et orientale, dans le cadre d'une procédure d'appel d'offres public.*

*Après avoir été approuvée par la Commission européenne, la version finale de ces lignes directrices appartiendra à cette dernière qui pourra décider de la publier en temps voulu.*

*La Commission ne peut en aucun cas être tenue responsable de l'utilisation qui pourrait être faite de ce document.*

**Collaborateurs (par ordre alphabétique) :**

Dewayne Fox, Gabor Guti, Andrzej Kapusta, Stoyan Mihov, Marian Paraschiv, Stephanie Popp, Ralf Reinartz, Eric Rochard, Beate Striebel-Greiter. Ces lignes directrices ont été rédigées dans le cadre du contrat de service de la CE n° 09.0201/2022/885601/SER/D.3 « Soutien aux actions de conservation et de protection en vue de la mise en œuvre du plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons ».

**Merci de citer ce document comme suit :**

Neuburg, J., Acolas, M.-L., Friedrich, T., Gessner, J., Haxton, T. J., *Lignes directrices techniques pour le suivi des populations d'esturgeons*, Contrat de service de la CE (09.0201/2022/885601/SER/D.3) «Soutien aux actions de conservation et de protection en vue de la mise en œuvre du plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons», Office des publications de l'Union européenne, Luxembourg, 2024, 143 p.

## Table des matières

<b>1</b>	<b>Résumé</b>	<b>7</b>
<b>2</b>	<b>Introduction</b>	<b>12</b>
2.1	Le suivi : un pilier de la prise de décision	14
<b>3</b>	<b>Le suivi des populations d'esturgeons</b>	<b>17</b>
3.1	Prérequis biologiques	18
3.2	Remarques sur le suivi des populations et ses objectifs	22
3.3	Collecte et stockage des données	23
<b>4</b>	<b>Pourquoi standardiser le suivi des populations ?</b>	<b>24</b>
4.1	Description d'un suivi structuré des populations : un plan en cinq étapes	25
<b>5</b>	<b>Bien-être animal et manipulation des esturgeons</b>	<b>28</b>
5.1	Législation sur la protection animale	28
5.2	Autorisations	29
5.4	Sécurité sur le terrain	31
<b>6</b>	<b>Méthodes de suivi des esturgeons selon les phases du cycle de vie</b>	<b>32</b>
6.1	Présence/Absence	35
6.1.1	Prises accidentelles	35
6.1.2	ADNe	37
6.1.3	Objectif	37
6.1.4	Site d'échantillonnage	38
6.1.4.1	Période d'échantillonnage	39
6.1.4.2	Matériel et méthodes	39
6.1.4.3	Analyse	41
6.1.4.4	Inconvénients	42
6.1.5	Réseaux sociaux	42
6.1.6	Étude de cas : présence/absence d'esturgeons dans le Danube et ADNe	43
6.2	Œufs	45
6.2.1	Objectif de l'échantillonnage	45
6.2.2	Tapis de collecte d'œufs	45
6.2.2.1	Site d'échantillonnage	46
6.2.2.2	Période d'échantillonnage	46

6.2.2.3	Matériel et méthodes.....	46
6.2.2.4	Analyse .....	47
6.2.2.5	Inconvénients.....	47
<b>6.2.3</b>	<b>Étude de cas : œufs d’esturgeons blancs dans la rivière Kootenai.....</b>	<b>48</b>
<b>6.2.4</b>	<b>Filets à ouverture en forme de « D » .....</b>	<b>48</b>
<b>6.3</b>	<b>Larves .....</b>	<b>49</b>
<b>6.3.1</b>	<b>Objectif de l’échantillonnage.....</b>	<b>49</b>
<b>6.3.2</b>	<b>Filets à ouverture en forme de « D » .....</b>	<b>50</b>
6.3.2.1	Site d’échantillonnage.....	52
6.3.2.2	Période d’échantillonnage.....	53
6.3.2.3	Matériel et méthodes.....	53
6.3.2.4	Analyse .....	54
6.3.2.5	Inconvénients.....	54
<b>6.3.3</b>	<b>Étude de cas : larves d’esturgeons jaunes.....</b>	<b>54</b>
<b>6.4</b>	<b>Esturgeons juvéniles de l’année.....</b>	<b>56</b>
<b>6.4.1</b>	<b>Objectif de l’échantillonnage.....</b>	<b>57</b>
<b>6.4.2</b>	<b>Trémails/filets maillants.....</b>	<b>57</b>
6.4.2.1	Filets fixes.....	58
6.4.2.2	Filets dérivants.....	59
6.4.2.3	Site d’échantillonnage.....	60
6.4.2.4	Période d’échantillonnage.....	60
6.4.2.5	Matériel et méthodes.....	61
6.4.2.6	Analyse .....	62
6.4.2.7	Inconvénients.....	63
<b>6.4.3</b>	<b>Étude de cas : esturgeons juvéniles de l’année en Bulgarie ....</b>	<b>63</b>
<b>6.4.4</b>	<b>Filets à l’étalage (Hamen)/Verveux (Grossreusen) .....</b>	<b>63</b>
6.4.4.1	Site d’échantillonnage.....	64
6.4.4.2	Période d’échantillonnage.....	65
6.4.4.3	Matériel et méthodes.....	65
6.4.4.4	Inconvénients.....	65
<b>6.4.5</b>	<b>Senne de plage.....</b>	<b>65</b>
6.4.5.1	Site d’échantillonnage.....	66
6.4.5.2	Période d’échantillonnage.....	67
6.4.5.3	Matériel et méthodes.....	67

6.4.5.4	Inconvénients.....	67
<b>6.5</b>	<b>Juveniles et subadultes</b> .....	<b>67</b>
<b>6.5.1</b>	<b>Objectif de l'échantillonnage</b> .....	<b>67</b>
<b>6.5.2</b>	<b>Chaluts standardisés</b> .....	<b>68</b>
6.5.2.1	Matériel et méthodes.....	68
6.5.2.2	Inconvénients.....	70
<b>6.5.3</b>	<b>Trémails/filets maillants</b> .....	<b>70</b>
6.5.3.1	Matériel et méthodes.....	71
6.5.3.2	Inconvénients.....	71
<b>6.5.4</b>	<b>Site d'échantillonnage</b> .....	<b>71</b>
<b>6.5.5</b>	<b>Période d'échantillonnage</b> .....	<b>72</b>
<b>6.5.6</b>	<b>Analyse</b> .....	<b>72</b>
<b>6.5.7</b>	<b>Étude de cas : Juveniles - Esturgeon européen de l'estuaire de la Gironde</b> .....	<b>73</b>
<b>6.6</b>	<b>Adultes</b> .....	<b>74</b>
<b>6.6.1</b>	<b>Objectif de l'échantillonnage</b> .....	<b>74</b>
<b>6.6.2</b>	<b>Techniques hydroacoustiques</b> .....	<b>75</b>
6.6.2.1	Site d'échantillonnage.....	77
6.6.2.2	Période d'échantillonnage.....	78
6.6.2.3	Matériel et méthodes.....	78
6.6.2.4	Analyse.....	78
6.6.2.5	Inconvénients.....	79
<b>6.6.3</b>	<b>Autres méthodes</b> .....	<b>80</b>
<b>6.6.4</b>	<b>Étude de cas : esturgeons blancs adultes - sonar à balayage latéral</b> .....	<b>81</b>
<b>7</b>	<b>Échantillonnage des captures</b> .....	<b>82</b>
<b>7.1</b>	<b>Anesthésie</b> .....	<b>82</b>
<b>7.1.1</b>	<b>Composés chimiques</b> .....	<b>83</b>
<b>7.1.2</b>	<b>Techniques physiques</b> .....	<b>85</b>
<b>7.2</b>	<b>Mesures morphologiques et pesée</b> .....	<b>85</b>
<b>7.3</b>	<b>Marquage</b> .....	<b>86</b>
<b>7.3.1</b>	<b>Marques externes</b> .....	<b>87</b>
<b>7.3.2</b>	<b>Marques internes</b> .....	<b>88</b>
7.3.2.1	Marques électroniques (PIT).....	88
7.3.2.2	Micromarques magnétisées codées.....	91
7.3.2.3	Implant visible d'élastomère.....	91

7.4	Détermination de l'âge.....	94
7.5	Détermination du sexe.....	96
7.5.1	Échographie.....	96
7.5.2	Cœliotomie/Biopsie.....	97
7.6	Échantillonnage génétique.....	97
7.6.1	Prélèvement de nageoire.....	98
7.6.2	Prélèvement de mucus à l'aide d'un écouvillon.....	98
7.6.3	Analyse génétique des échantillons.....	100
7.7	Lavage gastrique.....	100
<b>8</b>	<b>Analyse des données.....</b>	<b>102</b>
8.1	Description d'une population.....	102
8.2	Modélisation des paramètres de population.....	105
8.3	Taille de la population - Capture-marquage-recapture (CMR) et autres méthodes.....	107
8.3.1	Conception des études et méthodes.....	109
<b>9</b>	<b>Plan de travail pour le suivi des populations d'esturgeons ...</b>	<b>112</b>
<b>10</b>	<b>Liste des figures.....</b>	<b>116</b>
<b>11</b>	<b>Liste des tableaux.....</b>	<b>118</b>
<b>12</b>	<b>Glossaire.....</b>	<b>119</b>
<b>13</b>	<b>Bibliographie.....</b>	<b>120</b>
<b>14</b>	<b>Annexes.....</b>	<b>144</b>
14.1	Protocole de terrain.....	144
14.2	Exemple de fiche de données utilisée dans le cadre du projet LIFE Boat 4 Sturgeon.....	144
14.3	Élaboration et structure de la base de données STURIO (© IRSTEA, E. Quinton).....	144

## 1 Résumé

Les populations d'esturgeons dans les cours d'eau et les eaux côtières d'Europe ont considérablement diminué ces 150 dernières années. Outre la surpêche, le développement intensif de l'énergie hydroélectrique et de la chenalisation ont entraîné une perte et une fragmentation massives des habitats des esturgeons, portant atteinte à toutes les phases de leur cycle de vie. Par conséquent, les huit espèces d'esturgeons présentes en Europe sont menacées d'extinction (Union internationale pour la conservation de la nature – UICN) et leur état de conservation est considéré comme « défavorable » dans les rapports établis conformément à l'article 17 de la directive « Habitats ».

Pour remédier à cette situation, le Comité permanent de la Convention relative à la conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe (Convention de Berne) a adopté la Recommandation n° 199 (2018) sur le Plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons (PANEUAP), dont la mise en œuvre est préconisée dans le cadre de la directive « Habitats ». Le PANEUAP offre un cadre aux actions qui doivent être mises en œuvre dans les pays de l'aire de répartition de l'esturgeon par les parties prenantes régionales, notamment par les commissions régionales chargées des mers et des cours d'eau.

Le Plan d'action appelle l'ensemble des pays signataires à ramener toutes les populations d'esturgeons existantes dans la catégorie « préoccupation mineure » (UICN) ou dans un état de conservation « favorable » et à rétablir des populations d'esturgeons autonomes ainsi qu'à restaurer les habitats nécessaires aux différentes phases de leur cycle de vie dans leur aire de répartition historique, de manière à garantir la survie de l'espèce et la représentation des sous-populations, dans la mesure du possible.

Le Plan d'action souligne l'importance du suivi des populations d'esturgeons, qui doit servir de base à la conception et à l'évaluation de toute autre mesure de conservation et qui, *in fine*, détermine le succès de l'ensemble du PANEUAP lui-même **Par conséquent, le but de ces lignes directrices techniques est de soutenir spécifiquement la réalisation de l'objectif 5 du Plan d'action, c'est-à-dire de parvenir à suivre en continu les populations afin de détecter en temps opportun toute évolution dans la taille des populations et tout changement dans les stocks sauvages subsistants. En d'autres termes, il s'agit de concevoir et de mettre en œuvre des programmes de suivi tout en assurant la cohérence régionale des mesures en la matière.**

En raison de l'écologie des esturgeons, de leur maturation tardive et de leur longue durée de vie, les changements dans les populations d'esturgeons ne peuvent être évalués que par un suivi sur le long terme. Un système de suivi cohérent doit être élaboré dans chaque pays de l'aire de répartition, en tenant compte de l'état de la population et des priorités définies par un plan national d'action ou une stratégie nationale de conservation de l'esturgeon. Dans les bassins versants où les populations sont partagées entre plusieurs pays, les plans de suivi devraient être

harmonisés entre les pays de l'aire de répartition concernés pour permettre la comparaison des résultats. Le suivi des populations représente un outil essentiel pour évaluer et confirmer l'état d'une population d'esturgeons, ainsi que pour mesurer les effets des mesures de gestion, telles que :

- les mesures de gestion en lien avec la pêche INN et les prises accidentelles ;
- le rétablissement de la continuité des cours d'eau, y compris l'élimination des barrages ou la création de passes à poissons ;
- le rétablissement d'habitats essentiels ;
- les mesures soutenant l'empoisonnement.

Bien que plusieurs projets visant au rétablissement des populations d'esturgeons aient été mis en œuvre au cours des 20 dernières années, il manque toujours un système de suivi harmonisé et une base de données permettant d'évaluer les effets des mesures prises et d'adapter les actions en conséquence. Cela est extrêmement important pour les poissons migrateurs comme l'esturgeon, pour lequel des efforts transnationaux sont nécessaires afin d'assurer des données de suivi comparables dans tous les pays de l'aire de répartition, aussi bien dans les bassins fluviaux que dans les bassins maritimes.

Le présent document fournit des lignes directrices techniques pour la planification et la conception de futures mesures de suivi des populations d'esturgeons. Il s'adresse aux responsables des programmes de suivi, aux experts en matière de suivi et aux praticiens. Il repose sur une démarche en cinq étapes, chaque étape portant sur un point crucial du suivi qui est nécessaire pour évaluer tout changement important dans l'état d'une population. Grâce à une approche harmonisée, il établit une base solide pour comparer efficacement les mesures mises en œuvre dans différents projets ou différentes régions. Les cinq étapes sont les suivantes :

## **1) Vérification de la présence de l'esturgeon**

Justification : vérifier la présence de l'esturgeon doit être la première étape avant de décider de mettre en place une stratégie de rétablissement. Néanmoins, il est difficile de prouver l'absence d'une telle espèce, dont l'aire de répartition est si étendue et dont la durée de vie est si longue. Étant donné que les esturgeons peuvent n'être présents dans certains habitats marins que de manière intermittente, détecter les populations relève du défi, ce qui nécessite des informations exhaustives sur les caractéristiques génétiques des populations et les sous-structures locales.

Méthodes : ADN environnemental (ADNe), informations sur les prises accidentelles, informations provenant des réseaux sociaux, relevés de sonars à balayage latéral.

## **2) Détermination de l'utilisation de l'habitat et des périodes d'utilisation**

Justification : pour vérifier le potentiel de rétablissement d'un système, il est indispensable de déterminer l'utilisation de l'habitat et la façon dont



l'habitat est utilisé dans le temps et l'espace, ainsi que d'évaluer les impacts. En outre, connaître l'utilisation qui est faite de l'habitat est primordial pour allouer efficacement les ressources destinées au suivi des populations ciblées. Cette étape fait le lien entre le suivi des populations et celui de l'habitat.

Méthodes : captures à différentes phases du cycle de vie en utilisant des tapis de collecte d'œufs, des filets à ouverture en forme de « D », des trémails/filets maillants, des sonars à balayage latéral, des outils de télémétrie et des modèles de répartition des espèces.

### **3) Analyse des propriétés génétiques d'une population**

Justification : l'analyse des caractéristiques et de la diversité génétiques d'une population fournit des informations importantes sur sa viabilité ou sur la taille de la population reproductrice. Par conséquent, il est nécessaire de cibler les premières phases du cycle de vie. En outre, l'analyse des premières phases du cycle de vie et de la fraie permet de détecter les problèmes qui entravent la fraie et le développement initial d'une population.

Méthodes : captures d'œufs, de larves et de juvéniles de l'année (premières phases du cycle de vie) à l'aide de méthodes telles que les tapis de collecte d'œufs, les filets à ouverture en forme de « D » et les trémails/filets maillants, afin d'obtenir des échantillons représentatifs de la population. Des prélèvements de tissus et des analyses génétiques sont réalisés afin d'étudier les caractéristiques génétiques des populations et de déterminer la taille effective de chaque cohorte.

### **4) Estimation du recrutement dans la population reproductrice/adulte et force des classes d'âge**

Justification : le suivi du recrutement offre des informations sur la croissance et la survie des individus aux premières phases du cycle de vie, qui viendront renforcer la population reproductrice/adulte. La mortalité est plus élevée dans les premières phases du cycle de vie et diminue au fur et à mesure de la croissance. Chez les juvéniles, la mortalité est déjà raisonnablement faible ; l'abondance des juvéniles permet ainsi de prévoir l'évolution future de la population en comparant la force des classes d'âge et la taille de la population adulte qui en résultera. Des évaluations annuelles permettent en outre de déterminer s'il existe des obstacles au recrutement.

Méthodes : captures de juvéniles et de subadultes à l'aide de trémails/filets maillants ou de chaluts de fond dans les estuaires ou en mer sur une base annuelle, détermination de l'âge des poissons, assignation génétique des individus aux populations en question, modélisation statistique du recrutement.

## 5) Gestion des données

Justification : il est essentiel d'assurer la qualité et la cohérence des données collectées, leur stockage approprié, ainsi que l'analyse rigoureuse des données de suivi, afin d'évaluer avec précision les tendances à long terme d'une population. La répartition géographique des populations d'esturgeons nécessite une gestion harmonisée au niveau international, ainsi qu'une standardisation entre les pays et les instituts en ce qui concerne la collecte, le stockage et l'analyse des données. Ce sont des conditions préalables essentielles. En outre, la création d'une base de données commune pour les données de suivi des esturgeons devrait concerner chaque unité de conservation. Pour cela, tous les projets – en particulier ceux qui sont financés par des fonds publics – devraient être tenus de contribuer à une telle base de données.

Méthodes : un protocole harmonisé d'échantillonnage des données doit être établi en vue d'être utilisé dans tous les projets traitant du suivi des esturgeons au sein de chaque unité de conservation (annexe 14.1).

Les présentes lignes directrices donnent un aperçu complet des méthodes et des approches possibles pour le suivi des populations d'esturgeons et incluent des considérations cruciales à prendre en compte lors de la phase de planification d'un programme de suivi. Des méthodes efficaces permettant de cibler les individus à chaque phase du cycle de vie et dans différentes conditions sont présentées (Tableau 2). Chaque section s'appuie sur une revue de la littérature pertinente, offrant une base solide pour planifier correctement un programme de suivi réussi. L'objectif de ces lignes directrices est de sensibiliser les décideurs à l'importance du suivi des populations d'esturgeons et à la nécessité de mettre en œuvre les solutions durables qui en découlent. Elles visent en outre à guider les praticiens dans les étapes importantes des programmes de suivi bien planifiés et à leur fournir des informations sur la manière d'utiliser avec succès les différentes méthodes de suivi sur le terrain.

Le succès de tout programme de suivi des populations visant à évaluer l'évolution d'une population d'esturgeons, son recrutement ou à détecter des goulets d'étranglement dépend d'une mise en œuvre rigoureuse. Pour ce faire, il est nécessaire de définir clairement les questions de recherche et les objectifs de gestion et de faire en sorte que toutes les activités de suivi visent à y répondre.

Les résultats des actions de suivi doivent être partagés de manière transparente avec le public et avec les parties prenantes concernées par la conservation des esturgeons, notamment les instituts de recherche ou les parties prenantes des secteurs de la navigation, de la pêche, de la protection de la nature et/ou de la gestion de l'eau, tant au niveau national qu'à l'échelle des aires de répartition.

Connaître l'état des populations et les facteurs qui les influencent est une condition préalable essentielle à une gestion efficace des populations en question et des habitats qu'elles occupent. Par conséquent, le suivi des habitats des esturgeons doit être impérativement intégré aux autres systèmes de suivi déjà en place, qui

incluent des obligations (par exemple, la directive-cadre de l'UE pour le milieu marin ou celle sur l'eau exigent des évaluations spécifiques de l'ichtyofaune en se basant sur des paramètres biologiques tels que la composition, l'abondance et la structure par âge, qui sont utilisés pour classer la qualité écologique des écosystèmes aquatiques).

Seule une évaluation standardisée des données permet de comparer les données de suivi entre les années et les sites, constituant ainsi la base de toute activité de suivi sur le long terme. En outre, la conception d'un programme de suivi doit prendre en compte les types de données nécessaires pour répondre aux différentes questions de recherche et doit garantir une collecte de données cohérente. Cette cohérence repose avant tout sur la disponibilité des ressources nécessaires pour accomplir ce travail. Les gouvernements nationaux et les organisations internationales doivent faire en sorte que les actions de suivi disposent du financement nécessaire. La combinaison de ressources nationales et d'instruments de financement de l'UE tels que LIFE, Horizon Europe, le Fonds européen de développement régional (FEDER), le Fonds de cohésion (FC) et le Fonds européen pour les affaires maritimes, la pêche et l'aquaculture (Feampa) peut faciliter le début de la mise en œuvre mais, à plus long terme, les coûts doivent être intégrés dans les budgets nationaux. Les ministères de l'Environnement des États membres de l'UE devraient donc veiller à ce que le suivi des espèces de poissons migrateurs menacées d'extinction soit inclus dans leurs cadres d'action prioritaires. En effet, intégrer le suivi dans ces cadres est une condition indispensable pour pouvoir bénéficier des financements de l'UE.

**Sans un suivi cohérent des populations, on risque de naviguer à l'aveugle !**

## 2 Introduction

Huit espèces d'esturgeons sont des espèces indigènes des cours d'eau et des mers d'Europe. Toutes figurent sur la liste rouge des espèces menacées de l'UICN et sept d'entre elles sont classées dans la catégorie « en danger critique ». Bien que menacés d'extinction, les esturgeons jouent un rôle crucial en tant qu'indicateurs de l'intégrité écologique des cours d'eau, les habitats nécessaires à leur cycle de vie couvrant parfois des bassins versants entiers (Schiemer, 2000). L'esturgeon est donc considéré comme une espèce emblématique pour de nombreux acteurs de la conservation œuvrant pour des cours d'eau sains et à courant libre.

Au sein de l'UE, toutes les espèces d'esturgeons sont protégées par la directive « Habitats » (92/43/CEE), qui oblige les États membres de l'UE **à veiller à ce que les espèces couvertes par la directive soient maintenues ou rétablies dans un état de conservation favorable dans l'ensemble de leur aire de répartition naturelle au sein de l'UE**. Le suivi de l'état de conservation est une obligation découlant de l'article 11 de la directive « Habitats » de l'UE pour toutes les espèces (énumérées aux annexes II, IV et V) d'intérêt communautaire. Conformément à l'article 17 de ladite directive, les États membres ont l'obligation d'établir un rapport spécifique tous les six ans, qui comprend des informations sur l'état de conservation (le dernier rapport disponible couvre la période 2013-2018).

D'après la **directive-cadre de l'UE sur l'eau** (DCE), qui vise à ce que toutes les eaux de surface atteignent un bon ou un meilleur état ou potentiel écologique, le suivi est essentiel pour évaluer l'état actuel et futur de ces eaux. Le bon état/potentiel écologique est défini à l'annexe V de la DCE. Il prend en compte la qualité de la communauté biologique, les caractéristiques hydro-morphologiques et les caractéristiques chimiques. L'annexe V définit les exigences et énumère la composition, l'abondance et la structure par âge de l'ichtyofaune en tant que paramètres biologiques pour la classification de l'état écologique (par rapport à un état de référence). Dans certains cours d'eau, l'esturgeon doit être considéré comme faisant partie intégrante de la communauté piscicole. En ce sens, les informations concernant son état contribueront à évaluer l'état écologique, tout en fournissant des indicateurs de l'impact des mesures de restauration hydrologique. L'article 15 impose spécifiquement aux États membres de rendre compte de l'état d'avancement des mesures de gestion de l'eau dans leurs plans de gestion de district hydrographique, ainsi que de l'efficacité des mesures qu'ils prennent en faveur d'un bon état écologique. Malheureusement, étant donné que les pays concernés pouvaient définir eux-mêmes les conditions de référence, des espèces de poissons migrateurs comme le saumon ou l'esturgeon ont été ignorées afin que les objectifs de la DCE ne soient pas compromis par des résultats insuffisants pour ces espèces.

Plusieurs types de rapports ont été établis dans le cadre de la Convention de Berne, mais seuls les « **rapports biennaux** » sont obligatoire aux termes de la Convention. Dans le cadre du **système des « rapports biennaux »**, toutes les Parties ayant sollicité des dérogations aux dispositions de la Convention sont tenues de présenter un rapport au Secrétariat tous les deux ans, conformément

aux conditions strictes énoncées à l'Article 9. Ces rapports doivent inclure une évaluation scientifique de l'impact de ces dérogations sur l'obligation générale de protection des espèces et des habitats couverts par la Convention. Le suivi des populations peut sans conteste servir de base à une telle évaluation scientifique de l'impact.

En outre, les Groupes d'experts mis en place dans le cadre de la Convention **surveillent également la mise en œuvre du Traité et des recommandations** adoptées par le Comité permanent en ce qui concerne l'état de conservation des espèces ou des habitats, ou des enjeux spécifiques en matière de conservation.

Tenant compte du risque élevé d'extinction de ce groupe d'espèces, le Comité permanent de la Convention de Berne a adopté en novembre 2018 une recommandation sur le **Plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons** (PANEUAP)<sup>1</sup>. Tous les pays européens importants de l'aire de répartition de l'esturgeon ainsi que l'UE et ses États membres sont parties à la Convention de Berne. En mai 2019, le sous-groupe d'experts des directives « Nature » (NADEG) de l'UE a recommandé la mise en œuvre du PANEUAP aux États membres de l'UE. Le PANEUAP a été conçu pour servir de cadre à près de 70 actions visant à ramener toutes les populations d'esturgeons existantes dans la catégorie « préoccupation mineure » (UICN) ou dans un état de conservation « favorable » (directive de l'UE « Habitats ») et à rétablir des populations d'esturgeons autonomes, ainsi qu'à restaurer les habitats nécessaires aux différentes phases de leur cycle de vie dans leur aire de répartition historique, de manière à garantir la survie de l'espèce et la représentation des sous-populations, dans la mesure du possible<sup>2</sup>.

La recommandation a chargé le Secrétariat de la Convention de Berne de suivre de près la mise en œuvre du PANEUAP et de coordonner l'élaboration de rapports périodiques sur sa mise en œuvre au niveau national.

Depuis l'adoption du PANEUAP, la Commission européenne suit de près sa mise en œuvre et, en 2022, elle a émis un contrat de service (ENV/2022/OP/0019) pour accompagner sa réalisation. Le contrat (projet SCUTE) porte sur l'évaluation de la mise en œuvre du PANEUAP dans 18 pays clés de l'aire de répartition de l'esturgeon, dont 15 États membres de l'UE (Roumanie, Bulgarie, Croatie, Slovénie, Hongrie, Slovaquie, Autriche, Allemagne, Italie, Pologne, Lituanie, Lettonie, Estonie, France et Pays-Bas) ainsi que la Serbie, l'Ukraine et la Géorgie.

---

<sup>1</sup> <https://rm.coe.int/recommandation-199-2018-plan-action-esturgeon/1680a01896>

<sup>2</sup> Une espèce est classée dans la catégorie « préoccupation mineure » par l'UICN lorsqu'elle ne fait pas l'objet de mesures de conservation parce qu'elle est encore abondante à l'état sauvage. D'après les directives de l'UE « Habitats », une espèce est dans un état de conservation « favorable » lorsque « les données relatives à la dynamique de la population de l'espèce en question indiquent que cette espèce continue et est susceptible de continuer à long terme à constituer un élément viable des habitats naturels auxquels elle appartient et l'aire de répartition naturelle de l'espèce ne diminue ni ne risque de diminuer dans un avenir prévisible et il existe et il continuera probablement d'exister un habitat suffisamment étendu pour que ses populations se maintiennent à long terme. »

Les connaissances actuelles sur les habitats de l'esturgeon et sur les obstacles à la migration dans onze bassins fluviaux clés, à savoir ceux du Danube, du Rioni, du Pô, de la Vistule, de l'Oder, du Niémen, de la Gauja, de la Narva, de l'Elbe, du Rhin et de la Gironde, ont été rassemblées et présentées sous forme de cartes.

En outre, le contrat comprend (1) une étude sur les prises accidentelles d'esturgeons et les mesures possibles pour les éviter ou les atténuer, (2) des lignes directrices pour le suivi des populations d'esturgeons, (3) des lignes directrices pour le suivi des habitats ainsi que (4) des lignes directrices concernant les bonnes pratiques en matière de programmes de reproduction *ex situ* et de lâchers.

Ce document présente les lignes directrices pour le suivi des populations ; il contribue explicitement à **l'objectif 5 du PANEUAP** qui vise à suivre en continu les populations afin de détecter en temps opportun toute évolution dans la taille des populations et tout changement dans les stocks sauvages subsistants.

Dans le cadre du PANEUAP, des actions sont énumérées pour concevoir et mettre en œuvre des programmes de suivi réguliers, tout en assurant la cohérence régionale des mesures de suivi.

Ces lignes directrices complètent les lignes directrices pour le suivi des habitats qui ont été élaborées dans le cadre du même contrat de service. Les populations et leurs habitats forment des « jumeaux écologiques » qui ne peuvent subsister l'un sans l'autre. Une stratégie de conservation réussie et durable repose sur des mesures ayant pour objectif de maintenir des populations d'esturgeons viables au sein d'habitats fonctionnels. La restauration des populations, des habitats ou des routes migratoires nécessite des ressources importantes une volonté politique et une base de connaissances solide, autant d'éléments nécessaires à une prise de décisions éclairées concernant les priorités en matière de conservation. Ces lignes directrices offriront des conseils techniques qui viendront directement soutenir l'action 5.1.2. du PANEUAP, qui consiste à définir des critères et à concevoir des programmes de suivi pour toutes les phases du cycle de vie. L'objectif est d'établir un système de suivi transfrontalier, que les différents pays de l'aire de répartition pourront mettre en œuvre, basé sur des méthodes adoptées conjointement et standardisées. En adaptant ces méthodes standardisées à un contexte particulier, on peut élaborer un programme de suivi doté d'un puissant pouvoir analytique et diagnostique, permettant de mieux comprendre l'état des populations, de détecter les changements au sein d'un système et de servir de base à toute décision future en matière de gestion.

## **2.1 Le suivi : un pilier de la prise de décision**

Le suivi des populations désigne l'observation, les mesures et l'évaluation systématiques, continues et répétées des paramètres ou des indices des populations de poissons en fonction d'objectifs prédéfinis. Il permet de répondre à des questions concernant l'état réel des effectifs de la population, la santé et la diversité génétique, la structure par âge et par sexe, la reproduction, le

recrutement ou la mortalité (naturelle ou d'origine anthropique). Ce n'est qu'à travers des efforts de suivi réguliers et cohérents que l'on pourra comprendre les facteurs clés influençant la répartition des esturgeons, le succès de la reproduction et la viabilité des populations. À ce titre, ces efforts sont essentiels pour détecter en temps opportun les tendances et les changements qui se produisent au niveau des populations et pour aider à déterminer les causes sous-jacentes et les effets de ces évolutions. Les données de suivi des populations sont indispensables pour prendre des décisions de gestion basées sur des preuves scientifiques. De telles décisions sont nécessaires au maintien et au rétablissement des espèces. Cela inclut, entre autres, la détermination de priorités concernant le meilleur endroit pour appliquer les mesures de conservation (où ?), le moment le plus approprié pour intervenir (quand ?) et le type de mesures à mettre en œuvre (quoi ?). On peut ainsi décider :

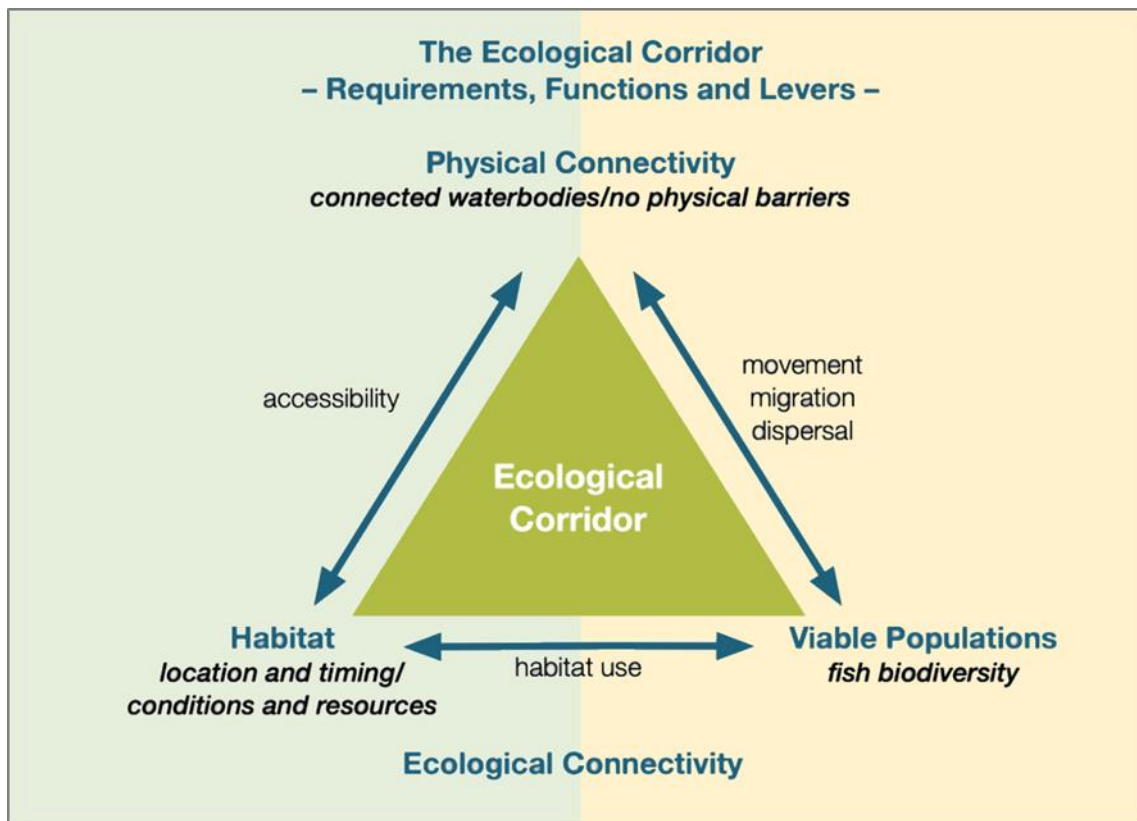
- de modifier les réglementations et les pratiques en matière de pêche, notamment en ce qui concerne la pêche INN et les prises accidentelles ;
- de lever ou de prolonger les interdictions de pêche ;
- de définir les mesures de protection les mieux adaptées aux différents habitats du cycle de vie et, partant, de créer des aires protégées ou de limiter dans l'espace certaines activités ;
- de planifier des mesures de restauration des habitats clés ou des corridors écologiques permettant la migration ;
- d'évaluer la nécessité et l'impact des mesures *ex situ*, telles que les activités de soutien au repeuplement.

Le suivi des populations est indispensable pour évaluer le succès global ou l'échec des mesures prises, sans oublier qu'il est nécessaire de démontrer l'impact des actions de conservation aux décideurs politiques et aux parties prenantes, ainsi qu'au grand public et aux contribuables, afin de garantir l'investissement public dans la conservation.

L'état des populations de poissons migrateurs parcourant de longues distances est un excellent indicateur de l'efficacité à long terme des mesures de gestion. Pour ce qui est de l'habitat, il s'agit de garantir le fonctionnement des corridors écologiques, l'existence en quantité suffisante d'habitats pour la fraie, l'alimentation et l'hivernage, ainsi que l'accessibilité et la connectivité des habitats, tout en maintenant une qualité optimale des eaux. Les interactions dynamiques entre les populations d'esturgeons et leur environnement sont cruciales et leur évaluation doit se faire de manière conjointe. D'où l'importance de recenser les habitats potentiels clés du cycle de vie, en documentant à la fois l'utilisation de ces habitats par les esturgeons et les impacts négatifs sur ces habitats.

En définitive, le suivi des populations et des habitats est essentiel pour évaluer et confirmer le succès ou l'échec potentiel des mesures du PANEUAP. Ces mesures visent à ramener toutes les populations d'esturgeons existantes dans la catégorie « préoccupation mineure » (UICN) ou dans un état de conservation « favorable » (directive de l'UE « Habitats »). Elles ont également pour objectif de rétablir des populations d'esturgeons autonomes et de restaurer les habitats nécessaires à leur

cycle de vie dans leur aire de répartition historique, de manière à garantir la survie de l'espèce et la représentation des sous-populations, dans la mesure du possible.



**Figure 1** : le corridor écologique pour les poissons migrateurs (d'après Haidvogel et al., 2021, modifié). La partie de gauche se concentre sur le suivi des habitats, la partie de droite sur le suivi des populations.

Traduction des termes de la figure 1 :

*The Ecological Corridor – Requirements, Functions and Levers* = Le corridor écologique – Besoins, fonctions et leviers ; *Physical Connectivity* = Connectivité physique ; *connected waterbodies/no physical barriers* = masses d'eau connectées / pas de barrières physiques ; *accessibility* = accessibilité ; *Ecological Corridor* = Corridor écologique ; *movement, migration, dispersal* = mouvement, migration, dispersion ; *Habitat* = Habitat ; *location and timing/conditions and resources* = localisation et période / conditions et ressources ; *habitat use* = utilisation de l'habitat ; *Viable Populations* = Populations viables ; *fish biodiversity* = biodiversité des poissons ; *Ecological Connectivity* = Connectivité écologique

Les présentes lignes directrices s'intéressent à la partie de droite de la Figure 1 et fournissent des informations sur le suivi des populations d'esturgeons, en abordant les questions suivantes : pourquoi ? comment ? quand ? et où ? Elles incluent également des éléments relatifs à l'analyse des données collectées. Néanmoins, il



faut tenir compte de de la relation unissant les esturgeons à leur environnement et du fait que l'absence de certaines conditions environnementales et d'habitats spécifiques déterminera le développement d'une population. Des « Populations viables » dépendent toujours de l' « Habitat » et d'une bonne « Connectivité physique ». Le suivi des populations sera toujours lié au suivi de l'un des autres aspects ou fournira au moins des informations sur l'un ou l'autre ou sur les deux.

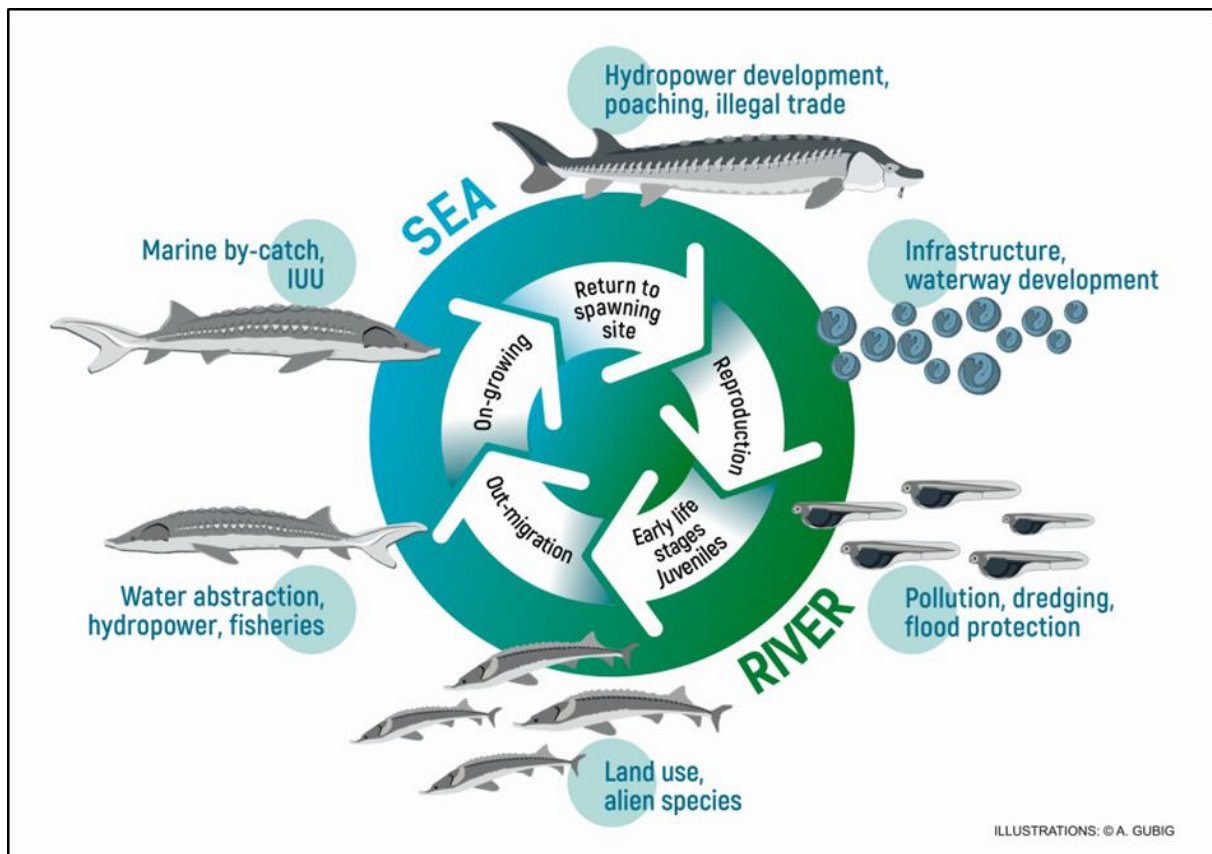
Par conséquent, ces lignes directrices offrent aux autorités et aux instituts compétentes des conseils sur les bonnes pratiques à adopter pour concevoir des programmes de suivi et prendre des décisions sur les priorités de financement. La présentation des méthodes et des technologies ainsi que de leurs objectifs, avantages et inconvénients, donne aux praticiens des orientations et des conseils pour élaborer des solutions adaptées aux conditions rencontrées, appliquer des approches méthodologiques ciblées, répondre à des questions de recherche spécifiques et combler les lacunes existantes en matière de connaissances.

Chaque section technique comprend une compilation des ressources nécessaires, le moment opportun pour procéder aux échantillonnages et leur intervalle, les principaux avantages et inconvénients, des exemples pratiques tirés du domaine des sciences appliquées et une liste de références clés sur le sujet en question pour des lectures et des recherches supplémentaires.

### **3 Le suivi des populations d'esturgeons**

Le suivi des esturgeons à différentes phases du cycle de leur vie (Figure 2) permet de mettre en évidence les problèmes spécifiques qui affectent les populations et d'orienter les efforts de gestion, chaque phase du cycle de vie présentant des besoins particuliers en lien avec l'environnement. Si l'objectif est d'étudier la réussite de la fraie ou le lieu et le moment où elle se produit, il convient de s'intéresser aux œufs ou aux larves, soit les premières phases du cycle de vie de l'esturgeon, même si des informations peuvent également être obtenues en ciblant les adultes en âge de frayer ; en fonction du contexte, la conception du programme de suivi et les ressources nécessaires peuvent considérablement varier. Si l'objectif est de suivre les tendances à long terme des populations ou d'évaluer l'efficacité des mesures de gestion, il peut être pertinent de cibler les juvéniles. En effet, cette phase du cycle de vie correspond au moment où de nouveaux individus intègrent la population (recrutement) et elle est la première phase où le taux de mortalité naturelle est suffisamment faible pour permettre des prévisions sur l'évolution future des populations.

La longévité des espèces d'esturgeons, leur cycle de vie complexe, leur utilisation d'habitats divers (estuaires, plateau continental, cours d'eau) où il est souvent difficile de prélever des échantillonnages et la diminution actuelle de leurs populations, dont il ne reste que quelques individus, rendent le suivi des esturgeons très difficile et soulignent la nécessité de mettre en place des actions de suivi rigoureuses et bien conçues.



**Figure 2 :** le cycle de vie de l'esturgeon et ses principales menaces (adapté de Friedrich et al., 2018).

Traduction des termes de la figure 2 :

*SEA* = MER ; *Hydropower development, poaching, illegal trade* = Développement de l'hydroélectricité, braconnage, commerce illégal ; *Infrastructure, waterway development* = Infrastructures, développement de voies navigables ; *Pollution, dredging, flood protection* = Pollution, dragage, protection contre les inondations ; *RIVER* = COURS D'EAU ; *Land use, alien species* = Occupation des sols, espèces exotiques ; *Water abstraction, hydropower, fisheries* = Captage d'eau, hydroélectricité, pêche ; *Marine by-catch, IUU* = Prises accidentelles en mer, pêche INN ; *On-growing* = Croissance ; *Return to spawning site* = Retour vers le site de fraie ; *Reproduction* = Reproduction ; *Early life stages & juveniles* = Premières phases du cycle de vie et juvéniles ; *Out-migration* = Migration vers l'aval

### 3.1 Prérequis biologiques

Les esturgeons constituent un groupe d'espèces phylogénétiquement ancien, historiquement répandu dans l'hémisphère nord (Bemis et al., 1997; Haxton & Cano, 2016; Pikitch et al., 2005). Toutes les espèces d'esturgeons ont des stratégies similaires, mais pas identiques, d'histoire de vie (Bemis & Kynard, 1997). Les esturgeons sont diadromes, migrant parfois sur de grandes distances

pour frayer exclusivement en eau douce (Bemis & Kynard, 1997; Hensel & Holčík, 1997; Rochard et al., 1990). La majorité des espèces sont anadromes, c'est-à-dire qu'elles migrent entre les cours d'eau et la mer, tandis que d'autres sont considérées comme potamodromes, c'est-à-dire qu'elles accomplissent l'ensemble de leur cycle de vie en eau douce. En général, les esturgeons remontent les cours d'eau pour frayer dans des cours d'eau à fort débit (Bemis & Kynard, 1997). La maturité intervient tardivement, ce qui est compensé par une longue durée de vie pouvant dépasser 100 ans. L'âge de la maturité est variable d'une espèce à l'autre, mais augmente avec la latitude au sein d'une même espèce. En moyenne, elle intervient entre 6 et 27 ans, les mâles devenant matures plus tôt que les femelles (Bemis & Kynard, 1997; Holčík, 1989). Le nombre d'œufs qu'une femelle peut produire dépend de la taille des œufs et du corps. Entre deux épisodes de fraie, l'accumulation des ressources nécessaires à la maturation des œufs peut prendre plusieurs années. Par conséquent, l'intervalle de reproduction (la périodicité de la fraie) s'étend sur plusieurs années, en particulier pour les femelles (Billard & Lecointre, 2001). Les esturgeons sont polygames et polyandres, émettant des gamètes sur le substrat de fraie dans les cours d'eau à fort débit.

Les œufs sont adhésifs dès la fécondation et se fixent au substrat dur (Bemis et al., 1997; Bemis & Kynard, 1997; Billard & Lecointre, 2001). Les œufs fécondés se développent en l'absence de tout soin maternel et deviennent des embryons libres qui utilisent les espaces interstitiels pour leur développement avant d'émerger en tant que larves capables de se nourrir (Bruch & Binkowski, 2002). Avant de pouvoir s'alimenter en ressources externes, les larves dérivent généralement vers l'aval pour rejoindre les habitats de nourricerie (Auer & Baker, 2002). La croissance est rapide la première année puis décroît avec l'âge (Bruch et al., 2009).

Toutes les populations d'esturgeons ont connu un déclin dramatique au cours des 150 dernières années en raison de la surpêche, de la perte d'habitat due à la chenalisation, de la construction de barrières de migration et de la pollution (Bemis & Kynard, 1997; Birstein, 1993; Hensel & Holčík, 1997; Lenhardt et al., 2006; Pikitch et al., 2005; Sandu et al., 2013). Même si des efforts ont été déployés pour favoriser le rétablissement des esturgeons, compte tenu du niveau de fragmentation sur l'ensemble de la zone de répartition, un rétablissement complet pourrait ne pas être possible en raison des pertes importantes d'habitat et de diversité génétique (Haxton & Cano, 2016; Ludwig et al., 2009).

Dans le cadre du PANEUAP, les huit espèces d'esturgeons présentes dans les eaux européennes ont été répertoriées ainsi que leur régime de protection respectif. Le Tableau 1 donne un aperçu de leurs traits écologiques et de l'état actuel des populations sur la base de l'évaluation la plus récente de l'UICN. Un résumé détaillé des caractéristiques de fraie de toutes les espèces est donné dans les lignes directrices techniques pour le suivi des habitats des esturgeons (Reinartz R., 2024) élaborées dans le cadre du même contrat de service de la CE 09.0201/2022/885601/SER/D.3.

**Tableau 1 :** Vue d'ensemble des huit espèces d'esturgeons présentes en Europe et recensées dans le PANEUAP, incluant leurs traits morphologiques, l'âge de maturité des femelles (F) et des mâles (M), la période de fraie d'après Holčík (1989), leur répartition actuelle en Europe d'après le PANEUAP ainsi que leur classification dans la liste rouge de l'UICN et l'évolution respective de leur population. CR = en danger critique d'extinction, EX = éteint, NT = quasi menacé, VU = vulnérable.

Nom commun	Nom scientifique	Longueur	Poids	Âge	Maturité	Période de fraie	Répartition	Liste rouge de l'UICN 2011	Liste rouge de l'UICN 2019	Tendance de la population
Esturgeon russe (complexe d'espèces)	<i>Acipenser gueldenstaedtii</i> , <i>A. persicus</i> ( <i>colchicus</i> )	Max. : 2,4 m ; en moyenne : 1,3-1,6 m	Max. : 110 kg	>50 ans	F : 10-16 ans ; M : 8-13 ans	mars-novembre (>8°C)*, Rioni : juillet (17-23,6°C)*	Mer Noire et Bas-Danube, Rioni ( <i>A. colchicus</i> ) ; inconnu dans le Dniepr, le Don, le Kouban	CR	CR	En baisse
Esturgeon de l'Adriatique	<i>A. naccarii</i>	Max. : 2 m ; en moyenne : 1,4-1,8 m	Max. : 90 kg	>50 ans	F : 9-13 ans ; M : 6-8 ans	février-mars*	Pô, un seul spécimen dans l'Adige, le Livenza, le Sile ; inconnu dans le Piave, le Tagliamento, la Buna	CR	CR	En augmentation
Esturgeon à barbillons frangés	<i>A. nudiventris</i>	Max. : 2,2 m ; en moyenne : 1,2-1,5 m	Max. : 120 kg	>36 ans	F : 12-18 ans ; M : 6-12 ans	avril-mai (10-15°C)	Inconnu dans le Danube, le Rioni	CR	CR	En baisse
Esturgeon de l'Atlantique/de la Baltique	<i>A. oxyrinchus</i>	Max. : >4,3 m ; en moyenne : 1,7-2,5 m	Max. : 370 kg	>100 ans	F : 7-30 ans ; M : 5-24 ans	mai-juillet (13-22°C)**	Dans la Baltique, sur la base des lâchers effectués dans l'Oder, la Vistule, la Pregolia, le Niémen, la Daugava, la Narva, la Gauja et la Pärnu	Globalement : NT ; Population dans la Baltique : CR/EX	Éventuellement EX et réintroduit dans l'UE	-
Sterlet	<i>A. ruthenus</i>	Max. : 1,2 m ; en moyenne : 0,5-1 m	Max. : 16 kg	>25 ans	F : 5-8 ans ; M : 3-5 ans	avril-mai (12-17°C)*	Danube, Dniepr, Dniestr, Don, Kouban, Prut, Tisza, Save, Mura	VU	VU	En baisse
Esturgeon étoilé	<i>A. stellatus</i>	Max. : 2,9 m ; en moyenne : 1,2-1,8 m	Max. : 80 kg	>35 ans	F : 8-14 ans ; M : 6-12 ans	mai-juin (17-23°C)*	Dans l'UE : mer Noire et Bas-Danube, Rioni	CR	CR	En baisse
Esturgeon européen	<i>A. sturio</i>	Max. : 6 m ; en moyenne : 1,5-3 m	Max. : 850 kg	>60 ans	F : 13-16 ans ; M : 10-12 ans	mai-juin (dans la Gironde)***	Empoisonnement dans le bassin de la Gironde, de la Garonne et de la Dordogne, ainsi que dans l'Elbe, lâchers expérimentaux dans le Rhin et l'Èbre	CR	CR	En baisse

Esturgeon béluga	<i>H. huso</i>	Max. : 8 m ; en moyenne : 2,2-3,5 m	Max. : 2000 kg	>100 ans	F : 14-20 ans ; M : 10- 16 ans	avril-mai (9-17°C)*	Mer Noire et Bas- Danube, un seul spécimen dans le Rioni ; inconnu dans le Kouban	CR	CR	En baisse
---------------------	----------------	--	----------------------	-------------	---	------------------------	--	----	----	-----------

\*Holčík (1989), \*\*(Gessner et al., 2019), \*\*\* (Rosenthal et al., 2009)

### **3.2 Remarques sur le suivi des populations et ses objectifs**

Le suivi des populations – que l'on s'intéresse à l'état actuel ou à l'évolution des populations – est un prérequis indispensable pour garantir la mise en œuvre d'actions de gestion ou de rétablissement efficaces. Il permet d'accumuler des informations scientifiques fondamentales sur les populations. En tant que tel, le suivi des populations contribue à faciliter les mesures de conservation ou de rétablissement d'une espèce et permet d'évaluer les résultats de ces mesures dans le cadre d'une gestion adaptative. Par exemple, le suivi peut révéler les conditions optimales de débit et de température de l'eau pour la réussite de la fraie, des informations qui peuvent guider la gestion de l'exploitation de l'énergie hydroélectrique. De même, si un programme de suivi révèle qu'une population d'esturgeons est dominée par des individus âgés et qu'il n'y a pas de recrutement, cela met en évidence la nécessité de restaurer le corridor migratoire ou la fonctionnalité des sites de fraie, d'ajuster les débits du cours d'eau durant les périodes critiques comme la fraie, ou même de mettre en place un programme d'empoissonnement pour sauver la population. Un suivi ciblé et soigneusement planifié, accompagné d'objectifs clairs, permettra de soutenir les mesures de rétablissement les plus efficaces et de répartir de manière appropriée les ressources nécessaires.

En fin de compte, tout programme de suivi vise à fournir des informations fondées sur des données scientifiques de qualité, qui peuvent être utilisées pour évaluer l'état et les tendances des populations d'une espèce ainsi que pour déterminer si des mesures de protection sont nécessaires. La qualité des données de suivi est au cœur du suivi des populations et, par conséquent, de toute mesure de protection juridiquement contraignante ; elle est donc décisive pour faire en sorte qu'une population soit gérée conformément à son état réel.

Le suivi des populations est lié à l'évaluation de la structure par âge d'une population donnée et de sa taille, ainsi qu'au recrutement des nouvelles classes d'âge au sein de la population. Chaque phase du cycle de vie fournit des informations différentes sur la population ; en suivant une phase en particulier, on peut mettre en évidence des problèmes spécifiques qu'il convient de résoudre dans le cadre de la gestion de l'espèce. Cela étant, le choix de la phase du cycle de vie à suivre est déterminé par l'objectif de l'étude, qui est d'obtenir des résultats tangibles. Certaines phases du cycle de vie, marquées par une mortalité naturelle élevée, peuvent fournir des résultats très variables et donc peu d'informations sur l'état de la population ; pour autant, elles peuvent être cruciales pour déterminer les facteurs environnementaux ayant une incidence sur le recrutement.

Afin de maximiser les informations obtenues grâce à un programme de suivi, il convient de choisir des méthodes adéquates permettant de répondre à des questions de recherche spécifiques. Dans leur étude sur le suivi des poissons, Radinger et al. (2019) ont conclu que les objectifs suivants sont essentiels et doivent être pris en compte pour mettre en œuvre un programme de suivi efficace et fiable :

- Déterminer ce qui doit être suivi et la méthode appropriée
- Planifier la répartition des efforts dans le temps et entre les sites
- Établir des critères de fiabilité des données
- Identifier les contraintes pratiques

Par conséquent, les aspects suivants doivent être pris en compte lors de la conception d'un programme de suivi :

- Définition claire des objectifs et des questions de recherche
- Méthodologie adaptée aux objectifs et aux questions de recherche
- Standardisation et cohérence pour garantir la comparabilité spatiale et temporelle
- Mise en place de rapports
- Obtention des autorisations nécessaires
- Pérennité des ressources humaines et financières sur la période considérée

Ces lignes directrices visent à donner des informations sur tous ces aspects dans le domaine du suivi des populations d'esturgeons.

En vue de mettre en œuvre un programme de suivi efficace, il convient de s'assurer que tous les objectifs peuvent être atteints avec les ressources disponibles. Le manque de fonds, de personnel, de matériel ou de temps peut aboutir à des résultats incohérents ou manquants et donc à une base de données incomplète. Il est recommandé de classer les questions de recherche par ordre de priorité et d'allouer les ressources disponibles aux questions prioritaires de manière à s'occuper de ces questions de façon suffisamment détaillée avant de se consacrer aux autres questions. Toutefois, on peut aussi parvenir à un échantillonnage efficace en examinant les données collectées et les méthodes et techniques utilisées lors des années précédentes, ainsi qu'en déterminant et en ajustant les efforts nécessaires pour détecter les changements. En théorie, les efforts devraient diminuer au fil du temps si l'on adopte des techniques d'évaluation appropriées et si les captures sont convenables.

En raison de la longévité de l'esturgeon, les programmes de suivi des populations nécessitent des ressources à long terme pour pouvoir détecter les changements et les tendances au niveau des populations. Leur rétablissement est un défi car il nécessite des efforts prolongés, une coopération internationale, des travaux d'échantillonnage conséquents, etc. Néanmoins, sans un engagement durable dans le suivi ainsi que des actions pour restaurer l'habitat, les populations d'esturgeons risquent de ne jamais se rétablir.

### **3.3 Collecte et stockage des données**

Afin d'analyser efficacement les données collectées, il est primordial de les enregistrer de manière détaillée et de les stocker correctement. Il est donc recommandé d'élaborer des protocoles de terrain pour la collecte des données

(voir en annexe pour un exemple de protocole). Ces protocoles doivent être numérisés et stockés en lieu sûr, et au moins une copie supplémentaire doit être conservée dans un autre endroit.

En outre, pour garantir un stockage et une utilisation efficaces des données dans le cadre d'un programme de suivi des populations, il est nécessaire d'établir une base de données dans une perspective à long terme. Par exemple, la base de données STURIO a été élaborée pour stocker toutes les données collectées concernant la population d'esturgeons européens qui est maintenue par des efforts de conservation dans le système Gironde-Garonne-Dordogne (annexe 14.3) La base de données contient plusieurs sous-niveaux où des données spécifiques sont stockées. Les données recueillies lors du suivi régulier de la population présente dans l'estuaire, à travers des campagnes d'évaluation par chalutage, sont stockées dans une base de données spécialement conçue à cet effet et intitulée « STURAT » (Lamour et al., 2024; Rochard et al., 2001; Roques et al., 2018). Le suivi régulier fait partie du plan national d'action depuis 2011, mais a été amorcé bien plus tôt. De plus, les observations issues des prises accidentelles sont recueillies et mises à disposition dans une seconde base de données intitulée « STURWILD » (Charbonnel et al., 2023; Rochard et al., 1997), dans laquelle des informations sont stockées sur les poissons d'écloserie, les évaluations génétiques ou encore les classes d'âge.

De telles bases de données sont encore inexistantes dans la plupart des régions d'Europe, bien qu'elles soient cruciales pour la gestion des populations d'esturgeons évoluant dans les eaux internationales.

## **4 Pourquoi standardiser le suivi des populations ?**

Bien que de nombreux projets florissants pour le rétablissement des populations d'esturgeons aient été lancés au cours des 30 dernières années, l'harmonisation des mesures de rétablissement et le développement d'approches de suivi harmonisées, afin de garantir la comparabilité des résultats obtenus, restent à accomplir. Cela implique la mise en place d'une base de données conjointe, ainsi qu'une analyse commune et standardisée des données de suivi, permettant d'évaluer les effets des mesures mises en place et d'affiner leur application en vue de soutenir efficacement le rétablissement des populations.

Le principal prérequis pour mener à bien une telle évaluation est la cohérence des informations obtenues et la continuité dans le temps ainsi que la standardisation de l'approche adoptée. Seul un suivi standardisé, intégrant les questions de lieu, de temps et d'engins de pêche, garantit l'obtention de données solides et fiables sur les dynamiques des populations, malgré les fluctuations spatio-temporelles (Bonar et al., 2009; Guy et al., 2009; Pope et al., 2010). D'après Pope et al. (2010), l'échantillonnage standardisé désigne le prélèvement d'échantillons à l'aide des mêmes engins de pêche au cours de la même saison (ou d'un ensemble de conditions environnementales similaires), réalisé de la même manière dans le



temps ou pour différentes populations de poissons. Ces efforts conjoints sont indispensables dans le cas des populations gérées conjointement, tant dans les cours d'eau internationaux que dans les bassins marins en question, afin d'assurer l'harmonisation des mesures visant à améliorer l'état des populations sur la base des meilleures sources de données disponibles.

Des informations fiables sur les effets des mesures de gestion contribuent à mettre au point de bonnes pratiques qui serviront pour les populations subsistantes. Il est essentiel de pouvoir comparer les conditions rencontrées et les mesures prises pour être en mesure de tirer des enseignements plus vite et de manière plus efficace. Cela permettra de rendre les efforts de conservation plus économes en ressources, tout en soulignant et en favorisant la nécessité d'une meilleure collaboration entre les projets.

#### **4.1 Description d'un suivi structuré des populations : un plan en cinq étapes**

Seul un programme de suivi solide et fiable permet d'évaluer les tendances des populations et d'identifier les années ou les conditions caractérisées par un bon ou un mauvais recrutement. Les esturgeons ayant une longue durée de vie et une maturité tardive, les changements dans les processus de reproduction et de recrutement doivent être évalués à la première occasion afin d'être en mesure de reconnaître les tendances dans le développement des populations le plus tôt possible et de prendre des mesures de soutien. Toutefois, il est crucial d'évaluer soigneusement les avantages et les inconvénients du suivi des premières phases du cycle de vie, afin d'éviter que des actions de suivi mal conçues n'exercent une pression supplémentaire sur les populations.

Le calcul de l'abondance est une méthode standard pour évaluer les changements au niveau des populations. Il est donc recommandé d'évaluer les populations d'esturgeons sur la base d'un plan en cinq étapes qui dépend des connaissances disponibles sur une population au sein d'un bassin versant spécifique.

**1. La première étape** doit être suivie si l'on ne dispose d'aucune information sur la présence de l'esturgeon ou seulement des informations recueillies sans grande rigueur. Il s'agit de prouver la présence ou l'absence de l'espèce dans la zone d'intérêt. Si des informations sur la présence de l'espèce peuvent être recueillies de manière fortuite par l'intermédiaire de captures accidentelles dans le cadre de la pêche commerciale ou récréative ou d'activités de suivi scientifique, des études ciblées doivent être menées pour obtenir des données plus détaillées sur le nombre/l'abondance des espèces présentes. Prouver l'absence d'une espèce est plus compliqué et en tout cas plus long, car ce n'est pas parce que des poissons ne sont pas capturés qu'ils ne fréquentent pas la zone échantillonnée. Une mauvaise période d'échantillonnage, des méthodes inappropriées ou simplement le fait que les efforts sont insuffisants pour obtenir des informations sur des espèces rares peuvent conduire à des conclusions erronées sur l'état des

populations. La présence d'esturgeons avérée dans une zone donnée constitue le point de départ d'un suivi ultérieur de la population.

**2. La deuxième étape** consiste à étudier les périodes pendant lesquelles les différents habitats (potentiels) sont utilisés par les individus aux différentes phases du cycle de vie. Pour ce faire, il est nécessaire de disposer de connaissances écologiques sur l'espèce et les phases du cycle de vie ciblées. Si ces connaissances font défaut, l'objectif de la deuxième étape devrait être d'obtenir des informations fiables en adoptant une méthode très détaillée pour repérer les migrations et déterminer l'utilisation de l'habitat au fil du temps. Des informations relatives aux conditions de fraie, à la période de dévalaison ou à l'utilisation de l'habitat par les esturgeons juvéniles de l'année peuvent être obtenues, en fonction de la phase du cycle de vie ciblée. Si l'on s'intéresse à la réussite de la fraie, aux zones ou à la période de fraie, il sera nécessaire de cibler les œufs ou les larves. Les esturgeons juvéniles de l'année, comparés aux œufs et aux larves, peuvent fournir des indications sur l'adéquation d'un cours d'eau spécifique à l'accomplissement du développement initial de l'espèce, dans une année donnée, à condition que l'on évalue la mortalité et la croissance des classes d'âge.

**3. La troisième étape** porte sur le paysage génétique d'une population, en ciblant les premières phases du cycle de vie de l'esturgeon, à savoir les œufs, les larves ou les esturgeons juvéniles de l'année. L'étude de ces phases du cycle de vie peut révéler des informations importantes sur la structure et la diversité génétiques de la population, la période et le choix des sites de reproduction, la taille effective de la population (par exemple, le nombre effectif de géniteurs ( $N_b$ ), à condition que les échantillons soient représentatifs) et le succès de la reproduction.

**4. La quatrième étape** consiste à estimer le recrutement et la force des classes d'âge des progénitures issues des reproductions survenues au cours d'une année donnée. Pour garantir des résultats fiables, il importe de se concentrer sur les phases du cycle de vie qui ne révèlent ou ne sont soumises qu'à une mortalité naturelle limitée et relativement constante, afin de pouvoir prévoir l'évolution future de la population. Les informations détaillées sur l'état des espèces et de leurs populations sont tirées des résultats annuels de l'évaluation des populations de juvéniles. Le suivi du recrutement permet de déterminer le taux de survie dans les conditions existantes au cours des premières phases critiques du cycle de vie et d'évaluer si le recrutement soutient la population et y contribue. Par conséquent, le suivi du recrutement est important pour prédire les tendances des populations et repérer les évolutions négatives, ce qui permet ensuite de planifier les mesures de gestion.

**5. La cinquième étape** porte sur la qualité et la cohérence des données obtenues, la gestion des données étant un élément clé du suivi des populations de poissons (Radinger et al., 2019). L'examen des données pertinentes, y compris les paramètres environnementaux tels que les données biotiques et abiotiques, l'analyse solide et robuste des données, ainsi que le stockage approprié des

données de suivi, sont essentiels pour permettre l'évaluation des tendances à long terme. Les données doivent être collectées sur le terrain avec une rigueur scientifique et, en fonction des objectifs, toutes les données pertinentes doivent être recensées avant le début du travail sur le terrain. L'établissement d'un protocole d'échantillonnage garantissant la collecte de ces données est d'une aide précieuse pour éviter d'omettre certains aspects. Des méthodes de collecte sont décrites dans ces lignes directrices et un exemple de protocole d'échantillonnage est fourni à l'annexe 14.1. Toutes les données collectées doivent être stockées dans une base de données et y être ajoutées immédiatement après le travail sur le terrain.

La méthode de collecte et de stockage des données devrait faciliter l'accès et l'échange des données entre les entités de recherche et les pays se partageant des populations d'esturgeons, afin de planifier et de mettre en œuvre des stratégies de conservation au niveau des populations, tout en assurant leur transférabilité à l'échelle des paysages. Dans le cas des unités de conservation d'espèces/de populations communes, il est conseillé de créer une base de données conjointe. Idéalement, cette base de données serait gérée un acteur régional bénéficiant du soutien et de la confiance de toutes les parties concernées (par exemple, la Commission internationale pour la protection du Danube (ICPDR), la Commission internationale pour la protection du Rhin (ICPR), la Commission pour la protection de l'environnement marin de la mer Baltique (HELCOM), etc.), afin de garantir la qualité des données standardisées. Le suivi et la gestion efficaces des populations d'esturgeons nécessitent des approches et des solutions à long terme en raison de la biologie de l'espèce (Challenger et al., 2020 ; Haxton, 2006 ; Nelson et al., 2020).

En conclusion, ce plan en cinq étapes peut être considéré comme un outil permettant d'évaluer en permanence l'état des connaissances sur une population d'esturgeons donnée et d'accroître ces connaissances de manière ciblée, en s'appuyant sur les recherches qui révèlent les informations les plus cruciales pour favoriser l'évolution positive de la population. Lorsqu'un programme de suivi suit les cinq étapes en question, le socle de connaissances ainsi généré sur une population sera suffisamment complet pour assurer des mesures de conservation efficaces. Si quelques étapes seulement sont suivies de manière satisfaisante, le socle de connaissances sur une population sera incomplet, ce qui pourrait donner lieu à des mesures de gestion mal informées et, par conséquent, inefficaces. Dès lors, il est fortement recommandé de s'efforcer de mettre en œuvre un système de suivi qui englobe les cinq étapes.

## 5 Bien-être animal et manipulation des esturgeons

### 5.1 Législation sur la protection animale

Les lois relatives à la protection animale sont le résultat de l'évolution des mentalités et des normes sociales qui se sont développées au fil des ans. Le fossé est grand entre l'anthropocentrisme, qui place l'homme au sommet de la création et considère les autres formes de vie comme inférieures, et la vision selon laquelle toutes les formes de vie possèdent une valeur intrinsèque similaire et sont dès lors égales. Au fil des années, le cadre juridique a traduit l'évolution des mentalités de la société vis-à-vis des avancées scientifiques. L'intensification des pratiques a été à l'origine de changements importants dans l'utilisation des animaux, dans l'agriculture et la production alimentaire, ainsi que dans la recherche et l'expérimentation. Les conventions sur la protection des animaux élaborées au Conseil de l'Europe ont été les premiers instruments juridiques internationaux établissant des principes éthiques pour le transport, l'élevage et l'abattage des animaux, ainsi que pour leur utilisation à des fins expérimentales et en tant qu'animaux de compagnie. Elles ont servi de base à l'élaboration de l'ensemble des lois en la matière en Europe et continuent d'avoir une influence dans ce domaine. Le bien-être animal est une question de plus en plus importante en Europe, comme en témoignent les travaux du Conseil de l'Europe à ce sujet. Depuis 1988, le Conseil de l'Europe se concentre notamment sur le suivi de la mise en œuvre des différentes conventions en question. L'objectif est d'améliorer et d'harmoniser – au niveau international – les conditions d'utilisation des animaux dans les différents domaines concernés (élevage, science, animaux de compagnie).

La Convention européenne sur la protection des animaux vertébrés utilisés à des fins expérimentales ou à d'autres fins scientifiques (STE n° 123) semble être la convention la plus pertinente pour ces lignes directrices, car elle concerne l'utilisation d'animaux dans des procédures (expérimentations). Ses dispositions couvrent des domaines tels que les soins et l'hébergement, la conduite d'expérimentation, la mise à mort sans cruauté, les procédures d'autorisation, le contrôle des établissements d'élevage, des établissements fournisseurs ou des établissements utilisateurs, l'enseignement et la formation, ainsi que les informations statistiques.

En dehors de l'éthique et des normes et croyances personnelles, le bien-être animal dans le domaine des sciences se justifie de lui-même, étant donné que le stress chez l'animal réduit la qualité des résultats obtenus. En tant que telles, la planification réfléchie, la sélection des méthodes et la manipulation prudente devraient être des principes allant de soi dans le travail scientifique.

Le cadre juridique est établi par les lois nationales relatives aux droits des animaux et par les procédures qui en découlent et qui doivent être mises en œuvre dans le cadre de l'expérimentation animale. En outre, les lois relatives à la protection des espèces, à la protection des habitats et à la conservation en général fournissent un contexte tout aussi important, en définissant la portée du travail et les

conditions préalables à remplir pour mener à bien ce travail. Comme les lois et les règles associées varient d'un pays à l'autre, on ne peut pas raisonnablement les résumer, ni les répéter en détail ici. Il faut souligner qu'il est extrêmement important que les personnes travaillant avec des animaux protégés ou dans des aires protégées connaissent les restrictions et les conditions préalables qu'elles sont tenues de respecter en vertu des lois nationales et de leur application.

## **5.2 Autorisations**

La plupart des pays exigent des autorisations pour accéder aux aires protégées et y travailler, ainsi que pour utiliser des véhicules motorisés dans le but d'échantillonner/de collecter du macrozoobenthos et des poissons, en particulier lorsque des espèces protégées risquent d'être affectées. La manipulation et le marquage d'animaux vivants menacés d'extinction sont soumis à des lois et à l'obligation d'obtenir les autorisations qui en découlent. En outre, l'expérimentation animale requiert une autorisation préalable, qui doit être sollicitée et qui impose une planification minutieuse ainsi qu'une description précise des méthodes expérimentales et de leur impact sur les animaux concernés, accompagnée d'une tenue rigoureuse des archives. Des limites peuvent être réglementaires (les biopsies ou les prélèvements sanguins d'espèces menacées ou en voie de disparition peuvent nécessiter des autorisations), liées aux résultats (une grande précision est requise) ou une combinaison des deux (Webb et al., 2019).

## **5.3 Considérations générales**

Étant donné que les esturgeons sont des espèces menacées et que chaque individu est précieux pour l'avenir de la population qu'il représente, il faut veiller tout particulièrement à ce que les poissons soient manipulés avec soin et précaution (Gessner et al., 2024). Afin de garantir le bien-être animal, les poissons doivent être manipulés et traités avec précaution, de manière à réduire au minimum les répercussions des procédures de manipulation inévitables. Le traitement et l'échantillonnages des poissons (en ce qui concerne par exemple, les méthodes, les engins de pêche et les conditions de manipulation) doivent appliquer les bonnes pratiques, en tenant compte du bien-être des poissons à tous les stades des opérations. Les travaux scientifiques et le suivi doivent réduire au minimum les risques encourus par les individus et les populations. L'application du principe de précaution, en particulier lorsqu'il s'agit d'espèces en danger critique d'extinction, devrait être une évidence.

Le stress étant cumulatif, le stress associé à la manipulation et le nombre de manipulations consécutives doivent être réduits en toutes circonstances. La réduction du stress lors des manipulations doit se faire en évaluant l'importance de la procédure (par exemple, « existe-t-il une technique moins invasive permettant d'obtenir les données nécessaires avec une précision acceptable ? »), la durée de la procédure et l'environnement dans lequel l'animal sera manipulé (par exemple, la température, l'exposition à l'air, l'oxygène dissous, la qualité de

l'eau, l'exposition directe au soleil, etc.). Outre les dommages directs et l'impact sur la survie des individus, la manipulation des poissons pendant les périodes de reproduction peut entraîner l'interruption et/ou l'échec des migrations de fraie, ainsi que la réabsorption massive des œufs chez les femelles, comme cela a été décrit par le passé. En conséquence, les effets cumulés peuvent conduire à une réduction de la reproduction et du recrutement, ce qui met encore plus en danger les populations.

Il est recommandé de tenir compte des considérations générales suivantes (qui s'appliquent également à d'autres espèces de poissons) :

- Veillez à ce que les poissons restent le moins longtemps possible dans les filets, en particulier lorsque la température de l'eau dépasse 20 °C.
- Efforcez-vous de réduire au minimum la durée des manipulations et d'en limiter l'impact.
- Manipulez les poissons avec des mains/gants et des équipements mouillés afin de préserver le mucus du poisson.
- Lorsque les poissons mesurent plus d'un mètre, utilisez un berceau ou une civière fabriquée avec des matériaux lisses et solides pour les manipuler. Ne saisissez ni ne portez jamais un poisson en le tenant par la queue ! Cette pratique endommage inévitablement la notocorde du poisson.
- Pendant la manipulation, immergez le poisson en continu dans l'eau et/ou aspergez ses branchies d'eau pour réduire considérablement son stress.
- Utilisez des bassins de taille appropriée, équipés d'un système d'aération et d'un renouvellement constant de l'eau, pour maintenir les poissons dans de bonnes conditions. Ceci est particulièrement important lorsque la température de l'eau dépasse la température optimale pour une espèce donnée. Assurez-vous que la température de l'eau soit proche de celle de l'environnement naturel afin d'éviter tout stress thermique. La taille des bassins dépend de la taille maximale attendue des individus ciblés. Pour les grands poissons, un bassin rectangulaire peut être moins stressant.
- Appliquez un désinfectant (solution d'iode ou spray désinfectant (Méthylènebleu), suivez les conseils de votre vétérinaire référent) pour traiter les plaies ou les blessures.
- Relâchez le poisson avec précaution et immédiatement après l'acquisition des données, en veillant à ce que la remise à l'eau se fasse en douceur : ne laissez pas tomber le poisson et évitez tout obstacle qui pourrait le blesser. Le poisson doit être pleinement conscient s'il a été anesthésié auparavant et une rampe maintenue à un angle aigu doit être prévue si le poisson est libéré d'une civière depuis un navire de recherche afin qu'il puisse plonger dans l'eau (Figure 18).
- Procédez à des manipulations et à des retraits appropriés – en respectant les réglementations locales – des espèces d'esturgeons non indigènes après une identification fiable de l'espèce.
  - Les réglementations locales doivent être vérifiées a priori.
  - Si l'identification de l'espèce n'est pas sûre à 100 %, l'esturgeon doit être relâché.

- Au minimum, des photos doivent être prises ou des échantillons de tissus prélevés afin d'identifier le poisson à une date ultérieure.

Les conditions générales susmentionnées devraient être intégrées aux séances d'information et à la formation à la sécurité du personnel avant toute intervention sur le terrain. En outre, afin de réduire au minimum la durée des manipulations et leur impact tout au long du processus, de la capture à la remise en liberté, le personnel devrait être formé avant de participer aux activités de suivi. Il est recommandé d'offrir un environnement de travail satisfaisant et une rémunération équitable au personnel, afin de favoriser son engagement à long terme, tout en lui attribuant des responsabilités claires (directive 2010/63/UE relative à la protection des animaux utilisés à des fins scientifiques).

Il est capital de traiter les esturgeons capturés ou manipulés avec prudence. Lorsque de gros poissons sont capturés, ils peuvent causer des dommages considérables à eux-mêmes, aux engins de pêche et aux personnes les ayant attrapés, s'ils ne sont pas manipulés rapidement et correctement. Il convient donc de toujours manipuler les esturgeons avec soin et respect et de donner la priorité au bien-être des poissons lors des activités de recherche et de conservation.

Les esturgeons capturés vivants sont une ressource rare et inestimable pour la conservation et la reconstitution des stocks d'esturgeons, qu'ils soient d'origine sauvage ou issus de l'aquaculture de conservation. Il est donc primordial de respecter les bonnes pratiques et les normes les plus strictes lorsque que l'on manipule et garde des esturgeons, afin de garantir non seulement la réussite de la recherche sur les esturgeons, mais aussi et surtout le bien-être et la survie de chacun d'entre eux.

#### **5.4 Sécurité sur le terrain**

Lorsque vous faites des recherches sur le terrain, vous travaillez dans un environnement potentiellement dangereux. Vous avez la responsabilité vis-à-vis de vos collègues et de vous-même de mettre en place et de garantir des procédures de travail sûres. Il convient non seulement de respecter les obligations légales et les réglementations, mais aussi de faire preuve de bon sens. Restez attentif et prudent, même si vous avez une longue expérience du travail sur le terrain. Soyez prudent et faites attention aux autres !

Pour garantir le succès d'une campagne de suivi, sa répétabilité et son applicabilité à long terme, il est crucial de prendre en compte les questions de sécurité, afin de prévenir tout dommage aux personnes et aux équipements sur le terrain. Les recommandations suivantes sont à prendre en compte avant, pendant et après chaque sortie d'échantillonnage :

- Vérifiez les prévisions météorologiques et le débit des cours d'eau.
  - Évitez toute sortie par conditions météorologiques extrêmes.
- Affectez au moins deux personnes à chaque équipe.

- Assurez la communication avec les collaborateurs de la base ou les numéros d'urgence.
- Équipez-vous avec du matériel nautique adapté, des gilets de sauvetage, des vêtements de pluie, des vêtements résistants et des chaussures de sécurité, ainsi que des gants pour manipuler les esturgeons et des lampes pour le travail de nuit.
- Restez suffisamment hydraté et protégez-vous du soleil.
- Emportez une trousse de premiers secours et assurez-vous de savoir l'utiliser.
- Restez vigilant pendant le travail de terrain.
- Procédez à l'examen des équipements utilisés, nettoyez-les et stockez-les de façon appropriée.
  - Cette étape est importante pour réduire le risque d'introduction d'espèces non indigènes ou de maladies.

Avant de mener des travaux sur le terrain, les autorisations nécessaires au suivi scientifique doivent avoir été obtenues et pouvoir être consultées. Elles doivent toujours être emportées en cas de contrôle par les autorités compétentes.

## **6 Méthodes de suivi des esturgeons selon les phases du cycle de vie**

La section qui suit présente différentes méthodes de suivi, toutes basées sur les différentes phases du cycle de vie de l'esturgeon qui peuvent et devraient être ciblées en fonction de l'objectif de recherche. Le Tableau 2 ci-après donne une vue d'ensemble des différentes méthodes de suivi. Il fournit également des estimations approximatives des efforts qui seront nécessaires et des coûts engendrés par les différents objectifs de recherche et les méthodes correspondantes. Les coûts augmentent généralement avec l'ampleur de l'échantillonnage et des ressources humaines requises, qui représentent souvent la plus grande partie des budgets disponibles. Il est conseillé de déterminer les ressources nécessaires avant de procéder à l'échantillonnage, en veillant à ce que la qualité des données soit suffisante pour permettre une analyse scientifique et une inférence statistique solide, afin de maintenir les coûts à un niveau optimal. Les estimations des coûts présentées dans le Tableau 2 devraient servir à comparer les questions de recherche avec les méthodes et analyses nécessaires pour y répondre.



**Tableau 2 :** Exemples d'objectifs de recherche, incluant les phases du cycle de vie ciblées, les méthodes d'échantillonnage et d'analyse appropriées, ainsi que des estimations approximatives des efforts et des coûts associés à l'échantillonnage et à l'analyse, classés par niveaux : faible (F), moyen (M), élevé (E) (d'après Haxton et al., 2023, modifié).

Phase du cycle de vie	Objectif de recherche	Méthode d'échantillonnage	Analyse	Échantillonnage		Analyse	
				Efforts	Coûts	Efforts	Coûts
Toutes	Présence/Absence	ADNe	Métabarcoding / barcoding	F	M	M	M
Œufs	Analyse spatiale des sites de fraie	Tapis de collecte d'œufs	Calcul rétroactif de l'épisode de fraie	E	E	F	F
	Analyse temporelle de la fraie, Moment de la fraie		Calcul rétroactif de l'épisode de fraie	E	E	F	F
	Nombre effectif de géniteurs		Analyse des liens de parenté	E	E	E	E
	Influence des facteurs environnementaux sur la fraie		Relation entre les conditions abiotiques et la période de fraie	E	E	E	M
Larves	Analyse spatiale des sites de fraie	Filets à ouverture en forme de « D »	Calcul rétroactif de l'épisode de fraie	E	E	F	F
	Analyse temporelle de la fraie, Moment de la fraie		Calcul rétroactif de l'épisode de fraie	E	E	F	F
	Durée et étendue spatiale de la dérive		Analyse spatiale de la dérive larvaire	E	E	E	E
	Nombre effectif de géniteurs		Analyse des liens de parenté	E	E	E	E
	Production de larves		Abondance/CPUE basée sur une section transversale ou un volume filtré	E	E	M	M
	Taux de croissance		Relation longueur/âge, calcul rétroactif de l'épisode de fraie	E	E	F	F
Juvéniles de l'année	Estimation du taux de survie	Filets maillants/trémails	Modèle CJS, marques individuelles	E	M	M	M
	Abondance/force des classes d'âge des juvéniles de l'année		Modèle CMR population fermée (par exemple, modèle Schumacher-Eschmeyer)	E	M	M	M
	Nombre effectif de géniteurs		Analyse des liens de parenté	E	M	E	E
	Taux de croissance		Relations L/P, modèles de croissance	E	M	M	M
	Préférence en matière d'habitat		Évaluation des paramètres de l'habitat (voir Reinartz, 2024)	M	M	M	M
	Composition de l'alimentation	Lavage gastrique	Identification des aliments, métabarcoding	M	F	M	M

Juveniles	Estimation du taux de survie	Cours d'eau : filets maillants/trémails Mer/estuaire : chalut, filets maillants/trémails	Modèle CJS, marques individuelles	E	E	M	M
	Abondance		Modèles CMR	E	E	M	M
	Recrutement		Modèles CMR	E	E	M	M
	Taux de croissance		Relations L/P, modèles de croissance	E	E	M	M
	Préférence en matière d'habitat		Évaluation des paramètres de l'habitat (voir Reinartz, 2024)	E	E	M	M
	Parenté, diversité génétique		Évaluation génétique	E	E	E	E
Adultes	Évaluation de la répartition des espèces	Techniques hydroacoustiques	Modélisation de l'occupation, comptages	F	M	E	E
	Données démographiques relatives à la population	Cours d'eau : filets maillants/trémails Mer/estuaire : chalut, filets maillants/trémails	L/P, L/F, relations longueur/âge, fécondité, proportions des sexes	E	E	M	F
	Effectifs de poissons en montaison	Filets maillants/trémails, techniques hydroacoustiques	Modèles CMR	E	E	E	E
	Analyse spatiale des sites de fraie		Comptage, identification des espèces	M	M	M	M
	Analyse temporelle de la fraie, Moment de la fraie		Comptage, identification des espèces	M	M	M	M
	Informations sur les captures	Captures accidentelles	Identification des espèces, L/P, L/F, relations longueur/âge, CPUE	E	M	F	F

## 6.1 Présence/Absence

Des informations sur la présence ou l'absence d'espèces d'esturgeons peuvent être recueillies à travers des actions de suivi scientifique, mais aussi via des sources non scientifiques, telles que les prises accidentelles issues de la pêche commerciale ou récréative. Les paragraphes suivants traitent de la détection de la présence d'espèces d'esturgeons par l'intermédiaire des captures accidentelles et de l'ADNe. Les prises accidentelles, bien qu'elles ne constituent pas une méthode de suivi à proprement parler et qu'elles soient difficiles à quantifier, tout comme les connaissances autochtones et traditionnelles ou les informations des parties prenantes, peuvent être extrêmement utiles, car elles peuvent compléter les mesures de suivi mises en œuvre. La collecte d'informations auprès des parties prenantes dépend largement de leur nombre et de leur disposition à collaborer. Différentes approches méthodologiques sont possibles et vont des entretiens individuels aux questionnaires systématiques, en passant par des demandes ciblées de déclaration des prises accidentelles ou encore des entretiens collectifs. Dans tous les cas, les prises accidentelles et l'échantillonnage de l'ADNe peuvent fournir des indications sur la présence d'esturgeons et sur leur utilisation de l'habitat.

### 6.1.1 Prises accidentelles

Par prises accidentelles on entend les captures involontaires et non désirées d'espèces non ciblées dans les pêcheries, qu'elles soient commerciales, récréatives (pêche à la ligne) ou scientifiques. Étant donné que la notion même de prise accidentelle implique le respect des règles en vigueur, les données sur les prises accidentelles sont plus faciles à obtenir que les informations sur le braconnage.

Les prises accidentelles peuvent fournir des informations sur la présence d'espèces d'esturgeons dans le temps et dans l'espace, mais il faut tenir compte de l'effort de pêche, car certaines méthodes de pêche ne sont employées qu'à des périodes spécifiques, or la capturabilité des esturgeons varie considérablement selon les types d'engins utilisés. Les prises accidentelles d'esturgeons surviennent principalement dans les pêcheries utilisant le chalut, le filet maillant, la senne tournante, la palangre ou le filet à l'étalage, ainsi que dans la pêche récréative à la ligne, que ce soit dans les habitats marins, estuariens ou fluviaux. Les prises accidentelles d'esturgeons fournissent des informations essentielles sur la présence d'espèces, mais peuvent également constituer une menace supplémentaire pour les populations d'esturgeons, car un grand nombre de captures (Stakénas et al., 2021) est associé à des taux de mortalité et de blessures (Doukakis et al., 2020; Place, 2006; Stein et al., 2004; Stakénas & Pilinkovski, 2019). Ces aspects sont analysés plus en détail dans le *Review of Bycatch Prevention and Mitigation Measures for Sturgeons* (Rochard, 2024) qui examine les mesures de prévention et d'atténuation des prises accidentelles d'esturgeons. Les présentes lignes directrices, quant à elles, mettent l'accent sur les informations qui peuvent être recueillies par l'intermédiaire des captures accidentelles. La qualité des données recueillies dépend de la volonté des pêcheurs de déclarer leurs prises accidentelles et de l'existence d'obligations de déclaration. Même si un biais

est introduit puisque seules les données d'occurrence sont signalées, des informations sur la présence de l'espèce, par exemple d'un bout à l'autre de son aire de répartition ou pendant plusieurs années, peuvent être collectées et pourraient permettre une analyse de l'habitat à grande échelle (voir Charbonnel et al., 2023).

Le suivi des prises accidentelles et, dans la mesure du possible, de la mortalité associée, est important pour évaluer les impacts sur une population. Il est donc recommandé de collecter les données suivantes

- Validation de la prise accidentelle (espèce, taille) sous forme d'images ou de vidéos
- Localisation (de préférence position GPS), date et heure
- Longueur, état et statut du poisson (mort ou vivant, blessures)
- Numéro de la marque, s'il y en a une
- Espèce(s) cible(s) de la pêche
- Si le poisson a été remis à l'eau ou gardé
- L'engin utilisé
- Profondeur de la zone de pêche et substrat

Si les pêcheurs sont disposés à collaborer ouvertement, il est très important de recueillir des informations sur l'effort de pêche :

- Dans le cas de la pêche aux filets maillants, les informations à obtenir concernent : le maillage, la longueur du filet, la hauteur du filet, le matériau du filet et le temps d'immersion, la position initiale et finale de l'engin, la profondeur ;
- Dans le cas de la pêche au chalut, les informations à obtenir concernent : le maillage, l'ouverture de la bouche (largeur et hauteur) et le temps d'immersion, la position initiale et finale du chalut, l'heure de la journée, la profondeur.

Ces informations permettent de mesurer la capture par unité d'effort (CPUE) qui, en retour, permet d'évaluer l'efficacité des engins de pêche, d'analyser l'utilisation de l'habitat dans une aire donnée, de déterminer les risques de mortalité, etc. Il est recommandé d'être prudent avec les données recueillies, car elles ne sont généralement ni exactes ni complètes. L'engin utilisé peut être très sélectif en ce qui concerne la taille des poissons et, par conséquent, cibler certaines phases du cycle de vie.

Pour améliorer le taux de déclaration des prises accidentelles, il est crucial d'établir une relation de confiance avec les pêcheurs et de favoriser l'adhésion aux objectifs de chaque partie. Cela implique de sensibiliser à l'importance de la qualité des données pour mieux comprendre les processus qui se déroulent au niveau des populations.

Afin de vérifier la qualité des données relatives aux prises accidentelles, il peut être nécessaire d'analyser les prises accidentelles par l'intermédiaire de campagnes d'évaluation autodirigées dans des zones clés, en utilisant les mêmes

engins que les pêcheurs commerciaux, et de comparer ces données aux rapports publiés sur les prises accidentelles. En outre, un suivi scientifique supplémentaire est nécessaire pour compléter les informations qualitatives sur les prises accidentelles par des informations quantitatives. En effet, en raison de la qualité inégale des données, les campagnes d'évaluation sur les prises accidentelles ne permettent pas de détecter les tendances au sein des populations.

### 6.1.2 ADNe

L'échantillonnage de l'ADN environnemental (ADNe) est une méthode utile pour confirmer la présence d'espèces dans une masse d'eau. Alors que les méthodes de pêche traditionnelles requièrent des efforts considérables, en particulier lorsque les niveaux de population sont faibles, l'échantillonnage de l'ADNe permet de détecter des espèces rares. En outre, cette méthode est moins invasive que les méthodes d'échantillonnage traditionnelles, qui nécessitent la capture d'individus, ce qui génère un stress chez l'animal en raison de la manipulation (Pfleger et al., 2016). Cette technique exploite le fait que les espèces libèrent en permanence de l'ADN dans l'environnement local par le détachement de peau ou d'écaillés, par l'excrétion et/ou par la libération de mucus (Taberlet et al., 2012), et s'est avérée efficace pour détecter l'esturgeon (Bergman et al., 2016; Meulenbroek et al., 2022; Pfleger et al., 2016; Stoeckle et al., 2017; Xu et al., 2018; Yusishen et al., 2020).



**Figure 3 :** capsule de filtration (cercle rouge) pour l'échantillonnage de l'ADNe. L'eau s'écoule dans le sens des flèches noires (© BOKU, P. Meulenbroek).

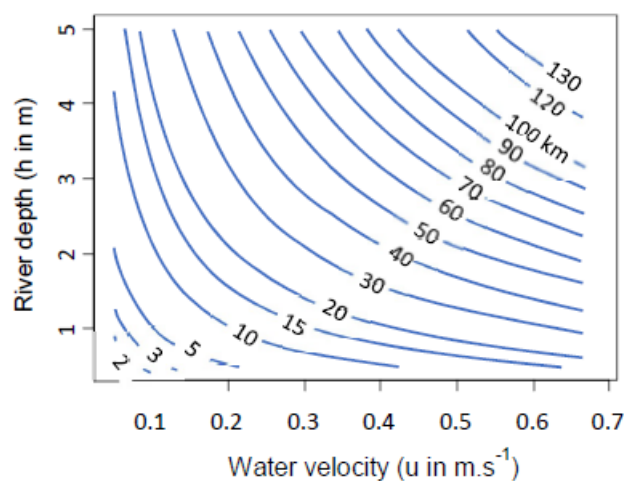
### 6.1.3 Objectif

L'objectif principal de l'échantillonnage de l'ADNe est d'évaluer la présence ou l'absence d'espèces d'esturgeons dans une aire d'intérêt. Grâce à l'ADNe, cette information peut être obtenue sur une zone plus étendue et avec des efforts et

des coûts relativement faibles par rapport à de nombreuses autres méthodes. Dans le cadre du suivi des esturgeons, l'échantillonnage de l'ADNe devrait être la première étape si la présence d'esturgeons n'a pas encore été confirmée.

#### 6.1.4 Site d'échantillonnage

La zone d'échantillonnage doit être choisie de manière à maximiser la possibilité de collecter de l'ADNe d'esturgeons. En outre, pour que les différents échantillons soient comparables, il convient d'utiliser la même approche dans un même bassin fluvial. Les zones en question peuvent être choisies sur la base de données historiques, de l'adéquation de l'habitat ou de l'avis de spécialistes. Étant donné que l'ADNe se dégrade avec le temps, il convient de choisir des sites d'échantillonnage où les périodes pendant lesquelles l'ADNe reste détectable se chevauchent. En général, la dégradation de l'ADNe est la plus rapide dans les environnements lotiques et l'ADNe peut être transporté sur des distances allant de quelques centaines de mètres à plus de 100 km (Harrison et al., 2019). Si Villacorta-Rath et al. (2021) ont détecté de l'ADNe à plus de 20 km dans un cours d'eau clair et pauvre en nutriments, Deiner & Altermatt (2014) suggèrent de prélever des échantillons tous les 5 à 10 km. Pont et al. (2018) ont détecté de l'ADNe de corégone (*Coregonus lavaretus*) jusqu'à 60 km en dessous de l'exutoire du lac Léman dans le Rhône. Ainsi, l'interdépendance de chaque site d'échantillonnage devrait être prise en compte dans l'échantillonnage et l'analyse des données. Dans les informations complémentaires accompagnant leur article, Pont et al. (2018) fournissent un diagramme simulant les distances de détection maximales de l'ADNe en fonction de la profondeur et de la vitesse de l'eau, ce qui peut être utile dans la conception des campagnes d'évaluation. Néanmoins, étant donné que l'utilisation de l'ADNe est relativement nouvelle, diverses questions restent en suspens et la recherche dans ce domaine est toujours en cours ; de nombreux autres tests ou expérimentations doivent être réalisés, en particulier en ce qui concerne la longueur de transport et la quantification de l'ADNe.



**Figure 4** : simulation des distances de détection maximales de l'ADNe (d'après Pont et al., 2018).

Traduction des termes du diagramme (figure 4) : profondeur de l'eau (h en m) (en ordonnée) ; vitesse de l'eau (u en m/s) (en abscisse)

#### *6.1.4.1 Période d'échantillonnage*

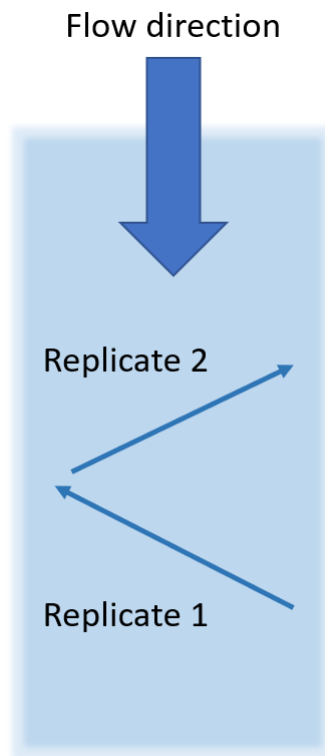
La période d'échantillonnage doit être choisie de manière à augmenter la probabilité que l'espèce cible soit présente dans l'habitat échantillonné (par exemple, en fonction de l'écologie de l'espèce ou de la période de reproduction pour les espèces anadromes). Si la période de présence n'est pas tout à fait claire, il est recommandé de répéter l'échantillonnage toutes les semaines ou toutes les deux semaines. En outre, le choix de la période d'échantillonnage doit tenir compte du niveau d'activité de l'espèce cible. Lorsque les températures de l'eau sont extrêmes en hiver ou en été, les esturgeons sont moins actifs et la quantité d'ADN expulsée peut être moins importante. Il est préférable que les niveaux d'activité soient élevés. Ainsi, les périodes de migration, de reproduction ou lorsque les esturgeons recherchent de la nourriture sont à privilégier par rapport aux périodes d'hivernage. Il convient d'éviter les situations de débit inadaptées, telles qu'un débit élevé ou une forte turbidité, car elles peuvent nuire à la détection de l'ADN cible.

#### *6.1.4.2 Matériel et méthodes*

Des échantillons d'eau, soit plusieurs petits échantillons (1-2 L ; par exemple, Bergman et al., 2016; Pflieger et al., 2016; Stoeckle et al., 2017; Xu et al., 2018) ou moins d'échantillons plus grands (environ 30 L ; par exemple, Meulenbroek et al., 2022; Pont et al., 2018), sont prélevés sur un site d'intérêt. Pour détecter des espèces rares, il est recommandé de prélever plusieurs réplicats sur un même site d'échantillonnage afin de maximiser la probabilité que l'échantillon contienne de l'ADN de l'espèce cible. La collecte des échantillons d'eau varie en fonction du protocole d'échantillonnage et peut être effectuée à l'aide de seaux (Stoeckle et al., 2017) ou de pompes péristaltiques (Bergman et al., 2016; Meulenbroek et al., 2022). Il est extrêmement important d'éviter toute contamination croisée entre les échantillons, ce qui nécessite d'utiliser du matériel neuf et exempt d'ADN pour chaque échantillonnage. Les échantillons d'eau sont filtrés à l'aide de filtres dont la taille des pores varie entre 0,22  $\mu\text{m}$  (Bergman et al., 2016) et 1,5  $\mu\text{m}$  (Pflieger et al., 2016).

Selon le protocole d'échantillonnage, il peut être nécessaire de prélever des volumes d'échantillons suffisants et de réaliser plusieurs réplicats sur un site donné pour être en mesure de détecter des espèces rares.

Il est recommandé de prélever au moins deux échantillons au même endroit pour détecter des espèces rares (Meulenbroek et al., 2022). Pour les grands bassins, l'échantillonnage le long d'un transect orienté en amont, d'une rive à l'autre, devrait être envisagé pour couvrir toute la largeur et, par conséquent, toutes les signatures d'espèces potentielles (Figure 5).



**Figure 5 :** approche pour prélever des répliquats d'échantillons d'ADNe dans les grands cours d'eau. Chaque répliquat consécutif doit être situé en amont du précédent afin d'éviter les contaminations (© INRAE, M. L. Acolas).

Traduction des termes de la figure 5 : *Flow direction* = sens du courant ; *Replicate 1* = Répliquat 1 ; *Replicate 2* = Répliquat 2

Il est également essentiel que les échantillons ne soient pas contaminés par de l'ADN d'autres espèces ou, pire encore, de l'espèce cible, car des résultats erronés pourraient conduire à de mauvaises décisions de gestion. Il faut donc faire en sorte que le matériel utilisé (cuissardes, vestes, bateau, seaux, etc.) ne soit pas contaminé et, s'il a été en contact avec d'éventuelles espèces cibles, il doit être nettoyé correctement avant d'être utilisé pour une étude de l'ADNe. Dans les eaux courantes, les échantillons ne doivent jamais être prélevés en aval de la personne chargée de l'échantillonnage ou du bateau. Des gants neufs et propres doivent être utilisés pour manipuler le filtre contenant l'échantillon et le protocole fourni par la personne responsable du traitement des échantillons doit toujours être respecté.

Pour effectuer un prélèvement d'ADNe à l'aide d'une pompe péristaltique, il faut dans un premier temps assembler tous les éléments puis fixer un filtre grossier à une perche ou à un bâton que l'on maintient dans l'eau. L'eau passe d'abord à travers le filtre grossier, circule dans le tube, puis traverse la capsule de filtration pour finir dans un seau, qui sert à mesurer le volume d'eau filtrée (Figure 3).

Pour faire en sorte que le suivi à l'aide de l'ADNe soit réussi et que les échantillons ne soient pas contaminés, il est recommandé de suivre les instructions du personnel du laboratoire chargé du traitement des échantillons.



Les kits d'échantillonnage contiennent généralement les éléments suivants :

- une capsule de filtration pour l'eau échantillonnée ;
- un filtre grossier et un tube jetable, en cas d'utilisation d'une pompe ;
- deux paires de gants jetables par échantillon.

#### 6.1.4.3 Analyse

L'ADN est extrait à l'aide d'un kit d'isolation, qui varie selon les fabricants (voir Bergman et al., 2016; Meulenbroek et al., 2022; Pflieger et al., 2016, pour différents exemples), ou par centrifugation et amplifié par réaction de polymérisation en chaîne (PCR) à l'aide d'amorces moléculaires spécifiques à l'espèce (Strickland & Roberts, 2019; Yusishen et al., 2020). Une technique plus simple du point de vue logistique est l'amplification isotherme induite par boucle (LAMP), qui permet une évaluation rapide « en temps réel » sur le terrain (Lee, 2017) ou la qPCR (Chancerel et al., 2023). Cette technique permet de confirmer la présence d'une espèce sans le temps de latence de la technique de PCR en laboratoire. Plusieurs cycles d'analyse doivent être effectués sur un échantillon, car la détection par PCR ou par LAMP n'est pas parfaite.

En général, les résultats des échantillonnages d'ADNe sont présentés sous la forme d'un nombre de lectures d'ADN positives dans un échantillon, à partir duquel il est possible d'obtenir une abondance relative approximative ou une répartition des espèces pour un site spécifique si l'on utilise le métabarcoding (Meulenbroek et al., 2022). Néanmoins, la relation entre l'abondance relative et la force de détection n'est pas nécessairement proportionnelle, ce qui doit toujours être pris en compte lors de l'interprétation des résultats. Les aires présentant un nombre important de lectures d'ADN d'esturgeons pourraient toutefois constituer de bons points de départ pour des études plus approfondies.

Pour mieux comprendre l'influence de l'environnement sur l'échantillonnage et affiner l'interprétation des résultats d'ADNe, il est conseillé de collecter des données environnementales supplémentaires pour chaque échantillon prélevé lors des campagnes d'échantillonnage d'ADNe (Harrison et al., 2019) :

- **Date (période)**
- **Points de cheminement SIG**
- **Température de l'eau**
- **Vitesse d'écoulement/débit**
- **Largeur et profondeur de la masse d'eau**
- **Salinité**
- **Turbidité**
- pH
- Croissance microbienne (par exemple, chlorophylle a ou matière organique)
- Type de substrat
- Concentrations en nutriments (par exemple, chlorophylle a ou matière organique)
- Caractéristiques géomorphologiques (pente du cours d'eau, forme moyenne sur l'ensemble du cours d'eau, rugosité longitudinale, etc.)

L'évaluation des variables en gras est fortement recommandée.

#### *6.1.4.4 Inconvénients*

L'échantillonnage d'ADNe ne fournit pas d'informations sur les paramètres de population, ni d'identifier la phase du cycle de vie des individus dont l'ADN a été détecté, ni d'estimer avec un certain niveau de confiance le nombre d'individus d'une espèce donnée (voir par exemple Roussel et al., 2015).

L'ADNe permet uniquement de confirmer la présence ou l'absence d'une espèce. Cette information sert à planifier l'étape suivante de l'évaluation, par exemple en ciblant des zones à forte probabilité d'occurrence où l'on pourra installer des tapis de collecte d'œufs ou des filets dérivants pour la collecte de larves et évaluer ces phases du cycle de vie. Cependant, si une espèce n'a pas été détectée, cela ne signifie pas nécessairement qu'elle n'est pas présente (Roussel et al., 2015). La dilution de l'ADN peut jouer un rôle considérable, en particulier pour les espèces rares, dans ce cas (Meulenbroek et al., 2022). La contamination des échantillons d'ADNe, d'autre part, peut conduire à de faux positifs. En outre, les apports en eau des stations d'épuration ou des rejets des éclosiers peuvent entraîner la détection d'espèces qui ne sont pas normalement présentes dans le cours d'eau (Pont et al., 2021).

#### **6.1.5 Réseaux sociaux**

Des informations sur les esturgeons capturés de manière accidentelle peuvent être obtenues sur divers réseaux sociaux ou sur les pages d'accueil des sites internet de clubs ou de magazines de pêche. En effet, les pêcheurs publient souvent des photos de leurs récentes prises. En général, de nombreuses informations peuvent être recueillies à partir de la photo elle-même ou des commentaires qui l'accompagnent (espèce, taille approximative, phase du cycle de vie, aire, etc.). Pour obtenir de plus amples informations, il est recommandé de s'adresser directement aux auteurs de ces publications. Même si les informations collectées de cette manière sont isolées et sporadiques, elles peuvent fournir des données précieuses sur des régions non suivies et ainsi permettre de recenser de nouvelles aires pouvant faire l'objet d'un suivi ciblé.



**Figure 6** : exemple de publication sur les réseaux sociaux montrant la capture d'un sterlet à la ligne dans la Basse-Drave. Dans cette région, aucune activité réglementée de suivi des esturgeons n'est actuellement mise en œuvre.

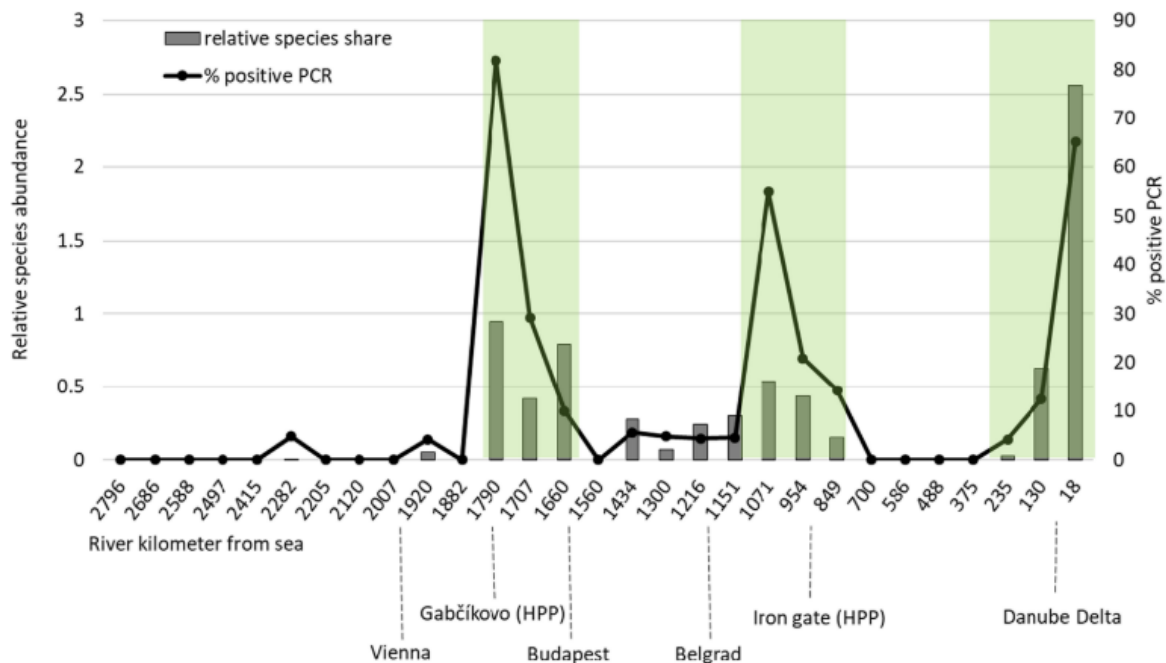
### 6.1.6 Étude de cas : présence/absence d'esturgeons dans le Danube et ADNe

Meulenbroek et al. (2022) ont mené un projet d'analyse de l'ADNe dans le cadre des études conjointes sur le Danube. L'objectif était de créer une base de données de référence pour les espèces d'esturgeons du Danube, de valider les amorces de métabarcoding ADNe ex situ et de les utiliser in situ pour fournir des informations sur la répartition et l'abondance relative des espèces d'esturgeons dans le Danube. Pour ce faire, 29 échantillons ont été prélevés dans le Danube, ainsi que des échantillons provenant de 18 affluents. La distance entre les sites d'échantillonnage a été définie de manière à réduire au minimum le risque que l'ADN des sites d'échantillonnage en amont soit transporté vers les sites d'échantillonnage en aval. Pour chaque site, deux échantillons de surface d'environ 30 l ont été prélevés à l'aide d'une pompe péristaltique, de capsules de filtration de 0,45 µm et de tubes stériles jetables. Les prélèvements ont été effectués d'une rive à l'autre, soit en marchant dans l'eau, soit depuis un bateau dans les zones plus profondes.

Des échantillons de tissus des espèces *Acipenser stellatus*, *A. gueldenstaedtii*, *A. ruthenus*, *A. nudiventris*, *A. baerii*, *A. transmontanus* et *H. huso* ont servi d'échantillons de référence pour la base de données. Des échantillons d'ADN d'esturgeons non indigènes ont été trouvés, ce qui s'explique par la présence partielle de ces poissons dans le Danube ou par des traces d'ADN provenant des écoulements d'écloseries.

Dans le Danube, trois zones clés de présence de *A. ruthenus* ont été recensées. Au total, 14 des 29 échantillons se sont révélés positifs, ainsi que deux échantillons provenant des affluents, à savoir l'Inn et la Tisza. *A. stellatus* a été détecté uniquement dans le delta et *A. gueldenstaedtii* dans l'Inn, en provenance de

*bassins d'élevage en amont du site d'échantillonnage. La campagne d'évaluation sur le terrain n'a pas permis de détecter d'autres espèces d'esturgeons.*



**Figure 7** : part relative des espèces et pourcentage de PCR positives pour *Acipenser ruthenus* le long du fleuve du Danube, de la source à la mer (les zones vertes indiquent des réseaux de sites positifs dans 3 sections du Danube). Voir Meulenbroek et al. (2022).

Traduction des termes de la figure 7 : *Relative species abundance* = Abondance relative des espèces ; *% positive PCR* = % PCR positives ; *relative species share* = part relative des espèces ; *River kilometer from sea* = distance de la mer à divers points le long du fleuve ; *Vienna* = Vienne ; *Gabčíkovo (HPP)* = barrage hydroélectrique de Gabčíkovo ; *Budapest* = Budapest ; *Belgrad* = Belgrade ; *Iron gate (HPP)* = barrage hydroélectrique des Portes de Fer ; *Danube Delta* = Delta du Danube

Comme le montre cette étude, l'analyse de l'ADNe s'est avérée utile pour confirmer les aires de présence de l'esturgeon, même dans un grand fleuve comme le Danube. Cette information est extrêmement importante, car elle permet de recenser les zones clés pour les actions de suivi ultérieures. En aval du barrage hydroélectrique de Gabčíkovo, une campagne d'évaluation, utilisant la pêche au filet, est actuellement menée afin d'obtenir les premières estimations des populations de sterlets, basées sur les captures. Dans le cadre du projet LIFE Living Rivers, une étude télémétrique est prévue pour recueillir des informations sur les mouvements et le comportement des sterlets dans la région de Gabčíkovo. Ces résultats serviront de base à la construction de passes à poissons au barrage hydroélectrique.

## 6.2 Œufs

Tant les tapis de collecte d'œufs que les filets à ouverture en forme de « D » peuvent être utilisés pour prélever des échantillons d'œufs d'esturgeons. Cependant, si les tapis de collecte permettent d'obtenir des œufs d'esturgeons vivants, les œufs recueillis à l'aide des filets à ouverture en forme de « D » sont souvent très endommagés en raison de la réduction de la pression hydraulique. Cela revêt une importance particulière si les œufs collectés sont destinés à être élevés après leur prélèvement ou si l'intérêt porte sur le stade de développement des œufs collectés.

### 6.2.1 Objectif de l'échantillonnage

L'échantillonnage des dépôts d'œufs constitue une méthode efficace pour confirmer l'utilisation d'un site de fraie par les esturgeons et attester leur reproduction, ainsi que pour évaluer le moment de la fraie, la survie des œufs et le nombre effectif de géniteurs grâce à l'analyse génétique (Chiotti et al., 2008; Paragamian et al., 2002; Paragamian & Wakkinen, 2002; Poytress et al., 2015; A. Smith et al., 2017). Il peut également s'agir d'un moyen efficace pour déterminer si les mesures de gestion (par exemple, les régimes d'écoulement, la restauration des frayères) permettent d'offrir des conditions de fraie adéquates pour l'esturgeon.

L'abondance des œufs n'est pas nécessairement corrélée à une classe d'âge forte ou à un recrutement important (Dumont et al., 2011). Le nombre d'œufs déposés chaque année peut être très variable en raison de la périodicité de la fraie, de la synchronisation potentielle de la fraie et de l'efficacité des tapis de collecte d'œufs (en ce qui concerne par exemple la probabilité de détection) et, par conséquent, le suivi de la densité des œufs pourrait fournir des résultats très variables qui sont difficiles à quantifier. La survie des œufs et des individus aux premières phases du cycle de vie est faible et est influencée par une grande variété de facteurs environnementaux (Caroffino et al., 2010; Gross et al., 2002; Vélez-Espino & Koops, 2009); elle n'est donc pas adaptée pour évaluer les tendances des populations.

Une estimation du nombre effectif de géniteurs ( $N_b$ ) pourrait être déterminée par une analyse génétique (Blankenship et al., 2017). Cependant, les estimations de  $N_b$  peuvent être biaisées car un grand nombre d'œufs capturés pourraient provenir de seulement quelques femelles si l'échantillonnage des zones de fraie n'est pas effectué de manière systématique (Blankenship et al., 2017) et les œufs de différentes femelles peuvent ne pas être détectés.

### 6.2.2 Tapis de collecte d'œufs

Il est possible de détecter des sites de dépôt d'œufs d'esturgeons grâce à des tapis de collecte d'œufs. La conception de ces tapis varie, mais l'idée reste la même.

En général, il s'agit de cadres métalliques lestés ou de blocs de béton entourés d'un matériel rugueux (crin de cheval ou filtre en mousse enduit de latex). On retrouve différents exemples de tapis de collecte d'œufs dans la littérature : des blocs de béton (39 x 19 x 9 cm) recouverts d'un filtre à air industriel (75 x 35 cm)

(par exemple, du crin de cheval ou de la fibre de verre enduit de latex) (Gillespie et al., 2020), des cadres en acier (38 x 24 x 0,5 cm) recouverts d'un filtre de four fixé par des pinces à reliure (5 x 2,5 cm) (Hunter et al., 2020) ou des cadres en acier recouverts des deux côtés par des morceaux de crin d'animal enduit de latex (76 x 91 cm) (McCabe & Beckman, 1990). Ces tapis sont systématiquement ou stratégiquement placés sur les sites de fraie dans le but de capturer les œufs à la dérive émis par les femelles. La sélection d'un site d'échantillonnage doit donc faire l'objet d'une attention particulière lors des préparatifs : il faut tenir compte des lieux de fraie potentiels, de la période et des directions d'écoulement.

Les tapis de collecte d'œufs sont munis de petites bouées à la surface, attachées au tapis par une corde pour en faciliter la récupération. La longueur de la corde et la taille de la bouée doivent être adaptées à la profondeur des sites et à la vitesse d'écoulement. Des cordes trop longues et des bouées trop grandes augmentent la portance du courant, ce qui entraîne le déplacement des tapis de collecte d'œufs. Le poids et la forme des tapis de collecte d'œufs doivent être adaptés en fonction des conditions d'écoulement sur le site d'échantillonnage. Si les vitesses d'écoulement sont trop élevées, le fait de suspendre le tapis de collecte d'œufs à plat améliore sa stabilité. Dans ce cas, le poids du tapis doit être ajusté ou des ancrs peuvent être placés à l'avant pour le sécuriser davantage (Seesholtz et al., 2014).

#### *6.2.2.1 Site d'échantillonnage*

Comme indiqué ci-dessus, en raison de l'adhésivité des œufs et de la faible probabilité de capturer des œufs isolés dérivant vers l'aval, le site d'échantillonnage doit être situé immédiatement en aval des zones de fraie (présumées).

#### *6.2.2.2 Période d'échantillonnage*

La seule période propice au déploiement réussi des tapis de collecte d'œufs correspond à la période de fraie de l'espèce cible, déterminée en fonction de son écologie. Le début d'une campagne d'échantillonnage peut être déterminé par des paramètres abiotiques tels que la température de l'eau ou, lorsqu'elles sont disponibles, par des informations provenant d'études télémétriques lorsque les géniteurs se déplacent vers les frayères (Chiotti et al., 2008 ; Poytress et al., 2015).

#### *6.2.2.3 Matériel et méthodes*

La construction de tapis de collecte d'œufs est assez simple (Figure 8). Parmi les principaux éléments à prendre en compte, on peut citer le fait que le tapis de collecte d'œufs ne doit pas dériver. Pour cela, la base doit être suffisamment lourde (par exemple, un cadre en béton ou en acier) et le matériau qui l'enveloppe doit être rugueux (tel que du crin de cheval caoutchouté) afin de piéger efficacement les œufs. Pour faciliter la récupération des tapis de collecte d'œufs et éviter les éventuelles interférences avec les pêcheurs, une bouée de marquage doit être attachée au tapis à l'aide d'une corde. Si nécessaire, une ancre attachée au tapis



de collecte d'œufs à l'aide d'une corde peut aider à le maintenir en position si les conditions d'écoulement sont défavorables.



**Figure 8 :** tapis de collecte d'œufs utilisé pour capturer des œufs à la dérive : les œufs viennent se coller à l'enveloppe rugueuse du tapis (© IGB, J. Gessner).

#### 6.2.2.4 Analyse

La date des épisodes de fraie peut être rétro-calculée à l'aide du stade de développement des œufs collectés et de la température de l'eau (McCabe & Beckman, 1990; Seesholtz et al., 2014). Les espèces d'esturgeons peuvent être identifiées à l'aide du barcoding ADN (Plough et al., 2018). La distribution spatiale de la fraie peut être délimitée en plaçant des tapis de collecte d'œufs de manière systématique et en établissant des corrélations avec les variables environnementales de chaque site. Ainsi, il est possible de déterminer pourquoi certains sites sont choisis pour la fraie (Gillespie et al., 2020; Paragamian & Wakkinen, 2002; Smith et al., 2017; Sulak & Clugston, 1998).

La densité des œufs peut être estimée (Bouckaert et al., 2014); cependant, les captures sont très variables d'une année sur l'autre (Caroffino et al., 2010; Poytress et al., 2015), ce qui peut être attribué à la périodicité de la fraie, aux dépôts des œufs dans l'espace (Gillespie et al., 2020 ; Sulak & Clugston, 1998), ou aux conditions environnementales.

#### 6.2.2.5 Inconvénients

Le nombre d'œufs échantillonnés peut varier considérablement, allant d'un seul œuf (Poytress et al., 2015; Sulak & Clugston, 1998) à plusieurs milliers (Chiotti et al., 2008) en fonction de la période et du site choisis et de l'efficacité de la reproduction. La rétention des œufs peut également diminuer au fil du temps en raison de prédateurs ou de l'affouillement (Caroffino et al., 2010; Sulak &

Clugston, 1998). De plus, lorsque les abondances des esturgeons sont faibles et que les frayères sont inconnues, l'échantillonnage des œufs peut s'avérer extrêmement difficile, voire impossible, et des efforts extrêmement importants peuvent être nécessaires pour échantillonner un petit nombre d'œufs.

En outre, il faut parfois retirer les tapis de collecte d'œufs pendant les inondations pour éviter de les perdre (Poytress et al., 2015).

### **6.2.3 Étude de cas : œufs d'esturgeons blancs dans la rivière Kootenai**

*Dans leur étude, Paragamian & Wakkinen (2002) ont cherché à déterminer la distribution temporelle de la fraie de l'esturgeon blanc (*Acipenser transmontanus*) par rapport aux variations naturelles et artificielles du débit et de la température.*

*À la suite de la construction du barrage de Libby et du remplissage de son réservoir en 1974, la rivière Kootenai, en aval du barrage, a connu des bouleversements majeurs. Le débit de la rivière a été réduit à seulement 10-20 % de son niveau naturel pendant la période de fraie, la plage des températures de l'eau s'est resserrée et la productivité de la rivière a diminué. Ces modifications ont compromis le recrutement de la population d'esturgeons blancs de la rivière Kootenai, conduisant à leur classement parmi les espèces menacées en 1994.*

*De nombreuses années ont été consacrées à la localisation des zones de fraie et à la détermination d'emplacements optimaux pour installer les tapis de collecte d'œufs. Dans le cadre de cette étude, des tapis de collecte d'œufs ont été placés tous les 500 m sur des tronçons de 15 à 30 km de long chaque année. Comme aucun œuf n'a été collecté au niveau des berges, celles-ci ont été supprimées de l'étude après la deuxième année. Les auteurs ont ensuite utilisé des données télémétriques pour déterminer les zones de fraie (Paragamian et al., 2002). De plus, pour chaque période de fraie, entre 70 et 100 tapis de collecte d'œufs ont été déployés pendant environ neuf semaines et contrôlés quotidiennement pour vérifier la présence d'œufs. Les œufs collectés ont été préservés et datés puis la date de chaque épisode de fraie a été rétro-calculé.*

*Grâce à ce travail de grande envergure, les auteurs ont pu circonscrire la plage de température associée à une forte probabilité de fraie à 9,5-12,5 °C et démontrer clairement que la fraie se produisait lorsque les températures augmentaient et s'interrompait lorsque les températures chutaient de 0,8 °C ou plus. Bien qu'aucun schéma clair n'ait été détecté pour les débits, la majorité des épisodes de fraie avait eu lieu lorsque les débits étaient élevés (>600 m<sup>3</sup>/s). En général, les conditions les plus favorables à la fraie étaient des températures et des débits stables. Ainsi, sur la base des résultats obtenus grâce à la collecte et à l'analyse des œufs, les auteurs ont proposé d'optimiser le régime de gestion du barrage de Libby afin de garantir des conditions propices à la fraie de l'esturgeon blanc.*

### **6.2.4 Filets à ouverture en forme de « D »**

Les filets à ouverture en forme de « D » peuvent être utilisés pour évaluer le dépôt d'œufs en collectant les œufs dérivant en aval pendant et immédiatement après la fraie. LaHaye et al. (1992) ont placé des filets à ouverture en forme de « D » (0,5 m de diamètre, 1,5 m de long, maillage de 500 µm) en aval de zones de fraie pendant de courtes durées (10-20 minutes) pour éviter qu'ils ne soient obstrués



par des débris flottants. La taille et le débit de la rivière doivent être pris en compte car, dans des conditions différentes, des filets beaucoup plus grands peuvent être nécessaires. Le principal inconvénient de cette technique est que la majorité des œufs échantillonnés dans les filets à ouverture en forme de « D » ne sont pas viables en raison du stress mécanique (LaHaye et al., 1992).

### 6.3 Larves

L'échantillonnage des embryons libres et des larves d'esturgeons s'effectue de préférence pendant leur phase de dérive, lorsque les larves dérivantes sont dispersées dans la colonne d'eau. Alors que la majorité des larves d'esturgeon jaune (*Acipenser fulvescens*) en dérive ont été échantillonnées dans la partie supérieure de la colonne d'eau (Caroffino, Sutton, & Daugherty, 2009), les larves d'esturgeon russe, d'esturgeon étoilé et de sterlet dérivent principalement dans la partie inférieure de celle-ci (Kalmykov et al., 2010).

L'ampleur de la dérive larvaire peut varier considérablement d'une année à l'autre (Caroffino et al., 2010; Friday & Haxton, 2021) et le taux de survie peut être extrêmement faible (Caroffino et al., 2010; McDougall et al., 2020; McDougall, Pisiak, et al., 2014). Par conséquent, l'échantillonnage des larves est d'une utilité limitée pour évaluer l'état d'une population, étant donné qu'un grand nombre de larves dérivantes n'entraîne pas nécessairement une classe d'âge forte (Dumont et al., 2011; Friday & Haxton, 2021). Cependant, le suivi de la dérive larvaire peut fournir des informations sur la survie des œufs fécondés, à condition qu'une évaluation préalable du dépôt des œufs ait été effectuée, en parallèle d'une estimation de la durée de leur développement, de l'impact des manipulations du débit et du nombre effectif de géniteurs ( $N_b$ ) via une analyse génétique.

#### 6.3.1 Objectif de l'échantillonnage

La collecte des larves sert les mêmes objectifs que la collecte des œufs :

- prouver la reproduction
- déterminer la sélection de l'habitat pour la fraie
- définir la durée du développement
- vérifier la survie (nécessite un échantillonnage quantitatif des œufs)
- évaluer la taille effective de la population
- confirmer les conditions fluviales adéquates

### 6.3.2 Filets à ouverture en forme de « D »



**Figure 9** : à gauche, des filets à ouverture en forme de « D » pour la capture de larves et d'œufs utilisés dans le Danube en Roumanie (surface des filets : 0,44 m<sup>2</sup>, longueur : 4 m, maillage : 2 mm), à droite, une larve d'esturgeon béluga capturée (© DDNI, M. Paraschiv).

Les filets à ouverture en forme de « D » se composent d'un cadre métallique, d'un filet à petites mailles et généralement d'un seau de collecte amovible. Les filets sont placés dans le courant en aval des sites de fraie pour capturer les larves dérivantes après l'éclosion. Des filets rectangulaires ont également été utilisés, notamment lorsque les filets doivent être empilés pour échantillonner l'ensemble de la colonne d'eau (Caroffino, Sutton, & Daugherty, 2009). Des exemples de dimensions sont donnés dans le Tableau 3.

**Tableau 3 :** Dimensions de différents filets, profondeurs et espèces cibles. Caroffino, Sutton, & Daugherty, (2009) ont empilé sept filets. Ainsi, la valeur entre parenthèses correspond à l'ensemble des sept filets empilés, tandis que la valeur hors parenthèses représente un seul filet.

Source	Forme	Largeur (cm)	Hauteur (cm)	Surface (m <sup>2</sup> )	Longueur (cm)	Taille des mailles (mm)	Cul des filets	Profondeur (m)	Espèces cibles
Smith & King, 2005	ouverture en forme de « D »	85	55	0,57	250	1,6	seau de collecte amovible	<1,7 ou >1,7	<i>A. fulvescens</i>
Tucker et al., 2021	ouverture en forme de « D »	85	55	0,57	250	1,6	seau de collecte amovible	<2	<i>A. fulvescens</i>
Auer & Baker, 2002	rectangulaire	81	58	0,47	300	0,95	seau de collecte amovible	-	<i>A. fulvescens</i>
Auer & Baker, 2002	ouverture en forme de « D »	76	54	~0,5	317,5	1,6	seau de collecte amovible	-	<i>A. fulvescens</i>
Lawrence et al., 2020	ouverture en forme de « D »	76	54	~0,5	317,5	1,6	seau de collecte amovible	-	<i>A. fulvescens</i>
Hunter et al., 2020	ouverture en forme de « D »	76	54	~0,5	-	1,6	-	10,2-17,3	<i>A. fulvescens</i>
Hunter et al., 2020	conique	0,3		~0,07	-	0,75	-	1-16	<i>A. fulvescens</i>
Caroffino, Sutton, & Daugherty, 2009	rectangulaire	(7x)70	(7x)20	(0,98)0,14	240	1,6	point droit	<0,8	<i>A. fulvescens</i>
Gessner & Skora, comm. pers.	carrée	100	100	1	550	1	seau de collecte amovible	<2	<i>A. oxyrinchus</i>
Onăra et al., 2011	ouverture en forme de « D »	-	-	0,4-0,72	400-600	2	pliable	12-15	<i>A. ruthenus</i> , <i>H. huso</i>

Le maillage du seau de collecte amovible peut être plus petit que celui du filet (<1 mm) (Smith & King, 2005; Tucker et al., 2021). Le diamètre des larves d'esturgeons diminue lors de l'absorption du sac vitellin ; l'utilisation de mailles plus petites peut donc s'avérer utile pour éviter que les larves ne s'étranglent dans les mailles.



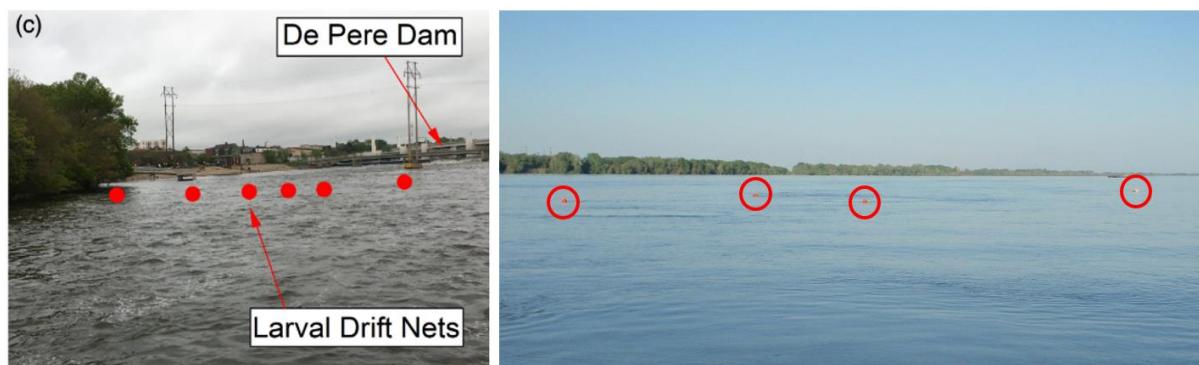
**Figure 10** : filet à ouverture en forme de « D » déployé près des berges et ouverture du seau de collecte détachable dans une boîte de collecte (© IGB, J. Gessner).

Dans le Bas-Danube, des paires de filets à ouverture en forme de « D » ont été utilisées pour capturer des larves d'esturgeons dérivantes et repérer les frayères. Les filets ont été déployés dans le courant principal, là où l'on s'attendait à trouver des larves dérivantes.

#### 6.3.2.1 Site d'échantillonnage

Les filets à ouverture en forme de « D » sont généralement placés en aval des zones de fraie. Si plusieurs filets sont utilisés, ils peuvent être installés parallèlement aux berges (Tucker et al., 2021). Les filets à ouverture en forme de « D » sont souvent posés dans des zones peu profondes du talweg en aval du banc de fraie (Friday & Haxton, 2021; Tucker et al., 2021), mais ils peuvent aussi être installés dans des zones profondes au milieu du lit du cours d'eau et être fixés à l'aide de pieux et d'ancres (Hunter et al., 2020; Onăra et al., 2011; Roseman et al., 2011) ou attachés à des ponts (Auer & Baker, 2020), si la navigation le permet. Les filets peuvent être fixés aux berges à l'aide d'ancres ou de bâtons (Caroffino, Sutton, & Daugherty, 2009). Ils peuvent aussi être empilés les uns sur les autres à différentes profondeurs de manière à échantillonner les larves dérivantes dans l'ensemble de la colonne d'eau (Hunter et al., 2020) ; dans ce cas, les filets peuvent être suspendus à une bouée ancrée de taille suffisante ou être fixés à un bateau. Dans certaines études, des filets à plancton ont également été utilisés pour échantillonner les larves dérivantes de l'esturgeon à museau plat (*Scaphirhynchus platyrhynchus*) (Goodman et al., 2013). Il est recommandé d'installer plusieurs filets à ouverture en forme de « D » sur un site d'échantillonnage pour augmenter les chances de collecter des larves dérivantes (Figure 11).

L'emplacement des filets dépend largement de la connaissance des sites de fraie, des courants locaux et du comportement de dérive des espèces en question. Si ces facteurs sont inconnus, une approche expérimentale peut consister à déployer un ensemble de filets pour localiser les zones où les larves dérivantes peuvent être collectées [voir l'étude de cas ou Hunter et al. (2020)].



**Figure 11** : filets à ouverture en forme de « D » placés perpendiculairement à la berge (à gauche, adapté d'après Tucker et al., 2021), ou par paires au milieu du lit du cours d'eau (à droite, © DDNI, M. Paraschiv).

Traduction des termes de l'image de gauche (figure 11) : *De Pere Dam* = Barrage De Pere ; *Larval Drift Nets* = Filets dérivants pour la capture de larves

### 6.3.2.2 Période d'échantillonnage

L'échantillonnage des larves d'esturgeons dérivantes à l'aide de filets à ouverture en forme de « D » devrait idéalement commencer lorsque les larves ont atteint 50 % de leur développement, selon les estimations fournies par un modèle fondé sur l'indice thermique, et se poursuivre L'échantillonnage des larves d'esturgeons dérivantes à l'aide de filets à ouverture en forme de « D » devrait idéalement commencer lorsque les larves ont atteint 50 % de leur développement, selon les estimations d'un modèle basé sur l'indice thermique, et se poursuivre jusqu'à ce que les captures soient nulles pendant plusieurs jours (Friday & Haxton, 2021; Tucker et al., 2021). En général, les filets à ouverture en forme de « D » sont posés le soir et ramassés le lendemain matin (Auer & Baker, 2002) ou même plusieurs heures après le crépuscule (Auer & Baker, 2020; Lawrence et al., 2020; Smith & King, 2005; Tucker et al., 2021). En fonction de la quantité de débris flottants environnants, il peut être nécessaire de vérifier les filets toutes les heures (Smith & King, 2005) pour éviter qu'ils ne se bouchent.

### 6.3.2.3 Matériel et méthodes

- filet (~3-5 m de long, mailles de 0,75-2 mm, en fonction de l'espèce) attaché à un cadre en acier en forme de « D »
- ouverture du filet entre 0,4 et 1 m<sup>2</sup>
- poteaux en fer/bâtons pour le montage, marteau
- ancre (raccordée au filet à ouverture en forme de « D »)



- débitmètre
- corde avec bouée de marquage
- plateaux pour collecter les larves capturées dans le cul du filet

#### 6.3.2.4 Analyse

Les larves d'esturgeons peuvent être identifiées macroscopiquement et à l'aide du barcoding (Boley & Heist, 2011), en particulier lorsque plusieurs espèces se reproduisent sur un site. Une estimation de l'abondance des larves dérivantes peut être calculée en prenant en compte le nombre de larves échantillonnées, la surface du cours d'eau échantillonné à l'aide des filets dérivants, ainsi que la surface totale de la section transversale du cours d'eau (Tucker et al., 2021). Cependant, il est difficile d'estimer l'abondance des larves d'esturgeons dérivantes en raison de la variation du débit, de la morphologie du cours d'eau et des engins d'échantillonnage (Caroffino et al., 2010). En outre, comme la dérive n'est pas uniforme dans le cours d'eau ou dans la colonne d'eau (Tucker et al., 2021), les estimations des larves dérivantes peuvent être surestimées. Afin d'estimer le volume d'eau filtrée, la vitesse d'écoulement et ensuite le débit doivent être mesurés à l'aide d'un débitmètre qui peut être fixé au centre du filet à ouverture en forme de « D » (Auer & Baker, 2002).

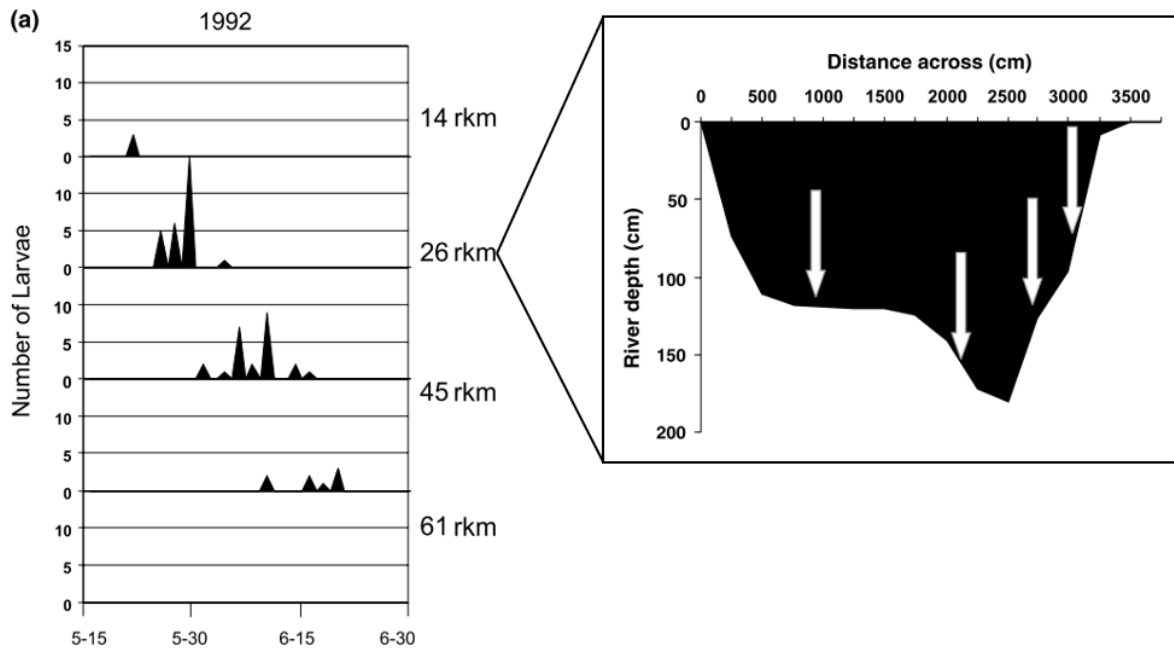
#### 6.3.2.5 Inconvénients

Le nombre de larves capturées dans les échantillons de dérive larvaire peut être très faible (Onăra et al., 2011; Tucker et al., 2021) et peut fluctuer fortement d'une année à l'autre (Auer & Baker, 2020; Benson et al., 2006; Dumont et al., 2011; Friday & Haxton, 2021) tandis que la dérive peut varier en durée d'une année à l'autre (Benson et al., 2006 ; Friday & Haxton, 2021).

### 6.3.3 Étude de cas : larves d'esturgeons jaunes

*Auer & Baker (2002) ont collecté des larves d'esturgeon jaune en vue d'étudier l'étendue et la durée de la dérive larvaire et de déterminer la localisation des larves dans les cours d'eau ainsi que leur relation avec le débit de l'eau. L'objectif était d'identifier une période propice à la réalisation d'interventions – déploiement de lampricides, empoisonnement ou travaux de construction – afin que celles-ci aient le moins de conséquences possibles sur les premières étapes de vie de l'esturgeon jaune.*

*Après avoir repéré des activités de fraie, des filets à ouverture en forme de « D » ont été déployés huit à dix jours plus tard. L'échantillonnage a débuté sur un site situé à 14 ou 26 km en aval du lieu de fraie. Dès qu'aucune larve n'était plus capturée sur un site, les filets à ouverture en forme de « D » étaient transférés au site suivant en aval, en suivant une méthode de déploiement successif. Au total, six sites s'étendant sur 61 km ont été échantillonnés de cette manière, généralement pendant la nuit. En 1996, l'échantillonnage a eu lieu sur un seul site afin de déterminer la dérive sur l'ensemble du cours d'eau à l'aide de quatre filets espacés de manière égale dans des zones de faible débit et de débit élevé. En 1997, des filets à ouverture en forme de « D » ont été posés plus loin sur des sites en aval, mais des larves ont été trouvées encore plus loin en aval.*



**Figure 12** : l'image de gauche montre le nombre de larves collectées sur des sites d'échantillonnage successifs en direction de l'aval entre le 15 mai et le 30 juin 1992. La section transversale du cours d'eau (image de droite) correspond au site d'échantillonnage au km 26 (d'après Auer & Baker, 2002, modifié).

Traduction des termes de la figure 12 : *Number of Larvae* = Nombre de larves ; *rkm* = kilomètre fluvial ; *River depth (cm)* = Profondeur de l'eau (cm) ; *Distance across (cm)* = Distance transversale (cm)

Les auteurs ont collecté près de 1000 larves au cours de l'étude, mettant en évidence une dérive continue vers l'aval (Figure 12). Cette dispersion s'accompagnait d'une diminution progressive du nombre de larves capturées à mesure que l'échantillonnage s'étendait plus loin en aval. La plupart des larves ont été collectées dans des courants lents sur un substrat sablonneux, les captures augmentant entre 21 h et minuit.

En déployant de manière successive des filets à ouverture en forme de « D », les auteurs ont pu recueillir des informations précieuses sur l'étendue spatiale de la dérive larvaire de l'esturgeon jaune et ont pu repérer des habitats de nurricerie potentiels dans les sections les plus basses de la rivière Sturgeon. Ce type d'étude exige un échantillonnage continu sur plusieurs années. Ceci était particulièrement vrai pour cette étude car les conditions d'écoulement étaient défavorables pendant deux années et seules quelques femelles reproductrices étaient présentes pendant deux autres années. Par conséquent, un nombre très limité de larves a été capturé, ce qui peut poser des difficultés pour l'interprétation des données. Grâce aux résultats obtenus dans le cadre de cette étude, les auteurs ont pu suggérer des « fenêtres temporelles sensibles » pendant lesquelles les larves d'esturgeon jaune sont particulièrement vulnérables et où toute intervention humaine devrait être évitée. L'étude de la dérive a également mis en évidence un habitat important

*servant de nourricerie, fournissant ainsi un argument solide en faveur de sa protection, appuyé par les données de suivi.*

#### **6.4 Esturgeons juvéniles de l'année**

L'échantillonnage d'esturgeons juvéniles de l'année peut être réalisé à l'aide de plusieurs méthodes. Cependant, il peut être nécessaire d'adapter les méthodes en raison des différences comportementales entre les espèces d'esturgeons, certaines méthodes pouvant ne pas convenir à certaines espèces.

Par exemple, les esturgeons jaunes juvéniles de l'année choisissent souvent des habitats peu profonds (Benson et al., 2005b) et peuvent être facilement observés ; il est alors possible de les compter ou de les capturer à l'aide d'épuisettes (Benson et al., 2005a; Holtgren & Auer, 2004; Mann et al., 2011) dans des systèmes d'eau claire. Les études peuvent être réalisées en marchant dans l'eau (Benson et al., 2005a; Caroffino, Sutton, & Lindberg, 2009) ou à partir d'un bateau (Mann et al., 2011). Des esturgeons du Golfe du Mexique (*Acipenser oxyrinchus desotoi*) juvéniles de l'année ont également été capturés à l'aide d'épuisettes ou à la main lors de plongées (Carr et al., 1996). La pêche électrique et la plongée, aussi bien de jour que de nuit, ont été moins efficaces pour les esturgeons jaunes juvéniles de l'année (Benson et al., 2005a) et peuvent être considérées comme moins efficaces pour les esturgeons en général.

Cependant, dans le cas d'autres espèces, l'échantillonnage d'esturgeons juvéniles de l'année semble être plus difficile et nécessite d'autres méthodes. Dans le Danube, la pêche au filet trémail dérivant s'est avérée efficace pour cibler des juvéniles de l'année des espèces d'esturgeons suivantes : esturgeons bélugas, esturgeons étoilés, esturgeons russes et sterlets (Margaritova et al., 2021; Mihov et al., 2022; Paraschiv et al., 2006; Paraschiv & Suci, 2005). Les chaluts de fond se sont révélés inefficaces (Benson et al., 2005a) ou très variables d'une année à l'autre avec de faibles captures (Counihan et al., 1999). Dans le Danube, des captures sporadiques de sterlets à l'aide d'un chalut de fond électrifié (Szalóky et al., 2014) ont été signalées (Tibor Erős, comm. pers.). Les lignes fixes et les filets à l'étalage ont été considérés comme inefficaces pour capturer les esturgeons jaunes juvéniles de l'année (Benson et al., 2005a). Dans l'Oder, les esturgeons sont régulièrement capturés à l'aide de filets à l'étalage à l'automne, lorsque la température de l'eau est plus basse (Jörn Gessner, comm. pers.). En général, les engins actifs semblent être les plus efficaces pour capturer les esturgeons juvéniles de l'année, probablement en raison de leur activité réduite et de leur capacité limitée à s'échapper.

Seules les méthodes considérées comme les plus efficaces sont décrites ici. Toutefois, il est suggéré de tester l'efficacité des différents types d'engins avant de décider d'appliquer des méthodes standard. Par mesure de précaution, il est préférable de pêcher dans la section principale du cours d'eau plutôt que sur les rives de l'embouchure, afin d'éviter la capture d'individus migrants provenant des cours d'eau voisins, s'il en existe.



#### 6.4.1 Objectif de l'échantillonnage

Le suivi des esturgeons juvéniles de l'année pendant l'été et l'automne suivant leur éclosion revêt une grande importance pour repérer les nourriceries à ces stades du cycle de vie, détecter les chevauchements dans l'utilisation des nourriceries entre les espèces, notamment dans les systèmes peu étudiés, et analyser les changements dans l'écosystème au fil du temps.

- Évaluation de la structure des populations
- Localisation des zones de nourricerie des juvéniles de l'année
- Collecte d'échantillons génétiques
- Estimation de la force des classes d'âge des juvéniles de l'année
- Nombre effectif de géniteurs

#### 6.4.2 Trémails/filets maillants

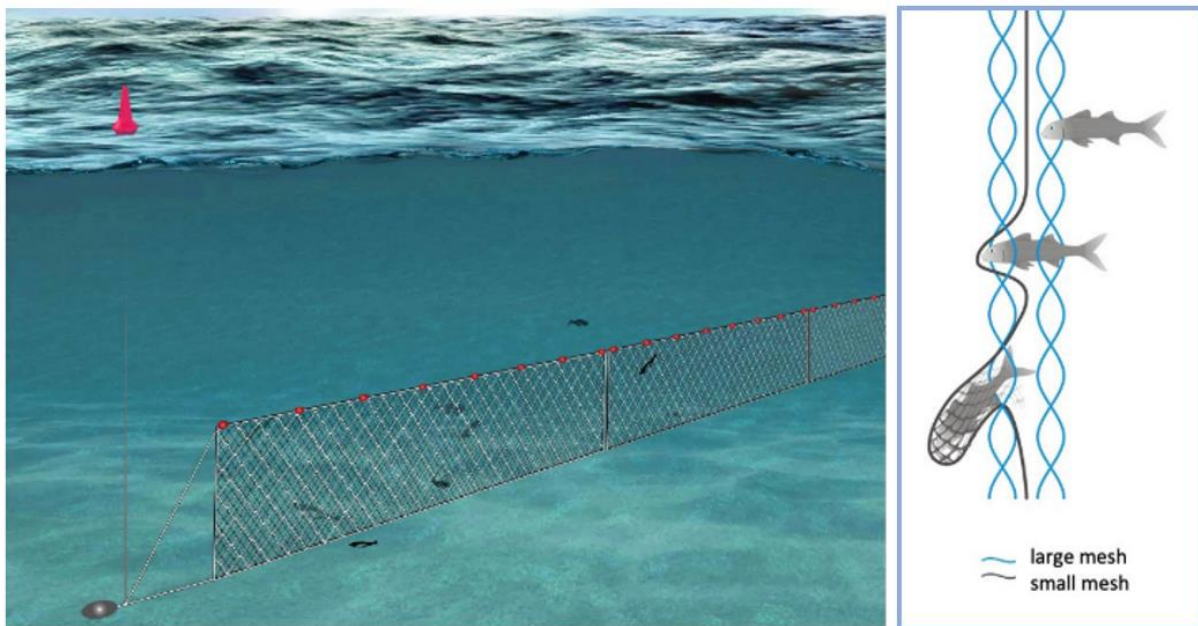
Lors de l'utilisation de filets pour l'échantillonnage, il est recommandé d'inspecter le site à la recherche d'éventuels obstacles avant de déployer les filets et, si nécessaire, de débarrasser la zone des obstacles avant de commencer le processus d'échantillonnage. Il est primordial d'**éviter à tout prix les filets fantômes (!)** car ils risquent fortement de provoquer la mort en masse d'esturgeons (Kappenman & Parker, 2007) et d'autres poissons. Une procédure spécifique pour la récupération des filets accrochés doit être systématiquement établie et l'équipement nécessaire à sa mise en œuvre doit être facilement accessible sur le site.

Quelques conditions préalables doivent être prises en compte lors de l'échantillonnage à l'aide de filets :

- l'échantillonnage doit être effectué durant de courtes périodes en été (température élevée de l'eau et risque accru de mortalité) ;
- les ancres utilisées doivent être suffisamment lourdes pour garantir que les filets fixes restent sur les sites où ils ont été déployés ;
- les cordes utilisées doivent être suffisamment longues pour que les flotteurs restent à la surface même en cas de forts courants. Cependant, elles ne doivent pas être trop longues car des débris flottants pourraient s'y enchevêtrer et créer une traînée qui pourrait submerger les flotteurs (Roseman et al., 2011) ou déplacer le filet.
- les flotteurs ne doivent pas être trop grands afin de réduire au minimum la traînée, mais ils doivent être suffisamment grands pour éviter d'être submergés ;
- les filets fixes doivent être marqués et étiquetés comme des engins de recherche.

Les trémails ou les filets maillants peuvent être efficaces pour capturer des esturgeons juvéniles de l'année ou des individus plus âgés. L'utilisation des filets maillants s'est avérée relativement efficace pour cibler des esturgeons de 0 à 1 an (Hale et al., 2016). Les filets maillants utilisés mesuraient 91,5 m de long et 2,4 m de haut et étaient composés de deux panneaux d'une taille de maille étirée de 5,1 cm et de deux panneaux d'une taille de maille étirée de 7,6 cm. Les filets

étaient fabriqués en monofilament transparent de 0,33 mm de diamètre et chacun était équipé d'une ralingue plombée (29,5 kg par 182,9 m) et d'une corde à âme en mousse de 1,3 cm de diamètre avec des flotteurs répartis tous les 4,57 m.



**Figure 13 :** schéma d'un filet trémail et de son mode de fonctionnement (d'après He et al., 2021, modifié).

Traduction des termes de la figure 13 : *large mesh* = maille large ; *small mesh* = maille fine

En général, des ralingues plombées d'un poids compris entre 10 et 20 kg/100 m et des ralingues de flotteurs d'une flottabilité d'au moins 3 kg/100 m sont suffisantes pour la plupart des situations en eaux courantes. Si une plus grande flottabilité est nécessaire, par exemple en cas de forts courants, des flotteurs supplémentaires peuvent être attachés. Les filets peuvent être ancrés parallèlement au courant et placés en diagonale lorsque le débit le permet (Hale et al., 2016). Les captures d'esturgeons juvéniles de l'année par cette technique présentent une grande variabilité d'une année à l'autre (Counihan & Chapman, 2018). Quoi qu'il en soit, les filets maillants utilisés pour l'échantillonnage capturent généralement un nombre limité d'esturgeons juvéniles de l'année (Counihan & Chapman, 2018; Haxton et al., 2014; Haxton & Friday, 2020; McDougall, Barth, et al., 2014), ce qui rend leur quantification difficile.

#### 6.4.2.1 Filets fixes

Les filets fixes sont maintenus en position par des ancrs (d'un poids adapté au lieu d'échantillonnage) et rendus visibles par des flotteurs à la surface. Leur déploiement doit permettre de répondre à des questions de recherche pertinentes. En général, les filets doivent être déployés de manière à maximiser la probabilité de capturer la cible. Ainsi, dans les cours d'eau, les filets sont souvent déployés perpendiculairement au courant si ce dernier le permet. Si le courant est trop fort pour permettre au filet de capturer les poissons efficacement, celui-ci peut être

positionné selon un certain angle par rapport à la rive, déterminé par la direction de migration des poissons (montante ou descendante) et l'intensité du courant (Figure 14).

Pour déployer le filet rapidement et en toute sécurité, l'engin doit être préparé correctement. Les obstacles qui pourraient s'emmêler dans le filet (cordons de veste, parties du bateau, etc.) doivent être enlevés ou recouverts. Les ancres et les flotteurs doivent être fixés aux deux extrémités du filet et toutes les cordes doivent être démêlées. Pour déployer le filet, le bateau doit commencer à reculer lentement mais régulièrement, en laissant le filet se dérouler depuis la proue du bateau (Figure 14). Lorsque le filet est complètement déployé, il est possible de continuer à reculer tout en tendant le filet pour s'assurer qu'il est correctement posé et tendu. Lors du déploiement du filet, il est important de vérifier que le filet n'est pas enroulé ! Le pilote du bateau est responsable de la position finale du filet et doit faire très attention à la manœuvre du bateau dans les eaux courantes (voir Jones & Yunker, 2010).



**Figure 14 :** déploiement du filet et emplacements possibles du filet (© BOKU, H. Eichhorn).

Au moment de remonter un filet, il est recommandé de travailler à contre-courant et de commencer par l'extrémité aval du filet. Toutefois, si le bateau est manœuvré avec précaution et que le courant le permet, il est également possible de récupérer le filet dans le sens du courant. Une personne à l'avant du bateau saisit un flotteur et remonte le filet, en tirant simultanément sur la ralingue de plomb et la ralingue de flotteurs, tandis que le bateau remonte lentement le courant. Il est conseillé de détacher immédiatement les ancres et les flotteurs afin d'éviter qu'ils ne se prennent dans le filet. Une troisième personne peut retirer du filet les poissons capturés dès qu'ils sont débarqués dans le bateau. En cas d'accroc lors de la récupération du filet, l'extrémité concernée peut être laissée dans l'eau, tandis que l'autre extrémité est remontée, ce qui facilite le dénouement de l'accroc.

#### 6.4.2.2 Filets dérivants

Lorsqu'un filet maillant ou un trémal est déployé à partir d'une embarcation dérivante dans le lit principal d'un cours d'eau, en bordure d'un cours d'eau ou dans les eaux d'aval (Koch et al., 2009) il est important de vérifier qu'il n'existe

aucun obstacle dans la zone d'échantillonnage. Un filet dérivant peut être tendu soit entre deux bateaux, soit entre un bateau et un dispositif tel qu'une ancre flottante, située à l'autre extrémité du filet. Le dispositif flottant doit être assez grand pour créer une traînée suffisante capable de déplacer le filet. En général, de grands morceaux de bois ou des flotteurs conviennent. Les poids de la ralingue de plomb doivent être suffisamment lourds pour assurer le contact avec le fond lorsque le filet est traîné par le dispositif flottant, tout en tenant compte de la vitesse du courant. Des ajustement peuvent être nécessaires en fonction des courants. Des flotteurs en bois peuvent être fixés aux deux extrémités du filet pour l'aider à dériver plus efficacement et pour éviter qu'il ne se referme lorsqu'il est déployé. Les filets dérivants sont en général placés en aval, perpendiculairement au talweg.

Le déploiement des filets dérivants est similaire à celui des filets fixes décrit ci-dessus. Lorsque le filet dérivant est placé entre deux bateaux, les deux bateaux doivent se déplacer à la même vitesse dès que le filet est entièrement déployé. Lorsque le filet est tiré par deux bateaux, les poids attachés au filet peuvent être plus lourds. Il est recommandé d'attacher un flotteur à l'extrémité de la corde qui relie le filet au bateau afin de pouvoir la récupérer si elle s'accroche pendant la dérive et si elle doit être relâchée pour des raisons de sécurité. Lorsqu'il est posé entre deux bateaux, le filet n'est récupéré que par un seul des deux bateaux.

#### *6.4.2.3 Site d'échantillonnage*

Afin de capturer des esturgeons juvéniles de l'année, il est important de repérer les sites où ils sont présents, par exemple les zones d'alimentation (Paraschiv & Suci, 2005). Une approche pourrait consister à déterminer où se trouvent les habitats potentiels d'alimentation ou de nourricerie, en fonction de la présence ou non de nourriture [substrat de sable/argile et zones de dépôt/sédimentation (Margaritova et al., 2021; Mihov et al., 2022; Radu Suci, comm. pers.)]. Comme mentionné précédemment, il peut être nécessaire de nettoyer la zone d'échantillonnage des débris les plus gros et du bois mort afin d'éviter qu'ils ne s'accrochent aux filets.

#### *6.4.2.4 Période d'échantillonnage*

La période d'échantillonnage des esturgeons juvéniles de l'année dépend de l'espèce, du lieu d'échantillonnage et des régimes annuels de température de l'eau, ainsi que des périodes de fraie ultérieures et du comportement de l'espèce. En général, l'échantillonnage des juvéniles de l'année au cours de leur dévalaison des cours d'eau donne de bons résultats (Hale et al., 2016; Margaritova et al., 2021; Mihov et al., 2022; Paraschiv et al., 2006; Paraschiv & Suci, 2005; Rochard et al., 2001) et est donc recommandé.

Pour les espèces danubiennes frayant au printemps entre avril et juin (Holčík, 1989), les esturgeons juvéniles de l'année sont échantillonnés en été car, à cette période, ils sont suffisamment grands pour être capturés au moyen de filets et sont encore présents dans le fleuve. Alors que l'esturgeon béluga croît plus vite (atteignant jusqu'à 200 mm à l'âge de 8 semaines (Paraschiv & Suci, 2005), le sterlet et l'esturgeon étoilé ont été principalement capturés à partir de juillet et

jusqu'en août, avec des tailles variant entre 100 et 300 mm (Mihov et al., 2022). À leur deuxième hiver, les esturgeons européens juvéniles de l'année dépassent 300 mm de longueur (Rochard et al., 2001). L'échantillonnage à l'aide de filets dérivants étant généralement effectué pendant la journée, il convient de tenir compte du trafic fluvial.

Toutefois, si des filets fixes sont utilisés, le temps de déploiement des filets doit dépendre de la température de l'eau afin d'éviter que les poissons ne soient stressés voire qu'ils ne meurent asphyxiés. En effet, lorsque la température de l'eau est élevée, le métabolisme des poissons s'accélère, augmentant ainsi leur consommation d'oxygène et réduisant le temps qu'ils ont avant de mourir d'asphyxie. Les filets peuvent être déployés pendant 10 à 12 heures lorsque la température de l'eau est inférieure à 15 °C, mais le temps de déploiement devrait être réduit à environ 4 à 5 heures lorsque la température de l'eau est supérieure à 15 °C.

#### 6.4.2.5 *Matériel et méthodes*

La liste de matériel ci-dessous est proposée pour assurer le bon déroulement de l'échantillonnage des esturgeons juvéniles de l'année à l'aide de filets. Ce type d'échantillonnage requiert deux personnes au minimum.

- Dispositif pour stocker les filets (seau, bâche, etc.)
- Filets maillants
  - Dimension de la maille étirée : ~20 mm
  - Hauteur : 1-3 m
  - Longueur : 25-100 m
  - Fil multifilament de 0,2 mm de diamètre (monofilament ou multimonofilament)
- Trémails
  - Dimension des mailles externes : 100-200 mm (fil multifilament de 0,3-0,7 mm de diamètre)
  - Dimension des mailles internes : ~20 mm (fil multifilament de 0,2-0,3 mm de diamètre)
  - Hauteur : 1-3 m
  - Longueur : 25-100 m
- Ancres/poids
- Flotteurs
- Cordes pour attacher les flotteurs au filet (suffisamment longues pour correspondre à la profondeur du cours d'eau !)
- Grand récipient étanche pour les poissons capturés avec pompe à air, seau, épuisette
- Matériel pour la collecte de données biotiques (voir section **Error! Reference source not found.**)
- GPS pour la localisation du site
- Échosondeur (recommandé)
- Grand dispositif flottant (pour les filets dérivants déployés à partir d'un seul bateau)



Afin de garantir la qualité des engins servant à l'échantillonnage, les filets doivent être manipulés et stockés de manière appropriée. Il existe plusieurs façons de stocker les filets après leur déploiement. Dans tous les cas, tous les filets doivent être nettoyés et démêlés immédiatement après avoir été remontés ou, si plusieurs filets ont été amassés, après avoir été ramenés sur la berge. Les filets doivent être suspendus dans un environnement sombre et sec, sans exposition directe aux rayons UV. Les filets doivent également être réparés après chaque sortie de pêche afin d'être opérationnels pour le déploiement suivant. Il peut être nécessaire de désinfecter les filets lorsque différents cours d'eau sont échantillonnés avec le même engin, afin d'éviter la propagation d'espèces non indigènes ou de maladies.

#### 6.4.2.6 Analyse

L'un des principaux objectifs de l'échantillonnage des esturgeons juvéniles de l'année est d'évaluer la diversité génétique au sein de la population de géniteurs. Connaître les caractéristiques génétiques d'une population d'esturgeons est important pour comprendre les processus sous-jacents tels que les adaptations, l'hétérogénéité ou les processus de sélection. Ces données doivent être prises en compte pour la gestion des populations dans les grandes (Kjartanson et al., 2023) et les petites unités de gestion (Whitaker et al., 2020).

Il a été suggéré que la force des cohortes pouvait être liée à l'abondance des juvéniles de l'année, étant donné que le taux de mortalité diminue une fois le premier hiver passé [cf. scutelles (Caroffino et al., 2010)]. Cependant, le nombre fluctuant d'esturgeons juvéniles de l'année capturés d'une année sur l'autre (Caroffino, Sutton, & Lindberg, 2009), ainsi que la mortalité très variable à cette phase du cycle de vie (Gross et al., 2002; McDougall, Pisiak, et al., 2014; Schueller & Hayes, 2010; Vélez-Espino & Koops, 2009) font qu'il est difficile d'établir un lien entre l'abondance des juvéniles de l'année et la force des classes d'âge, et de prévoir les tendances de la population (Haxton & Friday, 2020).

Les juvéniles de l'année de plus grande taille peuvent être marqués à l'aide de marques PIT (*Passive Integrated Transponder*) (Mann et al., 2011) qui peuvent être utilisées pour estimer l'abondance par des techniques de « capture-marquage-recapture » (CMR). Les estimations de l'abondance des juvéniles de l'année peuvent nécessiter des efforts considérables car les captures peuvent être faibles (Holtgren & Auer, 2004). Caroffino, Sutton, & Lindberg (2009) ont pu échantillonner un nombre suffisant d'esturgeons juvéniles de l'année et ainsi obtenir une estimation de l'abondance avec des intervalles de confiance relativement étroits. Ces estimations de l'abondance diminuaient au cours de la saison (Caroffino, Sutton, & Lindberg, 2009; Counihan et al., 1999), les captures étant plus faibles à l'automne (Benson et al., 2005; Holtgren & Auer, 2004) pour diverses raisons liées notamment aux conditions environnementales et à la périodicité de la fraie. Par conséquent, la période d'échantillonnage doit être prise en compte pour maximiser les captures (see Mihov et al., 2022; Paraschiv & Suci, 2005).

#### 6.4.2.7 Inconvénients

Pour cibler efficacement les esturgeons juvéniles de l'année, il est important de connaître les zones d'alimentation, car cela permet de mieux orienter les efforts de capture et d'augmenter les chances de recapture, ce qui facilite l'évaluation de la taille des groupes (Paraschiv & Suciuc, 2005). Si les zones d'alimentation sont inconnues ou inaccessibles, il faudra probablement déployer davantage d'efforts pour mettre en place le suivi des juvéniles de l'année.

#### 6.4.3 Étude de cas : esturgeons juvéniles de l'année en Bulgarie

*Dans le Danube, les populations d'esturgeons sont actuellement à leur niveau le plus bas, plusieurs espèces ayant été classées comme fonctionnellement éteintes. Mihov et al. (2022) ont cherché à savoir si des esturgeons frayaient encore dans les eaux bulgares du Danube et ont estimé l'abondance des esturgeons juvéniles de l'année au cours de leur dévalaison. Les poissons ont été ciblés pendant l'été, lorsqu'ils étaient suffisamment grands pour être capturés avec des trémails (100-300 mm). Les auteurs ont donc utilisé des filets de fond (trémails) dérivants de 100 m x 2 m avec une nappe intérieure dotée d'un maillage de 20 mm pour capturer les esturgeons juvéniles de l'année pendant leur dévalaison, dans le seul site de nourricerie actuellement connu en Bulgarie. Une dérive durait environ 45 minutes. Les poissons capturés ont été mesurés, pesés et marqués.*

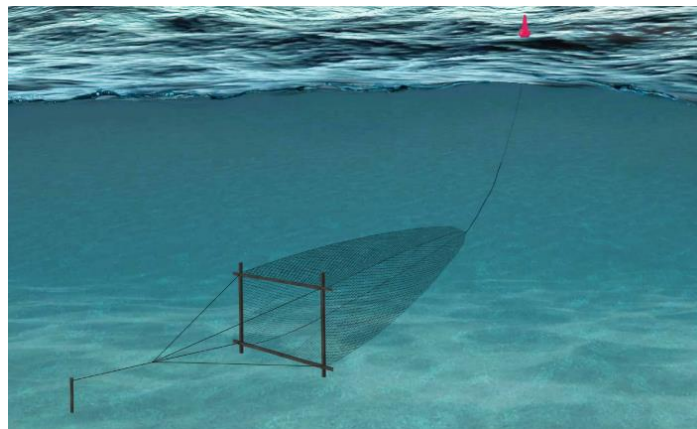
*Au cours de cette campagne d'échantillonnage, d'une durée de huit ans, 713 esturgeons appartenant à quatre espèces (esturgeon béluga, esturgeon étoilé, esturgeon russe et sterlet) ont été capturés. Cependant, les captures ont été très variables, les deux tiers des captures ayant eu lieu au cours d'une seule année, tandis que d'autres années, seuls des individus isolés ont pu être capturés, tandis que certaines espèces n'ont pas du tout été capturées. Au total, seuls sept esturgeons bélugas et un esturgeon russe ont été capturés. Malgré le peu d'individus capturés, les auteurs ont pu démontrer que toutes les espèces d'esturgeons restantes dans la région se reproduisaient à des périodes spécifiques de l'année, tout en soulignant la variabilité interannuelle. La variabilité des résultats reste incertaine : elle pourrait être due à des variations dans le succès de la reproduction ou à un nombre insuffisant de tentatives pour collecter des données. Grâce aux captures d'esturgeons juvéniles de l'année, il est possible de déterminer les zones abritant des frayères en rétrocalculant la date d'éclosion sur la base de la taille des poissons capturés et de la température de l'eau. Ces zones pourraient faire l'objet d'un examen plus approfondi au moyen des approches mentionnées plus haut, en vue de leur protection. Les contenus stomacaux des poissons capturés ont été analysés (Margaritova et al., 2021), ce qui a permis d'obtenir des informations importantes sur les besoins alimentaires de cette phase initiale du cycle de vie, aidant ainsi à localiser les habitats potentiels par des études ciblées.*

#### 6.4.4 Filets à l'échalage (Hamen)/Verveux (Grossreusen)

Les filets à l'échalage sont utilisés dans les cours d'eau ou les zones estuariennes à fort courant, où les poissons ciblés sont entraînés dans les filets (He et al., 2021).

Ils sont largement déployés dans les sections inférieures des cours d'eau des affluents de la mer Baltique, où ils ciblent principalement les anguilles ainsi que d'autres poissons migrateurs en automne. Les filets (8-10) sont alors disposés côte à côte et couvrent jusqu'à 30 % de la largeur du cours d'eau (Gessner & Arndt, 2006). Même si aucun esturgeon jaune juvénile de l'année n'aurait été capturé en utilisant une technique similaire (Benson et al., 2005), des prises accidentelles d'esturgeons de la Baltique (*Acipenser oxyrinchus*) ont été signalées en grand nombre, ce qui indique que cette méthode convient pour capturer des esturgeons juvéniles, y compris des juvéniles de l'année (Stakėnas et al., 2021; Jörn Gessner & Gerd-Michael Arndt, comm. pers.).

Les verveux sont de grands filets fixes qui sont mis en place dans des zones sans courant ou à faible courant. Ces engins reposent sur le principe du piège en conduisant le poisson vers une « chambre » de collecte similaire à celle du filet à l'étalage. Le verveux est composé de 3-4 « chambres » qui se succèdent, munies à l'intérieur d'entonnoirs, et se termine par une poche à petites mailles. Les filets sont maintenus dans l'eau pendant que la poche est relevée et vidée. Les poissons sont collectés dans la poche, qui doit avoir un maillage approprié en fonction de la taille ciblée des esturgeons juvéniles de l'année. Le seul risque potentiel pour les poissons est la suffocation causée par des filets trop grands ou par l'accumulation possible de débris dans le filet après 12 heures de pêche. Ainsi, de faibles taux de mortalité ont été signalés, en particulier dans les filets verveux (Stakėnas & Pilinkovskij, 2019). Les poissons capturés peuvent être récupérés vivants au niveau de la poche située à l'extrémité du filet.



**Figure 15** : schéma d'un filet à l'étalage (d'après He et al., 2021, modifié).

#### 6.4.4.1 Site d'échantillonnage

Étant donné que les filets à l'étalage ne peuvent être utilisés que dans des zones de courant, il convient de choisir des emplacements appropriés. Les filets à l'étalage peuvent être déployés dans le talweg du cours d'eau, afin de capturer les poissons migrant vers l'aval.

De grands verveux ont été utilisés avec succès dans les zones côtières et les lagunes (Stakėnas & Pilinkovskij, 2019). Comme pour les filets dérivants, il



convient avec les verveux de cibler les zones d'alimentation. Dans les lagunes lituaniennes, les captures d'esturgeons juvéniles de la Baltique ont été associées à des substrats sableux et limoneux (Stakėnas & Pilinkovskij, 2019).

#### *6.4.4.2 Période d'échantillonnage*

La période d'échantillonnage des esturgeons juvéniles à l'aide de filets à l'étalage dans les lagunes ou les parties inférieures des cours d'eau à faible débit devrait coïncider avec celle de la migration vers l'aval des juvéniles de l'année. Stakėnas & Pilinkovskij (2019) ont indiqué que la plupart des captures de juvéniles (juvéniles de l'année et d'un peu plus d'un an) d'esturgeons de la Baltique ont eu lieu entre avril et juin, lors de périodes d'alimentation particulièrement actives. Dans le Danube, des esturgeons juvéniles de l'année ont été capturés avec des trémails jusqu'en septembre, à une distance comprise entre 100 et 400 km de l'estuaire (Mihov et al., 2022; Paraschiv & Suciuc, 2005). Par conséquent, cibler les esturgeons juvéniles de l'année dans l'estuaire pourrait se faire à partir de la fin de l'été et tout au long de l'automne.

#### *6.4.4.3 Matériel et méthodes*

Afin d'augmenter les chances de capturer des esturgeons juvéniles de l'année, il est recommandé d'utiliser un ensemble de 4 à 5 filets à l'étalage mesurant environ 8 m de longueur, avec une maille étirée en nylon multifilament de 1,5 cm, une ouverture de filet comprise entre 1,8 et 4 m<sup>2</sup>, trois anneaux et une poche de collecte à l'extrémité dotée d'une maille de 1 cm. Les filets à étalage sont fixés à l'aide de piquets, enfoncés dans le substrat et ancrés en amont, en fonction du courant. L'ouverture du filet est maintenue par un cadre auquel est tendu le filet à l'étalage (Pravin et al., 2011).

#### *6.4.4.4 Inconvénients*

L'installation de filets à l'étalage nécessite des ressources humaines importantes et, selon le site d'échantillonnage, l'utilisation d'un navire plus grand peut même s'avérer nécessaire (Collas et al., 2021). De plus, il s'agit d'une méthode passive, qui nécessite de faire dériver les esturgeons juvéniles de l'année dans le filet. Par conséquent, si le site choisi n'est pas le bon ou si le filet ne couvre qu'une petite proportion du cours d'eau, un échantillonnage extensif peut être nécessaire.

### **6.4.5 Senne de plage**

La pêche à la senne peut être efficace pour l'échantillonnage des esturgeons juvéniles de l'année étant donné leur tendance à fréquenter les zones sablonneuses et peu profondes (Holčík, 1989). Ainsi, les sennes peuvent être utilisées pour capturer des esturgeons lorsqu'ils se trouvent dans cette phase initiale de leur cycle de vie, dans les zones à faible débit des cours d'eau et dans les deltas. Une senne de plage ou une senne coulissante (une senne équipée d'une poche pour récupérer les poissons) peut être utilisée ; elle est plus performante lorsque le substrat est lisse et propre. Pour être efficace, la ralingue de plomb doit rester en contact avec le substrat à tout moment, tandis que la ralingue flottante ne doit pas être submergée. D'après Guy et al. (2009), une senne standard mesure

9,1 m de long sur 1,8 m de haut et est constituée d'une maille Delta sans nœud de 6,4 mm de diamètre. Le centre de la poche se trouve au milieu du filet, à environ 4,6 m de chaque extrémité, mesure 1,8 x 1,8 x 1,8 m, et a le même type de maille. La ralingue de plomb est constituée d'une corde à âme en plomb de 29,5 kg tandis que la ralingue de flotteurs est constituée d'une corde flottante avec des flotteurs supplémentaires en éponge de chlorure de polyvinyle (50,8 mm de diamètre x 38,1 mm de long) placés tous les 30 cm. Les bourdons sont en bois et mesurent 2,5 m de long.

Toutefois, si elles sont disponibles, des sennes plus longues peuvent être utilisées, mais la taille des mailles doit être adaptée à la taille du poisson cible. Fadaee et al. (2006) ont marqué des esturgeons collectés par des pêcheurs commerciaux à l'aide de sennes de plage d'une longueur de 1000 m et d'une profondeur allant jusqu'à 10 m dans les eaux côtières de l'Iran.

La senne est une méthode active : une extrémité du filet est maintenue ou ancrée sur le rivage, tandis que l'autre extrémité est déplacée vers l'amont, tirée dans l'eau en formant un arc de 180°, puis ramenée avec le courant vers l'aval par 3 à 5 personnes jusqu'à l'autre extrémité ancrée. Si l'on utilise de grandes sennes, il est nécessaire d'utiliser un bateau pour mettre le filet à l'eau et un treuil pour le récupérer. La ralingue de plomb doit rester au fond de l'eau et la ralingue de flotteurs à la surface pendant toute la durée de la remontée (Guy et al., 2009). Les poissons sont piégés entre les deux extrémités du filet. Le filet est tiré vers la rive jusqu'à ce que tous les poissons aient été collectés et transférés dans un bac de stockage. De nombreux coups de senne doivent être réalisées dans les zones propices à la capture d'esturgeons juvéniles de l'année.



**Figure 16** : échantillonnage à la senne de plage réalisé depuis une rive peu profonde (© IGB, J. Gessner).

#### 6.4.5.1 Site d'échantillonnage

Pour que l'échantillonnage à la senne soit réussi, il convient d'éviter les obstacles tels que les grosses pierres et les troncs d'arbres. De plus, la profondeur de l'eau ne doit pas dépasser la hauteur de la senne de plage. Au moment de tirer la senne

vers l'aval, les opérateurs doivent s'assurer qu'ils tirent la senne plus rapidement que la vitesse du courant afin d'éviter que la senne ne se replie vers l'intérieur (Guy et al., 2009). Ainsi, la vitesse de l'écoulement ne doit pas excéder celle à laquelle la senne peut être tirée en toute sécurité.

#### 6.4.5.2 Période d'échantillonnage

L'échantillonnage à la senne doit être effectué en été ou en automne, lorsque les juvéniles de l'année sont encore présents et que le niveau de l'eau est généralement bas. L'échantillonnage peut être réalisé de jour comme de nuit, pour autant que les normes de sécurité soient respectées.

#### 6.4.5.3 Matériel et méthodes

L'échantillonnage à la senne ne nécessite qu'une senne fonctionnelle dont les dimensions sont adaptées à la zone d'échantillonnage. Pour les opérations, une équipe de 3 à 5 personnes (ou plus) est recommandée, en fonction de la taille de la senne et de l'équipement nécessaire pour ensuite manipuler les poissons échantillonnés (voir section **Error! Reference source not found.**).

#### 6.4.5.4 Inconvénients

L'échantillonnage à l'aide d'une senne ne convient que si les eaux où les esturgeons sont présents ne sont pas trop profondes et accessibles. Si ces zones sont trop profondes ou si la vitesse d'écoulement est trop élevée, il convient de recourir à d'autres méthodes.

### 6.5 Juvéniles et subadultes

Les juvéniles peuvent représenter le groupe le plus pertinent pour le suivi de l'état de la population. La présence de juvéniles corrobore le recrutement en cours dans la population. Dans la plupart des cas, les variations de l'abondance des juvéniles seraient détectables plus tôt que celles des adultes (Nilo et al., 2006). La détermination de l'âge des juvéniles est plus précise que celle des adultes lorsque l'on utilise des méthodes standard de détermination de l'âge (Bruch et al., 2009) et reflète donc mieux l'évolution réelle de la population d'esturgeons (par exemple, aucun biais n'est introduit par la sous-estimation de l'âge réel des adultes). Enfin, la survie des esturgeons juvéniles (par exemple, >1 an) est relativement élevée et constante (Gross et al., 2002; McDougall et al., 2020; Vélez-Espino & Koops, 2009), de sorte qu'un indice d'abondance ou des modifications de l'abondance pourraient refléter les tendances futures de la population (Haxton & Friday, 2020; Jager et al., 2002; McDougall, Pisiak et al., 2014). Quoi qu'il en soit, la période d'échantillonnage des esturgeons juvéniles et les interprétations qui en découlent doivent toujours tenir compte de la biologie de l'espèce échantillonnée (Haxton & Friday, 2020).

#### 6.5.1 Objectif de l'échantillonnage

- Suivi de l'efficacité de la reproduction et du recrutement dans la population
- Caractéristiques génétiques
- Évaluation de la taille et de l'état de la population

Les méthodes d'évaluation des populations peuvent varier en fonction du comportement des poissons et des habitats de leur cycle de vie. Tant les méthodes de pêche passive que les méthodes de pêche active peuvent être employées pour l'échantillonnage, mais l'analyse doit prendre en considération les inconvénients qu'elles présentent. Les méthodes actives ont l'avantage d'être indépendantes de l'activité du poisson ciblé. Parmi elles, le chalutage en eaux libres, qu'elles soient côtières ou lacustres, est la méthode la plus couramment appliquée.

### **6.5.2 Chaluts standardisés**

Étant donné que le nombre d'esturgeons dans les eaux côtières a considérablement diminué au cours des dernières décennies, il faut s'attendre à un grand nombre de captures nulles. L'évaluation de la capturabilité des esturgeons en tenant compte de la vitesse de chalutage, de la profondeur de l'eau, de la distance entre le filet et le bateau, de la forme, du matériau et de la taille du filet, ainsi que de la durée de l'opération, est cruciale pour obtenir des données fiables.

Idéalement, l'échantillonnage devrait suivre une approche aléatoire pour le choix du point de départ et d'arrivée du chalut, ainsi que pour la direction, le moment de l'échantillonnage et d'autres paramètres, afin d'éviter tout biais lié à l'expérience ou aux attentes préalables. L'engin, le matériel et les modalités d'utilisation du chalut (incluant le bateau, le moteur, la vitesse, la distance entre le bateau et le fond, ainsi que la durée) sont strictement standardisés dans le cadre de l'étude, garantissant ainsi leur reproductibilité.

#### *6.5.2.1 Matériel et méthodes*

Les tailles des chaluts mentionnées dans la littérature diffèrent. Par exemple, en mer Caspienne, des chaluts de 9 m et de 24,9 m sont utilisés pour les esturgeons (Khodorevskaya & Krasikov, 1999). Des chaluts plus petits (par exemple, 4,9 m ou 3,6 m) ont été utilisés dans des cours d'eau (Kennedy et al., 2007; Steffensen et al., 2015). En France, des chaluts d'une largeur de 12 m, d'une hauteur de 4 m et d'un maillage compris entre 20 et 60 mm (Lamour et al., 2024) ou d'une largeur de 13 m, d'une hauteur de 3,5 m et d'un maillage de 70 mm (Rochard et al., 2001) ont été utilisés. D'autres options ont été rapportées : des chaluts benthiques à petites mailles utilisant un standard nord-américain avec un filet à mailles lourdes de type Delta de 3,2 mm, ou des chaluts à grandes mailles (19,2 mm), constitués de cordes Spectra numéro 9 pour la corde de dos et de cordes Spectra numéro 12 pour le bourrelet (Guy et al., 2009). La dimension des mailles influence la traînée du filet et joue un rôle sur la taille des poissons capturés. Pour les campagnes d'évaluation, il est recommandé d'utiliser de petits chaluts de fond adaptés à l'environnement, avec une ouverture horizontale de 30 m au maximum et une ouverture verticale de 10 m au maximum. Le maillage du chalut doit être d'au moins 12 mm ou, de manière optimale, de 16 mm au niveau du cul de chalut.

Le navire doit être suffisamment puissant pour tirer le chalut correspondant et disposer d'un espace suffisant pour accueillir un vivier dont les dimensions doivent être deux fois supérieures à celles du plus gros poisson susceptible d'être capturé,

avec un renouvellement continu de l'eau (Figure 17). Les poissons doivent être manipulés dans une civière de taille suffisante munie de poignées en acier (Figure 18). Deux supports devraient être utilisés pour fixer la civière en vue de la manipulation et de l'échantillonnage. Une balance suspendue est utilisée pour peser les plus gros poissons tout en les maintenant dans la civière. Un système adapté pour libérer le poisson sans risquer de le blesser doit être mis en œuvre, en particulier pour les gros poissons (Figure 18).

Les chaluts sont remorqués par de grands navires. Khodorevskaya & Krasikov (1999) ont utilisé des funes d'une longueur de 80-100 m à des profondeurs de remorquage comprises entre 3 et 15 m, et d'une longueur d'environ 150 m à des profondeurs de remorquage comprises entre 25 et 50 m et d'environ 450 m à des profondeurs inférieures à 50 m, à une vitesse de remorquage de 2,5 nœuds. Le chalutage a été jugé plus efficace lorsque le cycle des marées et la direction du cap favorisent des vitesses de bateau plus élevées (Rochard et al., 2001).



**Figure 17 :** bateau pour le chalutage (à gauche, © INRAE, R. Le Barh) et déploiement d'un chalut benthique de 14 m de long environ à partir d'un navire de recherche (à droite, © INRAE, M. L. Acolas).

La durée totale de chaque trait de chalut devrait être de 30 minutes exactement, afin de normaliser l'effort d'échantillonnage, de réduire au minimum les dommages causés aux poissons et de faciliter la remise à l'eau des poissons en toute sécurité.

L'engin doit rester en contact avec le fond pendant les 30 minutes que dure la campagne d'évaluation par chalutage. L'effort doit couvrir une proportion fixe de la zone du plateau à des profondeurs pertinentes (~10-65 m).





**Figure 18** : civière de taille adéquate utilisée pour relâcher les esturgeons depuis un grand navire de recherche (© INRAE, R. Le Barh).

L'équipement requis comprend :

- Navire de recherche (suffisamment puissant pour maintenir une vitesse de chalutage comprise entre 2,5 et 4,5 nœuds)
- Chalut de fond d'une ouverture horizontale maximale de 30 m et d'une ouverture verticale maximale de 10 m
- Funes d'une longueur suffisante pour couvrir les profondeurs concernées
- Vivier adapté pour les gros poissons, équipé d'une réserve d'eau, de civières, d'un ruban de mesure et d'une balance suspendue

Un chalutier de taille adéquate dispose généralement d'un équipage de plus de trois personnes. De plus, l'équipe chargée de l'échantillonnage devrait comprendre 2 à 3 personnes, y compris le responsable scientifique en charge de la supervision.

#### 6.5.2.2 Inconvénients

L'échantillonnage au chalut est une méthode coûteuse car elle nécessite un navire de recherche, de grands chaluts et une équipe nombreuse. De plus, il existe un risque que le chalut de fond s'emmêle ou se perde (Dettmers et al., 2001).

#### 6.5.3 Trémails/filets maillants

Les esturgeons juvéniles sont vulnérables aux filets maillants (Haxton et al., 2014; McDougall, Barth et al., 2014; Pratt et al., 2014). Stakénas et al. (2021) ont indiqué que les filets maillants dont le maillage varie entre 50 et 70 mm engendre le plus de prises accidentelles d'esturgeons baltes juvéniles (principalement de 1 à 2 kg). Afin de cibler des esturgeons jaunes juvéniles de tailles et d'âges différents, des filets monofilament multi-maillages avec des mailles étirées de 25,4, 50,8, 76,2, 127,0 et 152,4 mm ont été utilisés (McDougall, Barth et al., 2014) ainsi que des filets maillants standard nord-américains avec des mailles étirées de 38, 51, 64, 76, 89, 102, 114 et 127 mm cousues ensemble dans un ordre aléatoire. Ces filets avaient une profondeur de 1,8 m et une longueur de 24,8 m (Haxton et

al., 2014). Il est également possible de combiner des filets de différentes tailles de maille pour former un seul filet continu.

#### *6.5.3.1 Matériel et méthodes*

Les trémails peuvent également constituer un moyen efficace pour échantillonner les esturgeons juvéniles (Grohs et al., 2009 ; Hamel et al., 2014 ; Hammen et al., 2018). Des esturgeons à museau plat de 233 à 850 mm de longueur totale (LT) ont été échantillonnés à l'aide de trémails [mailles externes : 304,8 mm (fil de nylon multifilament numéro 9) ; mailles (internes) du panneau central : 50,8 mm (fil de nylon multifilament numéro 139)] de 30,5 m de long composés d'une ralingue plombée de 13,6 kg et d'une ralingue de flotteurs à âme en mousse de 12,7 mm et d'une hauteur de 1,8 m. Des trémails fixes de 25 m x 2,5 m, avec des mailles internes de 40 mm et des mailles externes de 200 mm, déployés dans des bassins profonds, ont été utilisés dans le Haut-Danube pour capturer des sterlets de tailles comprises entre 540 et 920 mm de longueur totale (Neuburg & Friedrich, 2023).

Voir aussi la section 6.4.2.5.

#### *6.5.3.2 Inconvénients*

Par rapport aux chaluts benthiques, les filets sont une méthode plutôt bon marché. Toutefois, appartenant aux méthodes de pêche passives, les filets fixes nécessitent que les esturgeons juvéniles soient actifs pour se déplacer dans les filets et être capturés. Lorsque les esturgeons sont rares, l'effort nécessaire pour en capturer un nombre suffisant peut être assez important.

#### **6.5.4 Site d'échantillonnage**

La sélection des sites, effectuée avant l'échantillonnage, doit respecter les principes de l'échantillonnage aléatoire afin d'éviter les biais, en particulier dans les zones d'agrégation. Les sites devraient inclure toutes les profondeurs connues où l'espèce cible est présente. Pendant le chalutage, le navire doit, dans la mesure du possible, se déplacer dans des directions aléatoires. Chaque trait de chalut est consigné avec mention des coordonnées GPS des points de départ et d'arrivée, qui sont obtenues dès que le filet entre en contact avec le fond.

Pour l'esturgeon du Golfe du Mexique, la capture des juvéniles a mieux fonctionné à l'embouchure des cours d'eau qu'en amont de ceux-ci (Novak et al., 2017; Peterson et al., 2016; Sulak & Clugston, 1998). Des esturgeons juvéniles du Golfe du Mexique d'une longueur maximale de 1000 mm sont restés à l'embouchure des cours d'eau et n'ont pas migré vers l'extérieur avec les subadultes et les adultes (Peterson et al., 2016; Sulak & Clugston, 1998). Des esturgeons russes juvéniles ont été capturés dans des chaluts et des filets maillants dans les embouchures de cours d'eau et dans les zones situées avant les estuaires dans le nord de la mer Caspienne (Levin, 1971). Des juvéniles d'esturgeons russes, étoilés, bélugas et à barbillons frangés ont été échantillonnés près d'une zone de fraie située à l'embouchure d'un cours d'eau et à ~25 km plus loin (Zakharyan, 1972). Toutefois, Rochard et al. (2001), Lamour et al. (2024) ainsi que Holostenco et al. (2013) ont

fait état de zones spécifiques où les juvéniles se regroupent et d'autres zones où les captures sont moins nombreuses. Des modèles similaires de zones préférentielles ont été observés pour les juvéniles d'esturgeons de l'Atlantique (Novak et al., 2017) et d'esturgeons du Golfe du Mexique (Peterson et al., 2016) dans les campagnes d'évaluation utilisant la télémétrie.

#### **6.5.5 Période d'échantillonnage**

Alors que Rochard et al. (2001) et Lamour et al. (2024) ont pu capturer des esturgeons européens juvéniles à chaque saison dans l'estuaire de la Gironde, Holostenco et al. (2013) et Maximov et al. (2014) ont rapporté le plus grand nombre de captures d'esturgeons étoilés, bélugas et russes juvéniles en été et en automne (uniquement d'esturgeons étoilés). Rochard et al. (2001) ont également rapporté la plus forte CPUE en été. Dans la lagune de Courlande ainsi que dans la mer Baltique en Lituanie, les captures les plus importantes d'esturgeons de la Baltique ont été signalées en automne, mais les résultats sont basés sur la pêche commerciale et dépendent donc de l'effort de pêche des pêcheurs commerciaux, qui n'est souvent pas comparable d'une saison à l'autre (Stakėnas et al., 2021). L'esturgeon de l'Atlantique avait tendance à utiliser l'estuaire de la rivière Saco entre le printemps et l'automne, émigrant jusqu'en novembre, probablement vers des zones d'hivernage en dehors de l'estuaire (Novak et al., 2017). Par conséquent, le ciblage des esturgeons juvéniles pourrait être plus efficace pendant l'été et l'automne, lorsqu'ils se nourrissent activement.

#### **6.5.6 Analyse**

L'effort de pêche est considéré comme le temps de chalutage ou la distance parcourue par le chalut. Pour les chaluts de fond, la CPUE est exprimée en calculant le nombre de poissons capturés par intervalles de temps de chalutage (Guy et al., 2009). Pour les filets maillants ou les trémails, la CPUE est exprimée en calculant le nombre de poissons capturés par le nombre d'heures pendant lequel le filet a été dans l'eau ou par la longueur du filet tendu multiplié par le nombre d'heures. Pour les campagnes d'évaluation par chalutage, il est indispensable de déterminer l'ouverture effective du filet (largeur x hauteur) afin de calculer correctement la CPUE.

La capturabilité ( $q$ ) n'est pas constante (Gordoa & Hightower, 1991; Kotwicki et al., 2014) et peut fluctuer en raison de divers facteurs : spatio- (Casey & Myers, 1998; Godø et al., 1999; Kotwicki et al., 2013; Zhang et al., 2020) temporel (Kotwicki et al., 2013), si la capture a lieu de jour ou de nuit (Casey & Myers, 1998; Huse et al., 2001), la saison (Casey & Myers, 1998), des changements dans l'abondance des espèces cibles (Kotwicki & Ono, 2019), de l'engin utilisé (Cadrin et al., 2016; Kotwicki & Ono, 2019), des espèces (Fraser et al., 2007; Young et al., 2019), de la taille (Fraser et al., 2007, 2008; Heino et al., 2011) et du comportement des poissons (Cadrin et al., 2016) ainsi que des avancées technologiques (Eigaard et al., 2014). La variabilité de la capturabilité contribue à l'imprécision des estimations d'abondance.



Par exemple, si la capturabilité est maintenue constante à des abondances de population réellement faibles, les abondances estimées seront exagérément « gonflées » (Cadrin et al., 2016; Kotwicki & Ono, 2019), ce qui pourrait conduire à des limites de pêche moins restrictives et à des objectifs de reconstruction qui ne sont pas assez ambitieux (Cadrin et al., 2016). La capturabilité lors des campagnes d'évaluation par chalutage devrait idéalement être réévaluée pour réduire les incertitudes sur l'abondance des stocks (Cadrin et al., 2016). En outre, la capturabilité devrait être évaluée pour chaque catégorie de taille de chaque espèce afin d'obtenir des estimations plus précises sur un site d'échantillonnage donné (Fraser et al., 2007). Pour l'évaluation, on peut utiliser soit une série d'émetteurs acoustiques accrochés au sondeur, soit une caméra vidéo immergée, à condition que la visibilité soit suffisante. La capturabilité serait le rapport entre le nombre de poissons capturés et le nombre de poissons pouvant être capturés. On considère qu'il faut au moins 20 traits de chalut pour évaluer efficacement la capturabilité. Une autre méthode pour évaluer la capturabilité consisterait à effectuer des échantillonnages répétés, par exemple en chalutant plusieurs fois la même section du plateau côtier dans les deux directions, soit sur le même trajet, soit sur un trajet très proche, et à estimer la probabilité de détection (MacKenzie et al., 2017).

### **6.5.7 Étude de cas : Juvéniles - Esturgeon européen de l'estuaire de la Gironde**

*Le système Gironde-Garonne-Dordogne en France abrite une population d'esturgeons européens qui a été largement soutenue par des programmes d'empoissonnement à des fins de conservation (empoissonnement entre 2007-2015). L'estuaire est utilisé par des esturgeons européens juvéniles depuis plusieurs années comme habitat de nourricerie et couloir de migration et fait l'objet d'un suivi régulier depuis 2009 pour évaluer la santé de la population et l'efficacité de l'empoissonnement. Cependant, l'utilisation de l'habitat et les facteurs qui poussent les poissons à choisir tel ou tel habitat demeurent encore mal compris.*

*Lamour et al. (2024) ont analysé la sélection des habitats par l'esturgeon européen dans l'estuaire et l'influence des facteurs environnementaux sur la base de campagnes d'évaluation par chalutage (1022 traits de chalut) dans l'estuaire de la Gironde et de captures ultérieures de 452 esturgeons (longueur à la fourche (LF) entre 25,5-154 cm) entre 2010 et 2018. Tous les deux mois, environ 20 traits de chalut répartis sur 20 zones d'échantillonnage rectangulaires ont été réalisés pour permettre une couverture homogène de la région, en utilisant un chalut de fond de 21 m de long avec un maillage décroissant (60-20 mm) et une ouverture maximale de 12 m de largeur et 4 m de hauteur. Des zones d'échantillonnage rectangulaires ont été délimitées dans les secteurs mésohalin et polyhalin de l'estuaire mais limitées dans l'espace par le chenal de navigation et la présence d'épaves et de hauts-fonds. La durée moyenne d'une opération de chalutage était de  $\pm 30$  minutes (écart-type 8 min) et la distance moyenne parcourue était de  $\pm 3,9$  km (écart-type 0,7 km). Pour l'analyse, les individus ont été classés en deux groupes :*

1) les « Estuarine Dwellers » (ED, longueur à la fourche <68 cm), soit les individus vivant principalement dans l'estuaire et

2) les « Sea Explorers » (SE, longueur à la fourche ≥68 cm, pouvant effectuer des migrations en mer.

Les auteurs ont effectué des analyses de « points chauds » sur une base saisonnière pour localiser les concentrations d'ED et de SE et ont exploré les variables environnementales en tant que facteurs potentiels.

Des ED et des SE ont été capturés dans les parties mésohaline et polyhaline de l'estuaire pendant toutes les saisons, mais les densités variaient selon les saisons. Les densités les plus élevées ont été observées en automne pour les SE et pendant toutes les saisons sauf le printemps pour les ED. Les deux groupes ont utilisé des zones communes situées dans la partie aval de l'estuaire (chevauchement de 26 à 33 %), sauf en automne (chevauchement de 12 %). Les principaux facteurs abiotiques expliquant à 76 % le choix de l'habitat, quelque soient les saisons, étaient la température de l'eau et la hauteur de la colonne d'eau, la salinité et la concentration de matières en suspension, ainsi que la vitesse du courant de fond.

La sélection de l'habitat a été observée pour SE à toutes les saisons et pour ED en été et en hiver. Étant donné que les ED utilisent principalement l'estuaire, ils sont sans doute bien adaptés à la gamme de variables abiotiques caractéristiques de cet environnement, bien que d'autres facteurs puissent probablement jouer un rôle au printemps et à l'automne. Au cours de l'été et de l'hiver, les ED ont occupé à la fois des habitats en aval et des zones en amont avec une salinité plus faible mais une température de l'eau plus élevée. Les SE ont été principalement observés en aval dans des zones plus profondes avec une salinité plus élevée et une température de l'eau plus basse que dans le reste de l'estuaire, sauf en hiver, où des zones avec des températures de l'eau plus élevées ont été choisies. En été, la température de l'eau semble être le facteur limitant pour les SE, puisque les zones avec les températures de l'eau les plus basses ont été choisies et que les densités les plus faibles ont été observées.

Les auteurs ont pu montrer des chevauchements de « points chauds » en aval entre la population d'élevage et les anciennes cohortes sauvages, tandis que les anciens « points chauds » en amont ont disparu très probablement en raison des changements environnementaux survenus au cours des dernières décennies. Néanmoins, les résultats mettent en évidence des zones importantes pour les deux groupes et sont utiles pour concevoir des mesures de conservation.

## **6.6 Adultes**

### **6.6.1 Objectif de l'échantillonnage**

L'échantillonnage des adultes est effectué pour estimer la taille de la population de géniteurs ou pour trouver d'importants habitats de reproduction, d'hivernage ou d'alimentation. Le suivi à long terme de l'évolution des populations fournit des informations sur leur développement et pourrait éventuellement révéler l'existence

de goulets d'étranglement. Néanmoins, le suivi du recrutement dans la population semble être plus efficace pour détecter les changements au niveau de la population, notamment en raison de la longévité des esturgeons et donc de la lenteur de réaction des poissons adultes.

Le suivi des esturgeons adultes pose des difficultés. En effet, il existe un décalage temporel considérable entre l'instauration d'une mesure de gestion et la réaction à cette mesure ; ce décalage rend le suivi à long terme non seulement coûteux mais aussi potentiellement dépourvu de puissance statistique pour détecter tout changement, à moins que la réaction de la population ne soit drastique. En outre, le suivi d'une population de géniteurs en aval d'une barrière à la migration peut donner l'impression erronée que la population est en bonne santé en raison de sa longévité ; les problèmes de recrutement peuvent passer inaperçus jusqu'à ce que la population décline.

Cela dit, les esturgeons adultes peuvent être suivis par de multiples moyens. La pêche commerciale (Mailhot et al., 2011), les prises accidentelles (Dadswell et al., 2016, 2017; Stokesbury et al., 2014) et la pêche récréative (Baker & Borgeson, 1999; Bruch, 2008; Dieterman et al., 2010) sont de bonnes sources d'échantillons biologiques et sont parfois la seule source de données pour certains stocks (Iorga et al., 2011). Néanmoins, si les échantillons proviennent de poissons capturés, cela signifie que ces poissons sont retirés de la population et ne reflètent que l'état de celle-ci à un moment donné. Le suivi des adultes peut fournir des informations importantes sur les périodes de migration, la taille de la population, l'utilisation de l'habitat et la fréquence de la fraie.

### **6.6.2 Techniques hydroacoustiques**

Les techniques hydroacoustiques les plus courantes pour suivre les populations d'esturgeons sont le sonar à balayage latéral et le sonar d'identification à double fréquence (DIDSON). Toutefois, les sonars à balayage latéral semblent constituer la méthode la plus couramment utilisée dans les études ces dernières années.

Les techniques hydroacoustiques constituent un outil alternatif et non invasif pour détecter, dénombrer et suivre les esturgeons dans les cours d'eau grâce à des technologies sonar qui produisent des ondes sonores. À l'origine, ces technologies étaient utilisées pour cartographier les caractéristiques des fonds marins et recueillir des informations sur les environnements sous-marins grâce à la réflexion des ondes sonores, afin de cartographier les habitats et de déterminer leur adéquation (Kaeser & Litts, 2010; Walker & Alford, 2016). Les poissons sont essentiellement repérés grâce à des informations de forme tirées de leurs ombres acoustiques ou de leurs silhouettes (Langkau et al., 2012). Ces ombres peuvent être mesurées à l'aide d'un logiciel d'imagerie [par exemple, Hughes et al. (2018)]. Les techniques hydroacoustiques sont utilisées pour prouver la présence d'esturgeons ou pour compter les esturgeons dans les zones de fraie ou d'hivernage. En général, l'évaluation des grands poissons (>1 m) est plus facile mais l'identification des espèces reste difficile lorsque plusieurs espèces d'esturgeons coexistent dans un système. Des déductions sont faites sur la base de la taille des poissons ou de la période de migration si les espèces diffèrent de

manière significative (Auer & Baker, 2007). L'observation des poissons en train de frayer dans les eaux plus profondes peut être facilitée par des techniques de sonar visuel, mais en raison de l'angle visuel limité, ces méthodes ne fournissent pas une vue d'ensemble, mais plutôt des images sectorielles. Les eaux très turbides peuvent limiter l'applicabilité de ces méthodes en raison des signaux différés. Néanmoins, les techniques hydroacoustiques ont été utilisées avec succès dans des eaux modérément turbides (Hughes et al., 2018) et peuvent faciliter le processus de planification pour d'autres efforts de suivi (mise en place de tapis de collecte d'œufs, emplacements pour les filets), car de vastes zones peuvent être étudiées moyennant des efforts raisonnables (Poytress et al., 2015). Flowers & Hightower (2013) ont étudié six systèmes de rivière à la recherche d'esturgeons blancs et ont réussi à les détecter dans cinq d'entre eux.

En outre, les études hydroacoustiques ont permis d'obtenir des estimations de population similaires à celles des études basées sur la méthode CMR, tout en requérant moins de temps (Hughes et al., 2018; Mora et al., 2015).

Les échosondeurs à balayage latéral produisent des images de la colonne d'eau et du fond des deux côtés du bateau. La portée de l'image peut généralement être réglée et dépend de la profondeur de l'eau ; elle est généralement plus faible dans les eaux peu profondes et les objets situés au bord de l'image deviennent flous. La plupart des dispositifs à balayage latéral prennent en charge différentes fréquences ; toutefois, les fréquences plus élevées donnent des images de meilleure résolution et sont généralement utilisées pour détecter les poissons (Kazyak et al., 2020). Les fréquences rapportées étaient comprises entre 600 kHz (Thomas & Haas, 2002) et 1600 kHz (Kazyak et al., 2020) et des largeurs de fauchée de 50-70 m (25-35 m de chaque côté du bateau) ont été couvertes (Andrews et al., 2020; Flowers & Hightower, 2013; Johnson et al., 2016; Kazyak et al., 2020) mais cela dépendait de la profondeur de l'eau. La vitesse de prospection optimale se situe entre 4,5 et 10 km/h (Kazyak et al., 2020) et idéalement autour de 8 km/h (Kaeser & Litts, 2010). Des échosondeurs ont été utilisés pour détecter et compter des esturgeons chinois (*Acipenser sinensis*) dans les fleuves Amour et Yangtze (Gao et al., 2016; Zhang et al., 2014). Un tronçon de 16 km de long a été couvert en zigzaguant en direction de l'aval. Les esturgeons ont été repérés sur la base des caractéristiques du signal acoustique renvoyé.

En outre, le sonar à balayage latéral peut être utilisé pour recenser les esturgeons de plus grande taille (>1 m) présents dans une zone. En général, les comptages de poissons effectués le long de transects sur des sites spécifiques peuvent être utilisés pour modéliser l'abondance de la population (Flowers & Hightower, 2013; Hughes et al., 2018). Des passages successifs sur un transect peuvent réduire la variation des comptages à l'intérieur d'un site (Hughes et al., 2018). La plupart des estimations obtenues à partir de relevés de sonar à balayage latéral représentent la population adulte, car il est difficile de repérer avec certitude les individus de moins d'un mètre. Toutefois, Andrews et al. (2020) ont pu détecter des esturgeons à museau court (*Acipenser brevirostrum*) d'une longueur inférieure à 1 m (25-149 cm) et obtenir des estimations fiables de la population dans la rivière Saint-Jean.

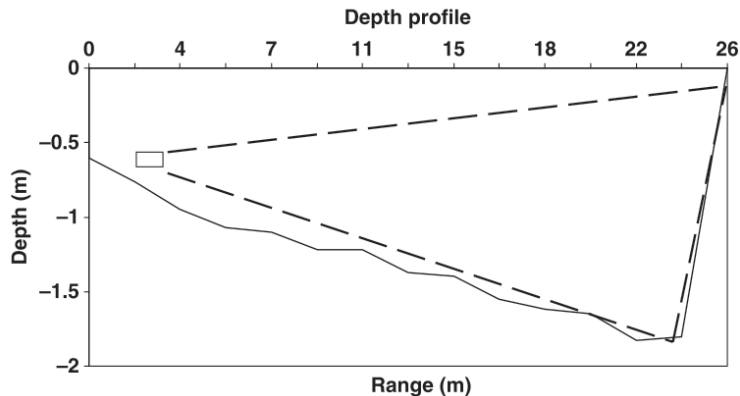
Crossman et al. (2011) ont pu compter des esturgeons blancs et estimer de manière fiable la taille des poissons observés à l'aide d'un sonar DIDSON fixe, à des distances d'environ 20 m. Une méthode mobile, consistant en des passages successifs sur des transects avec un sonar DIDSON, a été utilisée pour l'esturgeon vert (*Acipenser medirostris*) afin d'estimer la densité des esturgeons dans la zone échantillonnée (Mora et al., 2015).

Auer & Baker (2007) ont utilisé un échosondeur fixe à faisceau divisé fonctionnant à 200 kHz et un transducteur à faisceau elliptique  $4 \times 10^\circ$  avec une portée en champ proche de 1,7 m pour estimer le nombre d'esturgeons migrant vers une zone de fraie. L'installation nécessitait toutefois que les esturgeons franchissent ce tronçon de rivière et était limitée aux petits cours d'eau ( $\sim 30$  m de largeur et maximum 3 m de profondeur dans cette étude). L'identification des espèces s'est appuyée sur des expériences de discrimination des intensités des signaux réfléchis. Le sonar fixe à faisceau divisé a permis de suivre la direction des déplacements des esturgeons.

#### 6.6.2.1 Site d'échantillonnage

En général, les techniques hydroacoustiques peuvent être utilisées dans de nombreux cours d'eau de tailles différentes pour détecter et identifier les esturgeons. Cependant, les sites étudiés présentaient des profondeurs d'environ 10 m ou moins et généralement  $> 2$  m (Andrews et al., 2020; Hughes et al., 2018; Vine et al., 2019). Les conditions idéales sont des eaux peu profondes et à faible courant sur un fond sablonneux ou d'autres substrats fins, mais des problèmes peuvent survenir lorsque des substrats compliqués ou de grande taille sont présents et que de forts courants se produisent, car des bulles d'air peuvent nuire à l'efficacité du dispositif (Hughes et al., 2018). Une vérification manuelle des images peut être nécessaire pour différencier les ombres acoustiques des poissons de celles d'autres obstacles, tels que des dunes de sable (Andrews et al., 2020).

Les conditions idéales pour les installations fixes sont similaires et comprennent un substrat mou et sablonneux, un écoulement laminaire pour réduire la production de bulles d'air interférant avec les signaux acoustiques et une section transversale du cours d'eau non obstruée (par exemple, par des rochers ou des débris) (Auer & Baker, 2007) ainsi qu'une pente descendant progressivement (Figure 19) pour couvrir toute la colonne d'eau (Crossman et al., 2011).



**Figure 19** : profil idéal du fond d'un cours d'eau pour les relevés hydroacoustiques fixes. Les pentes graduellement descendantes excluent les zones d'ombre acoustique où les détections sont impossibles à réaliser (d'après Auer & Baker, 2007, modifié).

Traduction des termes de la figure 19 : *Depth (m)* = Profondeur (m) ; *Depth profile* = Profil de profondeur ; *Range (m)* = Portée (m)

#### 6.6.2.2 Période d'échantillonnage

Lorsque l'objectif des relevés hydroacoustiques est de compter les esturgeons et d'obtenir des estimations d'abondance, il convient de choisir des « fenêtres de temps » au cours desquelles les espèces respectives se regroupent. Andrews et al. (2020) ont ciblé l'esturgeon à museau court dans son habitat d'hivernage et ont pu obtenir des estimations comparables à celles des relevés CMR. Gao et al. (2016), Johnson et al. (2016), Mora et al. (2015) ont tenu compte de la période de fraie pour le comptage des esturgeons.

#### 6.6.2.3 Matériel et méthodes

Pour mener des campagnes de prospection à l'aide d'un sonar à balayage latéral, il est nécessaire d'utiliser un sonar monté sur un bateau, relié à un GPS pour la collecte des données de position. Le dispositif hydroacoustique est généralement monté sur la coque du bateau ou sur une perche, à environ un mètre dans la colonne d'eau. Lorsqu'un poisson est utilisé, il doit être remorqué à une hauteur au-dessus du fond de 10 à 20 % de la portée latérale.

Les systèmes fixes, tels que les sonars DIDSON, peuvent nécessiter une installation plus élaborée, incluant un support dédié pour positionner l'appareil ainsi qu'une source d'alimentation, en particulier pour les campagnes de longue durée. Cependant, une fois installés, ces systèmes permettent un suivi sur une période prolongée dans un tronçon de rivière ou un canal de déviation spécifique.

#### 6.6.2.4 Analyse

La collecte d'un grand nombre d'images de transects nécessite une analyse des données, suivie d'un comptage ultérieur des poissons. Ce processus est à la fois complexe et chronophage. Même si des outils d'apprentissage automatique peuvent être utilisés pour compter les poissons (Andrews et al., 2020), ces outils

doivent être calibrés et des vérifications manuelles peuvent être nécessaires pour distinguer les poissons des obstacles. À cette fin, des leurres immergés dans la zone d'échantillonnage du transducteur peuvent être utiles pour avoir des tailles de référence claires à portée de main afin de calibrer les résultats (Dewayne Fox, comm. pers.).

Les estimations de la taille des populations peuvent être obtenues à l'aide de modèles de mélange N (*N-mixture*) (Hughes et al., 2018; Vine et al., 2019) ou en estimant les densités d'esturgeons dans une zone échantillonnée, puis en mettant cette estimation en rapport avec la superficie totale du site d'étude (Mora et al., 2015). Les modèles de mélange N ont été développés pour évaluer la variation spatio-temporelle de l'abondance pour les petites populations ou les populations ayant de faibles probabilités de détection en raison du comportement secret des poissons qui la composent (Royle, 2004). La détection de la présence d'esturgeons à grande échelle peut être obtenue à l'aide de modèles d'occupation (Flowers & Hightower, 2013). Les modèles d'occupation visent à estimer la proportion de sites occupés par l'espèce concernée sur la base d'une méthode d'échantillonnage impliquant plusieurs visites sur un site, ce qui permet d'estimer les probabilités de détection et la proportion de sites occupés (Mackenzie et al., 2002). Une évaluation simple par comptage a permis d'identifier les habitats de fraie et de détecter les zones de plus grande abondance d'esturgeons blancs, caractérisées par un nombre plus important d'individus (Johnson et al., 2016). Les comparaisons entre les études hydroacoustiques et les études CMR ont montré des résultats similaires dans l'estimation de la taille des populations (Andrews et al., 2020; Hughes et al., 2018; Mora et al., 2015).

En plus de permettre de collecter des données sur divers aspects des populations de poissons (estimations de l'abondance, utilisation de l'habitat et répartition des poissons par taille), les études hydroacoustiques sont généralement efficaces pour cartographier les habitats étudiés avec précision (Kaeser & Litts, 2010).

#### 6.6.2.5 *Inconvénients*

Si les techniques hydroacoustiques offrent la possibilité d'obtenir des estimations de populations de grands individus, les données démographiques telles que les courbes de croissance ou les proportions des sexes ne peuvent pas être déterminées (Hughes et al., 2018). De plus, pour détecter et identifier les esturgeons en toute discrétion, les observateurs doivent être expérimentés. Les poissons qui reposent sur le sol et ne présentent pas d'ombre acoustique peuvent être difficiles à détecter, en particulier dans les zones présentant des substrats durs et de nombreux obstacles. La probabilité de détection est influencée par l'orientation de l'esturgeon par rapport au transducteur (angulaire ou parallèle), s'il est dissimulé dans l'ombre hydroacoustique d'objets et s'il est situé directement sous le sonar (Hughes et al., 2018). De plus, la collecte de plusieurs enregistrements hydroacoustiques nécessite un espace de stockage important.



### 6.6.3 Autres méthodes

Les esturgeons se rassemblent pendant la période de fraie, ce qui en fait un moment idéal pour l'échantillonnage, car cela peut accroître les chances de réussite de celui-ci (Bruch & Binkowski, 2002). Cependant, les méthodes de suivi invasives, comme la capture de géniteurs mûrs à l'aide de filets, peuvent dissuader ces poissons de frayer en raison du stress, ce qui a un effet négatif sur le développement de la population. Alors que certaines populations d'esturgeons jaunes fraient dans des eaux peu profondes (Bruch & Binkowski, 2002) où il est possible d'effectuer des observations visuelles et des comptages de géniteurs (Tucker et al., 2021), la reproduction de nombreuses espèces a lieu dans des eaux profondes (Bouckaert et al., 2014) ou turbides (Tucker et al., 2021), où les observations visuelles ne sont pas possibles. Les observations visuelles, lorsqu'elles sont possibles, doivent être effectuées vers midi, lorsque le soleil permet de maximiser les possibilités d'observation en raison de la pénétration de la lumière (Tucker et al., 2021). Les observations peuvent être effectuées depuis le rivage, un bateau ou à l'aide d'un drone.

Les géniteurs sont capturés sur place à l'aide de différentes techniques, telles que des épuisettes trapézoïdales de grande taille (Smith & Baker, 2005; Tucker et al., 2021) ou des filets maillants à mailles larges, déployés sur de courte durée (Dumont et al., 2011; Haxton, 2006). Les trémails et les filets maillants sont largement utilisés pour capturer les esturgeons adultes et se sont révélés efficaces par rapport à d'autres types d'engins (Spindler et al., 2009). Les filets maillants en fil monofilament et à mailles multiples (2 m de haut et 60 m de long, 30 m de maille étirée de 203 mm, 20 m de 254 mm et 10 m de 305 mm) posés parallèlement au courant pendant 60 à 90 minutes ont été efficaces pour capturer des esturgeons jaunes de 66 à 184 cm (Dumont et al., 2011). Des filets ont également été posés en diagonale ou perpendiculairement à l'écoulement lorsque les conditions le permettaient ou dans des remous (Haxton, 2006). En dehors de la période de fraie, les esturgeons adultes pourraient être ciblés par des filets maillants à très larges mailles dans les habitats d'alimentation (Baker & Borgeson, 1999; Haxton et al., 2014; Haxton & Friday, 2019). En Amérique du Nord, un protocole standardisé utilisant des filets maillants à mailles multiples incorporant des panneaux de 204, 230, 255 et 306 mm de maille étirée cousus ensemble dans un ordre aléatoire, d'une profondeur de 2,13 m et d'une longueur totale de 24,8 m, a été suivi pour fournir un indice de l'abondance relative de l'esturgeon jaune adulte dans plusieurs cours d'eau. Les filets ont été posés avec des ancrs perpendiculaires à la rive lorsque les débits le permettaient ou à un angle (par exemple, 45°) lorsque les débits étaient jugés suffisamment importants pour entraver l'efficacité d'une pose perpendiculaire, pour une durée moyenne de 22 heures (minimum 18 heures, maximum 26 heures) (Haxton et al., 2014, 2018).

Dans le Bas-Danube, des géniteurs adultes sont capturés à l'aide de trémails d'un maillage interne de 60 à 100 mm et externe de 400 à 500 mm qui dérivent dans le chenal principal à l'aide d'un bateau et d'un dispositif flottant (« ancre flottante ») qui est tiré par le courant (Marian Paraschiv, comm. pers.). Dans le



Haut-Danube, des sterlets adultes sont capturés à l'aide de trémails fixes d'un maillage interne de 40 mm et externe de 200 mm (Neuburg & Friedrich, 2023).

Le chalutage est un moyen d'échantillonner les esturgeons dans les grandes masses d'eau (Dadswell et al., 2016; Khodorevskaya & Krasikov, 1999). Toutefois, les chaluts à panneaux se sont révélés être une méthode d'évaluation très inefficace pour capturer l'esturgeon blanc (*Scaphirhynchus albus*) dans le fleuve Mississippi, car les poissons occupaient des structures dunaires dans le chenal principal, où les chaluts ne donnaient pas de bons résultats (Steffensen et al., 2015).

Une autre méthode utilisée principalement du début du printemps à la fin de l'été en Amérique du Nord consiste à poser des lignes calées au fond pour capturer des esturgeons subadultes et adultes ; ces lignes sont d'une longueur de 100 m et sont dotées de 25 avançons avec des hameçons 7/0 pour la pêche en mer. Les lignes calées sont déployées pour des intervalles de 24 à 48 heures à des profondeurs d'eau de 2 à 16 m et munies d'une variété d'appâts (Bauman et al., 2011). Les lignes calées au fond se sont avérées plus efficaces pour échantillonner l'esturgeon blanc que les filets maillants (Irvine et al., 2007; Steffensen et al., 2013) ou la pêche électrique en bateau (Irvine et al., 2007). Les lignes calées au fond sont plus flexibles car elles peuvent être placées en profondeur et dans des courants, là où d'autres techniques d'évaluation peuvent ne pas être aussi efficaces. Hughes et al. (2018) ont utilisé des lignes calées au fond appâtées, consistant en une ligne principale de 30 m de corde en nylon double tresse de 0,79 cm, équipée de deux avançons avec des hameçons circulaires décalés de taille 16/0, 14/0 et 12/0 respectivement. Les hameçons étaient espacés de 4 m afin de capturer des esturgeons blancs d'une longueur à la fourche comprise entre 60 et 229 cm. Toutes les lignes ont été posées au milieu du chenal, sécurisées par des poids de 10 kg à chaque extrémité et équipées d'une bouée de surface.

Li et al. (2007) ont recensé des esturgeons à museau court dans leur habitat d'hivernage à l'aide de caméras immergées par des trous percés dans la glace.

#### **6.6.4 Étude de cas : esturgeons blancs adultes - sonar à balayage latéral**

*Dans leur étude, Hughes et al. (2018) ont cherché à estimer l'abondance de l'esturgeon blanc dans la rivière Snake (Idaho), à l'aide d'un sonar à balayage latéral et à comparer leurs résultats aux données standard de capture-marquage-recapture. Les auteurs ont utilisé un sonar à balayage latéral fonctionnant à 1200 kHz avec une portée de 30 m (60 m de fauchée) attaché au bateau à 0,7 m sous la surface. La vitesse du bateau a été maintenue à 6-8,3 km/h pour une imagerie à balayage latéral optimale. Pour compter les esturgeons blancs, l'ensemble du tronçon a été divisé en 36 sections de 1,6 km de long. Tous les habitats appropriés d'une profondeur supérieure à 1,8 m ont été étudiés trois fois afin de générer trois comptages indépendants. Lorsqu'un habitat était trop large pour être couvert par la fauchée de 60 m, des transects parallèles ont été réalisés avec un léger chevauchement des faisceaux afin d'obtenir une mosaïque des images collectées. La campagne de prospection au sonar à balayage latéral a été*

*menée pendant six jours au début du mois de février, tandis que la campagne de capture-marquage-recapture a été menée pendant 24 jours entre la fin du mois de février et la mi-avril à l'aide de lignes calées au fond munies d'appâts.*

*Au cours de la campagne de prospection au sonar à balayage latéral, les auteurs ont dénombré plus de 110 esturgeons blancs. Bien qu'aucun esturgeon n'ait été observé dans la moitié des sections, environ deux tiers des comptages ont été réalisés dans seulement six sections situées près de l'extrémité amont du tronçon, mettant en évidence l'efficacité de la méthode pour détecter les zones d'agrégation des esturgeons avec un effort relativement faible. L'abondance a pu être estimée à environ 140-150 individus, ce qui est inférieur à l'estimation de 219 individus dégagée par l'étude de capture-marquage-recapture. D'après les auteurs, les estimations obtenues par la méthode CMR pourraient avoir été surévaluées, car les poissons capturés seraient devenus plus méfiants envers les pièges, rendant ainsi leur capture plus difficile lors des échantillonnages suivants.*

*L'utilisation d'un sonar à balayage latéral a permis de prospecter une zone étendue et les agrégations d'esturgeons ont même pu être limitées à une petite partie de l'intégralité de la zone, ce qui a permis de répartir efficacement les efforts futurs pour l'échantillonnage CMR. En outre, le temps passé à obtenir une estimation similaire de la population, telle que celle obtenue par l'échantillonnage CMR, était nettement inférieur et donc plus rentable. La taille des poissons détectés était comprise entre 100 et 300 cm, ce qui correspond bien aux données CMR, mais l'utilisation du sonar pourrait être problématique pour les espèces qui ne grandissent pas ou pour les juvéniles de certaines espèces.*

## **7 Échantillonnage des captures**

La section qui suit présente différentes méthodes de collecte d'informations morphologiques d'esturgeons échantillonnés ainsi que différentes méthodes de marquage de poissons. Lors de la manipulation des poissons, les recommandations formulées dans la section sur le bien-être animal doivent être appliquées et le personnel doit être expérimenté. La majorité des méthodes décrites ici sont exposées plus en détail dans les lignes directrices techniques concernant les mesures de conservation *ex situ* de l'esturgeon (Gessner et al., 2024).

### **7.1 Anesthésie**

L'utilisation de l'anesthésie dépend de multiples facteurs, tels que la durée et le degré d'invasivité de la procédure, les réglementations en vigueur, la sécurité de l'utilisateur et de l'environnement (notamment en ce qui concerne l'élimination des déchets), ainsi que l'évaluation des risques et du stress associés à l'emploi ou à l'absence d'un anesthésique, cette dernière pouvant potentiellement accroître le stress ou provoquer des blessures. Certains pays et organismes exigent que toute procédure invasive soit effectuée sous anesthésie conformément aux protocoles

de soins aux animaux et aux exigences en matière de bien-être animal (Zahl et al., 2012). Pour les esturgeons sauvages, l'utilisation d'anesthésiques est généralement réglementée dans les autorisations délivrées pour la réalisation des activités de suivi.

Les lignes directrices et les instructions concernant l'utilisation d'anesthésiques chimiques varient d'un fabricant à l'autre et d'un pays à l'autre. Il est important de consulter les organismes locaux et régionaux afin de connaître les réglementations en vigueur et les produits chimiques autorisés. L'objectif principal de l'utilisation d'un anesthésique est d'immobiliser l'animal et de bloquer la transmission des impulsions nerveuses lors de procédures invasives. Le stade d'anesthésie (Summerfelt & Smith, 1990) à atteindre dépend du degré d'invasivité et de la durée de la procédure. Des procédures telles que l'échographie et la collecte de la laitance ne nécessitent généralement pas d'anesthésie. Des procédures telles que la coupe des nageoires, la prise de sang, le marquage PIT ou le marquage externe peuvent nécessiter une sédation, en fonction de la législation nationale. L'endoscopie, la cœliotomie/biopsie, la collecte d'œufs ovulés ainsi que l'insertion d'une balise télémétrique dans le cadre d'une procédure chirurgicale nécessitent une anesthésie de stade III (perte partielle d'équilibre avec augmentation de la fréquence operculaire et réaction uniquement aux stimuli tactiles forts) ou de stade IV (perte totale d'équilibre, mouvements operculaires lents mais réguliers, perte des réflexes médullaires).

### **7.1.1 Composés chimiques**

Trois des anesthésiques pour poissons les plus utilisés sont le méthanesulfonate de tricaine (MS-222), l'huile de clou de girofle et le 2-phénoxyéthanol (Neiffer & Stamper, 2009; Priborsky & Velisek, 2018). Le MS-222 et le 2-phénoxyéthanol sont tous deux considérés comme dangereux pour la santé humaine (potentiellement cancérigène) et ce dernier est interdit en France (Marie-Laure Acolas, comm. pers.).

Par conséquent, il convient d'utiliser un équipement de protection individuelle lors de la manipulation des produits chimiques et des solutions et il est nécessaire de vérifier les normes régionales et les exigences légales. Par ailleurs, l'élimination de la solution après son utilisation peut nécessiter une procédure spécifique. L'induction et le maintien de l'anesthésie dépendent de la température. Les concentrations doivent être adaptées à la température de l'eau. De l'oxygène supplémentaire doit être ajouté au bac d'anesthésie et le niveau d'oxygène doit être surveillé tout au long du processus.

L'anesthésie par immersion est la méthode la plus courante pour l'anesthésie des poissons, car les agents dissous dans la solution pénètrent dans la circulation sanguine par les branchies et la peau. Les temps d'induction et de récupération varient, principalement en fonction du dosage, de la durée de l'anesthésie et de la température de l'eau. La règle pour le dosage est d'induire l'état d'anesthésie désiré en 5-10 minutes et d'avoir ensuite un temps de récupération similaire (Neiffer, 2021). Pour les poissons plus petits (<50 cm), l'état d'anesthésie

souhaité devrait être atteint plus rapidement (dans les 2 minutes) afin d'éviter un stress excessif. Une fois la manipulation invasive terminée, le poisson doit être transféré dans de l'eau propre pour permettre une récupération rapide. Les doses exactes nécessaires pour obtenir des temps d'induction et de récupération minimaux varient en fonction de l'espèce, de la taille, de l'âge, de la phase du cycle de vie, du stade d'anesthésie recherché, ainsi que de la température et de la qualité de l'eau (Summerfelt & Smith, 1990).

Le méthanesulfonate de tricaine (MS-222), vendu sous plusieurs noms commerciaux (par exemple, Tricaine-STM et Finquel<sup>TM</sup> aux États-Unis ; Aqualife TMSTM au Canada), est un dérivé de la benzocaïne. De nombreux utilisateurs préparent des solutions mères (10 g/L) afin de réduire l'exposition humaine à la poudre. Des solutions mères fraîches doivent être préparées tous les 30 jours et aussi bien le médicament que les solutions mères doivent être protégés de la lumière (Neiffer, 2021). Le MS-222 entraîne une diminution du pH de l'eau, ce qui nécessite l'ajout initial d'un tampon, généralement du bicarbonate de sodium, dans un rapport de 1:2 (MS-222:bicarbonate de sodium). Par la suite, le pH est mesuré et ajusté si besoin afin de le stabiliser autour de 7,0. Les doses classiques pour l'induction sont comprises entre 100 et 250 mg/L et les doses de maintien qui ont été rapportées étaient comprises entre 70 et 100 mg/L (Divers et al., 2009; Hernandez-Divers et al., 2004; Kahn & Mohead, 2010; Matsche, 2011).

Les principes actifs de l'huile de girofle sont l'eugénol (environ 84 %), l'iso-eugénol (5-10 %) et le méthyleugénol. L'huile de clou de girofle n'est pas complètement soluble dans l'eau. C'est pourquoi on utilise de l'éthanol à 95 % comme solvant dans un rapport 1:9, ce qui permet d'obtenir une solution mère de 100 mg/ml. Les doses d'induction classiques sont de 20 à 80 mg/l (Kübra, 2022; Neiffer, 2021). Les doses doivent être ajustées en fonction de la teneur en eugénol et du temps nécessaire pour atteindre le stade d'anesthésie souhaité. Il existe des alternatives hydrosolubles à l'huile de clou de girofle naturelle, comme l'isoeugénol de synthèse (Aqui-S). Aqui-S contient 50 % d'isoeugénol actif et les doses sont de 75-150 mg/L. Aqui-S 20E contient 10 % d'isoeugénol actif et les doses sont d'environ 375-750 mg/L (Adel et al., 2016; Feng et al., 2011; Gomulka et al., 2008; Hurvitz et al., 2007; Kahn & Mohead, 2010; Webb et al., 2019).

L'éthylène glycol monophényl éther (2-Phénoxyéthanol, 2-PE) a été utilisé sur de nombreuses espèces aquacoles (Priborsky & Velisek, 2018), dont l'esturgeon (Adel et al., 2016; Kübra, 2022; Shaluei et al., 2012). La concentration efficace varie de 0,06 à 1,20 ml/L, ce qui présente une large marge de sécurité et un éventail d'effets allant de la sédation légère à l'anesthésie chirurgicale (Priborsky & Velisek, 2018). Shaluei et al. (2012) ont rapporté qu'une concentration de 0,7-0,9 ml/L sur l'esturgeon béluga entraînait une anesthésie profonde dans les 3 minutes suivant l'exposition.

En France, Benzocaïne 10 % (benzocaïne 100 mg/ml) est utilisé pour le stock captif d'esturgeons européens. Pour le transport de courte durée, la dose varie entre 0,10 et 0,25 ml/L, tandis que pour l'anesthésie pour des manipulations brèves, elle se situe entre 0,5 et 1 ml/L, la dose la plus faible étant généralement

suffisante pour obtenir un effet. La dose pour l'euthanasie est de 2,5 ml/L (MIGADO V. Lauronce, comm. pers.).

Plusieurs autres composés chimiques sont moins fréquemment utilisés. Certains sont utilisés pour l'anesthésie par immersion, notamment l'alfaxalone, le propofol et le chlorhydrate de métomidate (Neiffer, 2021). D'autres, bien que moins couramment utilisés, sont administrés par injection, comme le chlorhydrate de kétamine, la xylazine, la médétomidine, le midazolam et le diazépam (Neiffer, 2021).

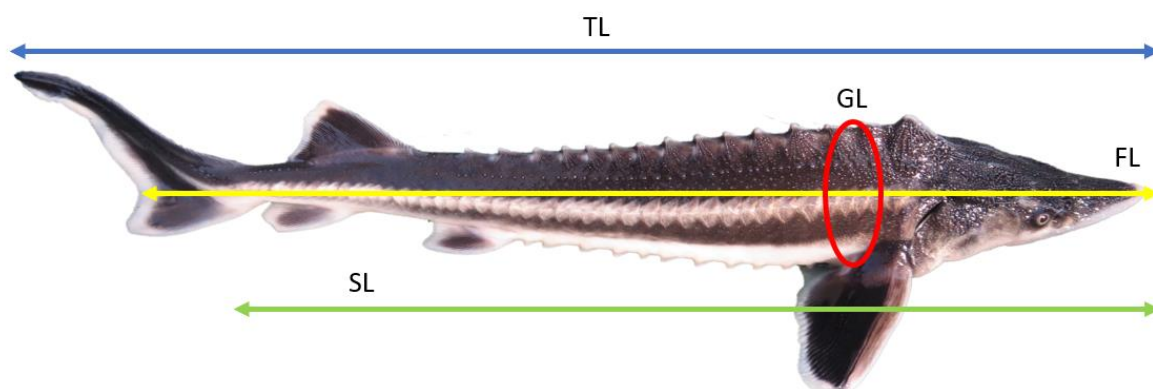
### **7.1.2 Techniques physiques**

L'électroanesthésie pour anesthésier les poissons, y compris les esturgeons, suscite également un intérêt croissant (Balazik et al., 2013; Balazik & Musick, 2015) et une étude récente a conclu qu'il s'agit d'une technique utile pour la manipulation des poissons qui égale ou dépasse les capacités des sédatifs chimiques (Reid et al., 2019). On utilise un courant continu pour minimiser les problèmes liés aux réactions de tétanie. L'électroanesthésie bloque la transmission des messages cérébraux vers les nerfs moteurs spinaux. Parmi les avantages énumérés, citons l'absence de péremption/dégradation des produits chimiques, l'absence de protocoles d'élimination, des temps d'induction et de récupération nettement plus courts, un « dosage » plus facile à ajuster, un dispositif unique réutilisable par opposition aux produits chimiques qui doivent être achetés régulièrement. Parmi les difficultés figurent le maintien de l'équipement en bon état de fonctionnement et son utilisation en toute sécurité, un réglage précis (un courant trop faible ou excessif pouvant causer des blessures), le positionnement correct du poisson dans l'appareil, ainsi que le coût initial, souvent plus élevé que celui des sédatifs chimiques pour certains dispositifs.

## **7.2 Mesures morphologiques et pesée**

La procédure standard après la capture des poissons consiste à relever leurs mesures morphologiques. Pour garantir la fiabilité des données, il est suggéré de mesurer la longueur totale (LT, de la pointe du museau à l'extrémité de la nageoire caudale), la longueur à la fourche (LF, de la pointe du museau à la fourche entre le lobe supérieur et le lobe inférieur de la nageoire caudale) et la longueur de la circonférence (LC, le périmètre immédiatement derrière les nageoires pectorales) des poissons capturés à l'aide d'un mètre ruban (Figure 20). Il est également possible d'utiliser une planche à mesurer pour toutes les longueurs (à l'exception de la LC) ; elle permet de réduire les erreurs de mesures dues à la courbure du corps du poisson. La mesure de la LC permet d'améliorer la qualité de l'ajustement des relations longueur-poids. En outre, la longueur standard (LS) de la pointe du museau à la base de la nageoire caudale peut également être mesurée. Pour prendre les mesures, le poisson est déposé sur une civière, qui est placée sur des supports pour assurer sa stabilité. Une fois le poisson calmé, les mesures sont prises et notées avec le numéro de l'échantillon, la date, l'heure et l'espèce (voir annexe 14.1).

La pesée sur un navire en mouvement peut être très difficile et imprécise. Néanmoins, il est suggéré de collecter les données longueur-poids à chaque fois que cela est possible afin de pouvoir établir une relation longueur-poids pour les différentes saisons de la campagne d'évaluation ainsi que pour chaque espèce et chaque sexe. Il est recommandé de prendre des photos standardisées afin de pouvoir documenter les spécificités morphologiques des individus (blessures, formes des scutelles, etc.) ou d'effectuer d'autres mesures méristiques. Pour détecter une éventuelle hybridation entre différentes espèces, il convient de compter les scutelles latérales de chaque côté du corps et de consigner les résultats (Margaritova et al., 2021).



**Figure 20** : mesures morphologiques d'un esturgeon : longueur totale (LT, flèche bleue), longueur à la fourche (LF, flèche jaune), longueur standard (LS, flèche verte) et longueur de la circonférence (LC, cercle rouge) (© BOKU, T. Friedrich).

Traduction des termes de la figure 20 :  $TL = LT$  ;  $GL = LC$  ;  $FL = LF$  ;  $SL = LS$

### 7.3 Marquage

Le marquage des poissons peut être nécessaire pour suivre la croissance et la survie d'un individu ou d'un lot, pour distinguer les poissons issus de l'élevage de ceux nés dans la nature, ou pour permettre le suivi d'une population marquée. Les marques peuvent être apposées dans l'écloserie avant le lâcher ou sur le terrain lors du suivi de la population. Les méthodes de marquage doivent être adaptées à l'espèce et à la taille du poisson. En fonction de l'objectif du marquage (identification individuelle, marquage de masse, marquage temporaire, etc.), il convient de choisir et d'adapter la meilleure méthode. Le marquage des poissons nécessite une manipulation prudente (voir section **Error! Reference source not found.**). D'un point de vue général, la difficulté de la méthode de marquage (nécessité d'un technicien qualifié et formé), le taux de rétention, la réglementation du pays concernant le bien-être animal et le coût doivent être pris en compte lors de la mise en œuvre de la stratégie de marquage.

Il existe une littérature abondante sur les méthodes, les limites et les avantages du marquage des poissons (par exemple, Bégout et al., 2016; Bridger & Booth, 2003; Hastein et al., 2001; Macaulay et al., 2021).

Idéalement, le comportement, la croissance et la survie des poissons marqués et non marqués devraient être similaires. Au moment d'élaborer une stratégie de marquage, il convient d'examiner la littérature correspondante et de prendre en compte les avantages et les inconvénients de chaque méthode.

Les marques externes peuvent être utilisées pour l'identification visuelle, tandis que les marques internes nécessitent généralement un équipement spécialisé pour la détection et l'identification. Les solutions qui peuvent être appliquées aux espèces d'esturgeons sont détaillées ci-après.

### **7.3.1 Marques externes**

Les marques externes sont des dispositifs visibles qui sont généralement attachés au poisson en perçant les tissus (McFarlane et al., 1990). Ces marques, qui peuvent porter un code individuel, un code de lot ou des instructions visibles, peuvent être facilement détectées sans équipement spécialisé. Les dispositifs sont variés et recourent à différents types de matériaux : rubans, fils, fils métalliques, plaques, disques, marques pendantes, attaches, etc. (McFarlane et al., 1990). Cependant, les marques les plus couramment utilisées dans les recherches sur l'esturgeon sont les marques dont l'attache est en forme de T (*T-bar*) (Hamel et al., 2012), les marques de l'entreprise Floy Tag pour les juvéniles (*Floy Fingerling Tag*, FFT) (Mihov et al., 2022; Paraschiv et al., 2006) et les marques à fil métallique (*Wire On Tags*, WOT, Marie-Laure Acolas, comm. pers.).

En pénétrant de façon permanente dans la peau, la marque peut créer une voie d'entrée pour les infections. Dans les écloséries, l'utilisation de marques externes devrait être restreinte en raison du risque d'abrasion dans les bassins. Cependant, dans un environnement naturel, ces marques peuvent être utiles pour facilement détecter les recaptures. Aisément reconnaissables, les marques externes peuvent être rapidement repérées lors de la manipulation des poissons, ce qui facilite l'enregistrement précis des prises accidentelles. Avant d'insérer la marque externe, il est nécessaire de désinfecter la peau ; il est recommandé d'utiliser du H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> dilué (1:10) ou de la vétédine, mais ces substances ne doivent pas entrer en contact avec les branchies des poissons. L'application de ces marques externes sur les esturgeons se fait généralement à la base de la nageoire dorsale afin de maximiser les taux de rétention. Les marques dont l'attache est en forme de T (*T-bar*) ou les dispositifs de marquage Floy Tag sont généralement apposés à la base de la nageoire dorsale (Figure 21). Hamel et al. (2012) ont observé des taux de rétention de 100 % pour les marques dont l'attache est en forme de T (*T-bar*) chez des esturgeons à museau plat (LF : 421-720 mm) sur une période de 98 jours. Cependant, les poissons étaient gardés dans une éclosérie.

Les WOT sont fixés à l'aide d'une aiguille creuse dans laquelle le fil métallique est inséré. Après avoir retiré l'aiguille, les deux brins du fil sont tordus pour assurer la



fixation (Figure 21). Les FFT sont utilisés pour suivre les esturgeons juvéniles de l'année dans le Bas-Danube (Mihov et al., 2022; Paraschiv et al., 2006). Il s'agit généralement de petites marques en plastique contenant des numéros individuels qui sont cousues à la base de la nageoire dorsale.

En général, l'emplacement optimal pour les marques susmentionnées se situe au niveau de la base de la nageoire dorsale et il est conseillé d'intégrer la marque à la structure osseuse. Toutefois, les marques externes peuvent être perdues en peu de temps et, dès lors, des recaptures ultérieures peuvent passer inaperçues. En ce qui concerne la procédure de marquage, les mêmes principes de base que pour le marquage électronique (PIT) doivent être appliqués. Il est à noter qu'un encrassement biologique important peut survenir, en particulier en eau douce, rendant les marques illisibles.

### 7.3.2 Marques internes

Bien qu'il existe une grande variété de marques internes, seules les options les plus couramment utilisées seront décrites ici. Une description plus approfondie des différentes techniques de marquage est donnée dans les lignes directrices techniques concernant les mesures de conservation *ex situ* de l'esturgeon (Gessner et al., 2024).



**Figure 21** : différents types de marques, T-Bar (en haut à gauche, © BOKU, T. Friedrich), FFT (en bas à gauche, © DDNI, M. Paraschiv) et WOT (à droite, © INRAE, M. L. Acolas), toutes apposées à la base de la nageoire dorsale.

#### 7.3.2.1 Marques électroniques (PIT)

Les marques d'identification par radiofréquence, souvent appelées marques à transpondeur passif intégré (PIT en anglais pour *passive integrated transponder*),



peuvent être lues par une antenne externe. Une fois implantées, elles constituent un moyen non invasif et non destructif d'identification individuelle (Gibbons & Andrews, 2004) par des lecteurs manuels et des antennes situées au fond des cours d'eau ou dans les passes à poissons (Downing et al., 2001). Les marques PIT, largement utilisées en ichtyologie, offrent une meilleure rétention que les marques externes (Moser et al., 2000). Chaque marque PIT est dotée d'un code unique. La rétention des marques PIT varie selon le site d'implantation et l'espèce, mais est généralement élevée (Briggs et al., 2019; Hamel et al., 2012; Liss et al., 2022).

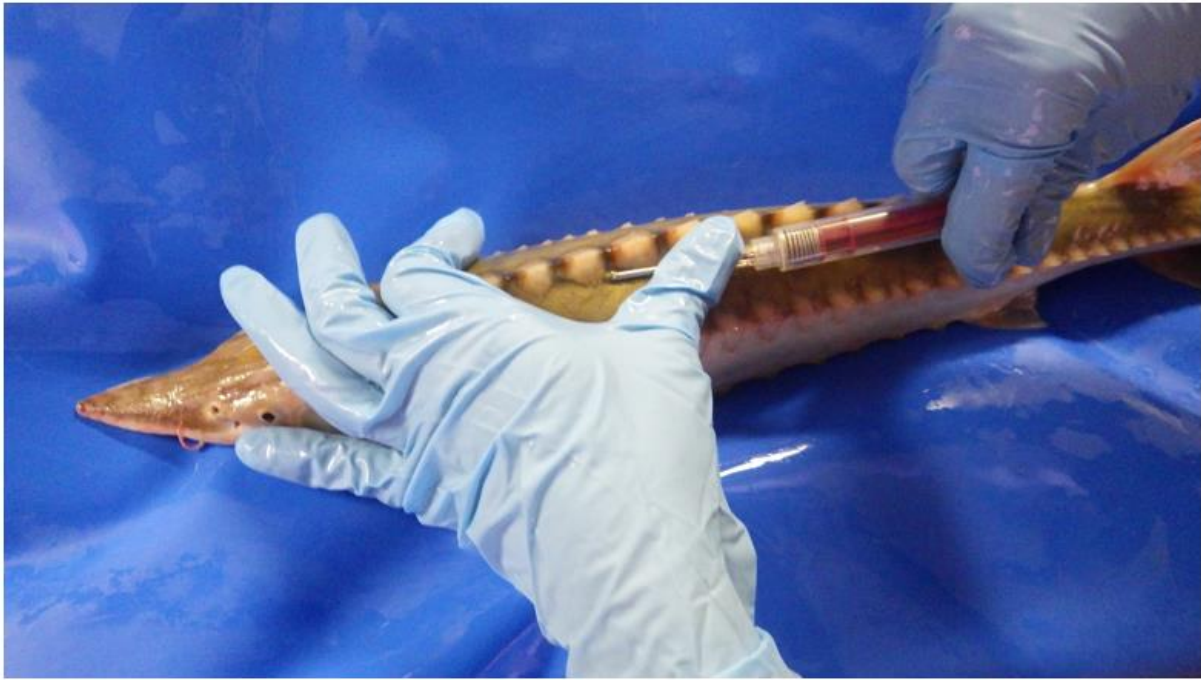
Même si les marques PIT sont largement utilisées, il convient de s'assurer que chaque institut participant au suivi des esturgeons a accès à des lecteurs fonctionnels afin d'éviter que des poissons marqués ne soient pas détectés. En outre, chaque institut d'un bassin versant doit s'assurer que les marques qu'il utilise sont compatibles avec les lecteurs des autres instituts et vice-versa. Le coût des marques PIT est un autre élément à prendre en considération. Actuellement, elles coûtent entre 2 et 4 euros pièce, ce qui est assez cher. Des solutions moins onéreuses existent, mais elles sont souvent associées à un taux de dysfonctionnement plus élevé. Chaque fois que des marques PIT sont utilisées, le nombre de marques défectueuses doit être recensé.

Pour l'esturgeon, l'emplacement optimal pour les marques PIT se trouve sous l'une des scutelles dorsales les plus antérieures (deuxième ou troisième scutelle) (Briggs et al., 2019). L'insertion de la marque PIT nécessite l'utilisation d'aiguilles stériles/désinfectées. L'aiguille ne doit pas être insérée plus loin que sa pointe biseautée et la marque PIT doit être doucement poussée sous la peau via la seringue sans déplacer l'aiguille (Figure 22). L'index de la main peut être utilisé pour limiter la profondeur de pénétration de l'aiguille. Après avoir retiré l'aiguille, il est recommandé de vérifier la présence de la marque PIT à l'aide d'un lecteur manuel afin d'éviter de relâcher un poisson dont la marque n'a pas été lue ou ne fonctionne pas correctement. Pour éviter d'utiliser des marques défectueuses, chaque marque doit être vérifiée avant la procédure de marquage. La réglementation et les obligations légales du projet ou du pays concerné déterminent si l'anesthésie du poisson est nécessaire. La procédure de marquage PIT ne dure généralement que quelques secondes, l'utilisation d'anesthésiques doit être évaluée en fonction des exigences légales et du stress que pourrait ressentir le poisson. Lors de la procédure de marquage, il est nécessaire de maintenir délicatement le poisson pour poser la marque en toute sécurité. Cette opération nécessite généralement deux personnes, l'une pour tenir le poisson et l'autre pour le marquer, bien que cela dépende de la taille du poisson.

Les marques PIT sont disponibles en différentes tailles et plus la marque est grande, plus la portée de détection est élevée. Les individus de plus de 25 cm peuvent recevoir une marque PIT de 12 mm de longueur (2 mm de diamètre, 0,1 g) implantée sous les scutelles dorsales les plus antérieures, une méthode fréquemment utilisée dans les écloseries d'esturgeons en Autriche, en France, en Allemagne, etc. Moser et al. (2000) ont rapporté un taux de rétention de seulement

50 % pour des esturgeons *A. oxyrinchus* mesurant moins de 20 cm en raison de l'absence de musculature à cette taille ; la marque PIT avait été placée en arrière de la nageoire dorsale, là où la croissance des tissus est la plus faible (Moser et al., 2000). Des observations similaires ont été faites pour *A. ruthenus* (Thomas Friedrich, comm. pers.). Une étude a montré que les marques PIT de 8,4 mm peuvent être utilisées en toute sécurité pour les esturgeons à museau plat à partir de 8 cm (Schumann et al., 2017) lorsqu'elles sont insérées dans la cavité abdominale. Les poissons mesurant 80-120 mm présentaient un taux de rétention des marques de 97 % après 49 jours, tandis que les poissons mesurant 40-70 mm présentaient un taux de rétention de 60 % au même moment. Des micromarques sont également disponibles et pourraient être utiles dans les écloséries pour identifier individuellement les très petits poissons. Une étude sur *A. baerii* a mis en évidence un taux de rétention de 77 % desdites micromarques dans la cavité abdominale pour des poissons de 14 cm, même si l'étude ne portait pas spécifiquement sur les micromarques (Carrera-García et al., 2017) ; ce taux de rétention pourrait être amélioré pour l'esturgeon, étant donné qu'il a donné de bons résultats pour d'autres espèces (Cousin et al., 2012). La portée de détection des micromarques est actuellement très faible et il est possible qu'elles ne soient pas détectables une fois que le poisson a grandi, en particulier par des antennes fixes situées dans les cours d'eau ; elles sont donc considérées comme un marquage temporaire.

Différents emplacements pour l'implantation des marques PIT ont été testés. Chez l'esturgeon blanc, Hamel et al. (2013) ont testé l'insertion de marques dans l'opercule et le long de la base de la nageoire dorsale chez des individus ayant atteint l'âge d'un an. Après 189 jours, le taux de rétention était de 83 % pour les marques insérées dans l'opercule (principalement pour les poissons d'environ 26 cm et durant 60 jours après le marquage) et de 85 % pour les marques insérées près de la nageoire dorsale (principalement pour les individus plus grands de 30 cm, avec une rétention continue tout au long du test). La position sous une scutelle dorsale antérieure semble être celle qui présente le taux de rétention le plus élevé (99 %) selon Briggs et al. (2019) pour *A. fulvescens*, mais les plus petits poissons marqués mesuraient 60 cm. Liss et al. (2022) ont observé des taux de rétention des marques PIT (12 mm) de 96 % après 101 jours chez des esturgeons blancs d'une longueur moyenne de 385 mm. Les marques avaient été insérées dans la musculature dorsale à côté de la nageoire dorsale à l'aide d'une seringue et d'une aiguille. Hamel et al. (2012) ont marqué des esturgeons à museau plat (LF : 421-720 mm) avec des marques de 12 mm au même endroit, à côté de la nageoire dorsale et dans l'opercule. Le taux de rétention des marques après 98 jours était de 73 % à côté de la nageoire dorsale et de 77 % dans la même zone lorsqu'elles étaient scellées avec du cyanoacrylate. Le taux de rétention des marques dans l'opercule était de 92 %. La région située sous la nageoire pectorale est également utilisée pour le marquage PIT des géniteurs (Chebanov and Galich, 2010).



**Figure 22** : marquage PIT d'un esturgeon sous une scutelle dorsale (© INRAE, R. Le Barh).

#### 7.3.2.2 Micromarques magnétisées codées

Parmi les marques internes, on peut également citer les tubes en plastique ou en verre, les plaques métalliques et les petites pièces (de 0,5 à 2 mm × 0,25 mm) en acier inoxydable magnétisé, sur la surface desquelles peut être gravé, y compris au laser, un code binaire de chiffres arabes. Ces dernières, connues en anglais sous le nom de « *coded wire tags* » (CWT), sont largement employées pour identifier un grand nombre de poissons et, grâce à leur petite dimension, elles peuvent être utilisées sur des poissons de tailles très diverses.

Chez l'esturgeon, elles peuvent être insérées dans le rostre, sous les scutelles (USFWS, 2019) ou dans le premier rayon de la nageoire pectorale (Paraschiv et al., 2006). Pour la détection des marques, un détecteur de métaux manuel est nécessaire et la marque doit être retirée du poisson pour obtenir le code. L'USFWS (2019) recommande de marquer les esturgeons blancs de 50 à 70 mm avec des CWT. Les CWT sont également utilisées pour plusieurs espèces d'esturgeons de la mer Caspienne dès 3 g (Fadaee et al., 2006). En Roumanie, plus de 600 000 esturgeons relâchés ont été marqués avec des CWT, ce qui a permis d'identifier les retours d'esturgeons russes provenant d'écloseries (Marian Paraschiv, comm. pers.).

#### 7.3.2.3 Implant visible d'élastomère

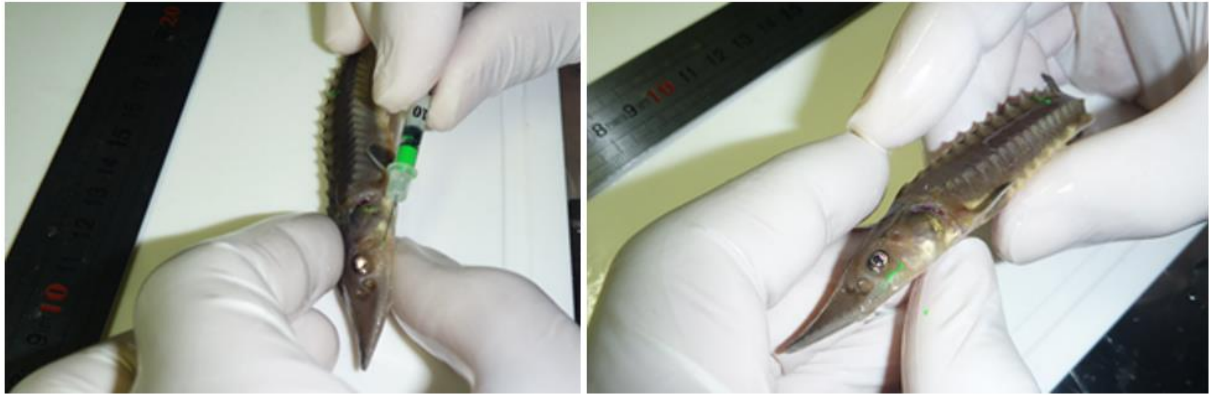
Les implants visibles d'élastomère (VIE en anglais pour « *Visible Implant Elastomer* ») constituent une autre solution pour le marquage par lots. Il s'agit d'un élastomère de silicone fluorescent biocompatible, composé de deux parties mélangées avant usage, puis injecté sous forme liquide dans les tissus à l'aide d'une seringue hypodermique. Après 24 heures à température ambiante, il durcit

pour devenir un solide pliable, fournissant une marque interne visible de l'extérieur. L'élastomère fluorescent est disponible en plusieurs couleurs. La reconnaissance des individus est rendue possible par l'utilisation d'implants de différentes couleurs, placés à divers endroits du corps, comme cela est pratiqué pour le marquage des très petits poissons (<30 mm, Frederick, 1997; Olsen & Vøllestad, 2001). Même si les implants visibles d'élastomère peuvent être utilisés pour marquer un grand nombre de poissons avec des ressources limitées, l'identification d'un grand nombre d'individus ne peut se faire dans les mêmes proportions qu'avec les marques PIT ou d'autres marques externes.

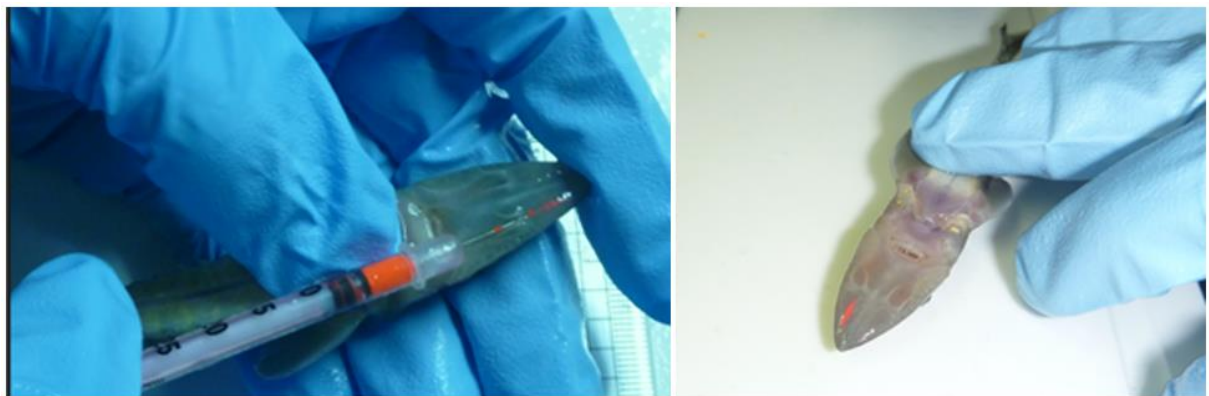
En fonction du nombre de lots, il convient de préparer à l'avance le plan de marquage. En combinant les couleurs et les emplacements de marquage, il est possible de distinguer différents lots (USFWS, 2019). Il est recommandé d'utiliser une combinaison de deux marques par lot au cas où une marque disparaîtrait.

L'élastomère doit être préparé juste avant le marquage et seulement la quantité nécessaire pour la séance de marquage, car il commence à durcir peu après l'injection. Pour l'injection, l'aiguille doit être insérée à un angle faible par rapport à la surface de la peau, à quelques millimètres de profondeur, et l'élastomère doit être injecté en même temps que l'on retire l'aiguille, tout en appliquant une pression constante sur la seringue. Pour éviter que l'élastomère ne s'échappe, il convient d'arrêter l'aiguille quelques millimètres avant de la retirer.

Les implants visibles d'élastomère sont le plus souvent posés dans le rostre (voir la Figure 24 qui montre la pose d'un VIE réalisée dans une écloserie autrichienne de sterlets) mais les poses sous l'œil, dans l'opercule ou à l'intérieur des scutelles pour les petits poissons s'avèrent également prometteuses (voir la Figure 23 pour un exemple de pose de VIE dans une écloserie française d'*A. sturio*). Chez *A. oxyrinchus*, Kapusta et al. (2015) ont rapporté un taux de survie supérieur à 90 % et un taux de rétention de l'implant de 100 % dans le rostre et de 93,5 % à la base de la nageoire pectorale, 8 semaines après le marquage ; les poissons marqués mesuraient entre 10 et 17 cm. Chez l'esturgeon blanc, la taille minimale recommandée pour ce type de marque est de 7 cm (USFWS, 2019). Kozłowski et al. (2017) ont marqué des poissons de seulement 5 cm avec un taux de rétention de 90 % dans le rostre après 70 jours ; le taux de survie était similaire avec les témoins mais il était généralement faible (40 %). En outre, les implants visibles d'élastomère peuvent éventuellement être recouverts par des tissus se développant sur la zone marquée, ce qui peut les rendre invisibles avec le temps (Olsen & Vøllestad, 2001).



**Figure 23 :** pose d'un implant visible d'élastomère (VIE) sous l'œil (© INRAE, M. L. Acolas).



**Figure 24 :** pose d'un implant visible d'élastomère (VIE) dans le rostre (© INRAE, L. Jacob).

Pour distinguer les différentes cohortes, différentes couleurs peuvent être utilisées pour chaque classe d'âge. Ainsi, dans le cadre du projet LIFE Boat 4 Sturgeon, différentes couleurs ont été utilisées pour les poissons d'élevage et les poissons sauvages (voir tableau 4 ci-dessous).

**Tableau 4 :** Exemple de système de couleurs.

Année	Couleur
2023	rouge
2024	bleu
2025	orange
2026	vert
2027	rouge
2028	bleu
2029	orange
2030	vert
Poissons sauvages	rose



Comme pour les marques externes, les poissons marqués ainsi peuvent être reconnus sans qu'il soit nécessaire d'utiliser des équipements supplémentaires comme les lecteurs PIT. Cette méthode peut donc s'avérer utile si la population concernée est exposée à la pêche commerciale. Toutefois, la visibilité des implants est fortement améliorée sous la lumière UV, c'est pourquoi l'utilisation d'une lampe UV est recommandée.

#### 7.4 Détermination de l'âge

La détermination de l'âge des poissons est essentielle pour évaluer leur croissance, la structure de la population, ses caractéristiques démographiques ainsi que la taille par âge et la mortalité interannuelle. Il est recommandé de déterminer régulièrement l'âge des individus, en complément des diagrammes longueur-fréquence, afin de permettre une représentation fiable de la structure de la population.

Pour déterminer l'âge des esturgeons, on prélève après anesthésie un morceau de 2 mm du premier rayon de la nageoire pectorale, à environ 5 mm de l'articulation (Figure 26), à l'aide d'une scie à métaux de 24 dents par pouce (Figure 25). Le prélèvement est ensuite placé dans une pochette en papier prévue pour l'échantillon et conservé dans une glacière pour un traitement ultérieur. L'espèce, le numéro d'identification de l'échantillon, le numéro du protocole ainsi que la date doivent être notés. Le rayon de la nageoire se régénère en l'espace d'un an (Figure 27).



**Figure 25** : prélèvement d'une petite partie du premier rayon de la nageoire pectorale (© INRAE, M. L. Acolas).



**Figure 26 :** un petit morceau (~2 mm) est prélevé sur le premier rayon de la nageoire pectorale pour déterminer l'âge du poisson (© INRAE, M. Lamour).

Des pinces coupantes peuvent être utilisées pour les petits esturgeons, mais pour les grands individus, elles peuvent provoquer des fissures dans le rayon pectoral, ce qui complique la coupe puis l'évaluation de l'âge du poisson. Il est important d'obtenir des coupes aussi proches que possible de l'articulation, sans toutefois provoquer d'hémorragie, afin de ne pas manquer d'*annuli*. Un couteau est utilisé pour couper l'extrémité postérieure du premier rayon pectoral de la nageoire, le long de la zone à prélever. On utilise ensuite une scie diamantée pour couper des morceaux de >1 mm d'épaisseur, qui sont ensuite poncés/polis/brûlés pour l'analyse au microscope. La préparation de l'échantillon et le processus de détermination de l'âge sont expliqués en détail dans Izzo et al., 2021 et Wilson, 1987.



**Figure 27 :** prélèvement partiel du premier rayon de la nageoire pectorale (à droite) et régénération du premier rayon de la nageoire pectorale un an après le prélèvement pour



*la détermination de l'âge (à gauche). La pratique a montré que des morceaux plus petits sont suffisants pour l'analyse (© T. Haxton).*

## **7.5 Détermination du sexe**

Pour obtenir une image exhaustive de l'état d'une population, la détermination du sexe et éventuellement du stade de maturité d'un poisson donné est un élément vital. Déterminer le sexe des poissons sauvages peut être difficile, car la différenciation sexuelle à un degré permettant la détermination macroscopique du sexe ne se produit que tard dans la vie, généralement après 3 ou 4 ans. En outre, la détermination nécessite des méthodes chirurgicales invasives. Une approche alternative utilisant les diagnostics par ultrasons est bien établie en aquaculture (Chebanov & Galich, 2011; Webb et al., 2019) mais elle demeure difficile à mettre en œuvre dans des conditions de terrain en raison des prérequis techniques indispensables. Parmi les plus importants prérequis figurent l'équipement coûteux, la nécessité d'un montage étanche à bord, ainsi que la protection de l'écran de l'appareil contre les reflets et les rayons du soleil. En outre, une formation approfondie est nécessaire pour déterminer de manière fiable le sexe aux premiers stades de développement, jusqu'au stade 3 inclus.

Des marqueurs génétiques du sexe récemment mis au point pour les esturgeons s'avèrent efficaces et offrent une méthode simple et peu coûteuse pour déterminer la proportion des sexes. En effet, ces analyses peuvent être effectuées parallèlement à d'autres tests génétiques (Kanefsky et al., 2022; Kuhl et al., 2021; Scribner & Kanefsky, 2021).

Une détermination visuelle du sexe sur la base des traits morphologiques a été réalisée avec succès sur plus de 80 % des sterlets ( $n = 29$ , Neuburg & Friedrich, 2023), mais il est recommandé de procéder à une double vérification à l'aide d'autres méthodes. Kahn et al. (2021) ont déterminé le sexe chez l'esturgeon de l'Atlantique lors de procédures chirurgicales visant à implanter des marques de télémétrie, ainsi qu'en exerçant une pression sur la surface ventrale des poissons, ce qui a permis l'apparition des gamètes. Ce type de méthode pour la détermination du sexe n'est toutefois possible que pendant la période de fraie.

### **7.5.1 Échographie**

L'échographie, en tant que méthode la moins invasive pour déterminer le sexe et la phase de maturité sexuelle, s'est rapidement imposée et a été utilisée pour la plupart des espèces d'esturgeons et leurs hybrides (par exemple, Gessner et al., 2024; Chebanov & Galich, 2011). La fiabilité de cette technique (68-100 % Webb et al., 2019) dépend de la qualité de l'appareil échographique, de l'espèce, de l'âge ou de la taille du poisson, de la phase de maturité et du degré d'expertise de la personne chargée de l'échographie en ce qui concerne les esturgeons. L'échographie peut permettre une identification immédiate du sexe et de la phase de maturité et les images peuvent être sauvegardées pour une analyse ultérieure.

### **7.5.2 Cœliotomie/Biopsie**

La cœliotomie est une incision chirurgicale de l'abdomen qui permet d'observer directement les gonades à l'œil nu ou à l'aide d'un endoscope. Le cas échéant, des échantillons des gonades sont prélevés en vue d'un traitement et d'un examen histologiques. Cette technique, comme l'endoscopie, permet de déterminer immédiatement le sexe et la phase exacte de la maturité gonadique, ce qui peut ensuite être vérifié par une analyse histologique pour déterminer le stade de maturité gonadique (par exemple, Chapman & Van Eenennaam, 2012; Doroshov et al., 1997; Falahatkar et al., 2013; Webb et al., 2019). La fiabilité de cette technique (100 % si le tissu gonadique est échantillonné ; Webb et al., 2019) dépend des connaissances de l'opérateur sur les phases de maturité gonadique de l'esturgeon, de sa maîtrise du prélèvement du tissu gonadique et de la disponibilité d'un laboratoire de traitement histologique. Si le poisson est une femelle capable de se reproduire, des follicules ovariens peuvent être prélevés.

La procédure prend environ 5 minutes par poisson pour réaliser l'incision, visualiser les gonades à l'œil nu ou par endoscopie, faire une biopsie si nécessaire, puis suturer l'incision. Les détails de la procédure, les instruments chirurgicaux requis et les techniques de suture sont donnés dans Chapman & Van Eenennaam (2012) et Webb et al. (2019).

En bref, un poisson, anesthésié ou non, est placé dans un dispositif de maintien, tel qu'une civière équipée d'un compartiment protecteur pour la tête, face ventrale vers le haut, en veillant à ce que de l'eau propre oxygénée recouvre les branchies. Une incision (1-3 cm) est pratiquée à environ 1-3 cm de la ligne médiane ventrale, à une distance de 3-5 scutelles ventrales de la nageoire pelvienne. La position exacte dépend de l'espèce et de la taille du poisson. L'objectif est d'effectuer l'incision directement au-dessus des gonades. L'incision est faite à l'aide d'une pince à tissus Adson-Brown et d'une paire de pinces Allis pour visualiser les gonades à l'œil nu ou à l'aide d'un endoscope. Les pinces Allis ou les pinces à biopsie Miltex peuvent être utilisées pour prélever un échantillon de tissu gonadique. L'incision est ensuite refermée à l'aide d'une suture en croix (suture de matelassier en croix, points séparés en croix ou plusieurs points de suture simples).

### **7.6 Échantillonnage génétique**

Afin d'évaluer la diversité génétique d'une population ou d'autres caractéristiques spécifiques démographiques, de déterminer génétiquement le sexe d'un poisson ou d'obtenir des estimations du nombre de géniteurs contribuant à la descendance, il est nécessaire de prélever des échantillons génétiques à des fins d'analyse (par exemple, Roques et al., 2018). Il convient de déterminer clairement le type d'analyse à effectuer avant de prélever les échantillons. Si plusieurs analyses sont prévues, l'échantillon prélevé doit être plus grand. Pour garantir que la quantité de tissu collectée est suffisante pour l'analyse, il est conseillé de se coordonner avec les généticiens responsables de l'étude. L'échantillonnage génétique peut être réalisé à partir de différents types de prélèvements, tels qu'un échantillon de tissu

provenant d'un morceau de nageoire ou un échantillon de mucus prélevé à l'aide d'un écouvillon. Pour éviter toute contamination des échantillons, il est essentiel de veiller à la propreté des outils d'échantillonnage. Du matériel stérilisé (coton-tige, ciseaux, pinces) peut être nécessaire, en fonction de l'analyse prévue.

### **7.6.1 Prélèvement de nageoire**

Le risque de contamination est moins élevé lors du prélèvement d'un échantillon de nageoire, comparé à un prélèvement de mucus. Toutefois, ce type de prélèvement peut entraîner une blessure chez le poisson, qui, bien que minime chez les grands poissons, peut s'avérer significative chez les plus petits. C'est pourquoi il est nécessaire de prendre certaines précautions, en particulier avec ces derniers. Il est essentiel de ne pas retirer la nageoire en entier, mais d'en prélever seulement un morceau, de préférence au niveau de la nageoire pelvienne ou anale, afin d'éviter toute conséquence majeure sur la mobilité de l'individu après sa remise à l'eau. Dans le cas des grands poissons, il est possible de prélever un morceau d'environ quelques centimètres de long et de deux à trois millimètres d'épaisseur sur le bord de la nageoire, afin de ne pas toucher les tissus très vascularisés.

Pendant que le bord ou la pointe de la nageoire est maintenu avec une pince, un morceau de tissu est prélevé à l'aide de ciseaux ou d'un scalpel. L'échantillon de tissu est immédiatement transféré dans un tube Eppendorf contenant de l'éthanol pur à plus de 90 %. Le tube est scellé et le numéro de l'échantillon est marqué sur celui-ci à l'aide d'une étiquette résistante à l'éthanol. Le remplacement de l'éthanol par de l'éthanol frais après quelques jours permet de prolonger la durée de conservation, optimisant ainsi la qualité de l'échantillon lors d'un stockage à long terme (Steven Weiss, comm. pers.). En l'absence d'étiquettes résistantes à l'éthanol, une bande de papier portant le code inscrit au crayon peut être insérée dans l'éthanol avec l'échantillon ; les marques au crayon ne sont pas effacées par l'éthanol. Si l'échantillon n'est pas conservé dans de l'éthanol à 90 %, il peut être congelé à -20 °C (conservé dans une glacière au sein d'un plateau Eppendorf pendant le déroulement de la capture). Il est recommandé de nettoyer les ciseaux et les pinces entre chaque échantillon de poisson afin d'éviter toute contamination croisée.

Tout comme lors de la procédure de marquage, chaque poisson doit être maintenu avec précaution pendant le prélèvement des échantillons génétiques afin d'éviter toute blessure, que ce soit pour le poisson ou pour la personne réalisant l'opération. En outre, en fonction de l'endroit où la recherche est menée, des permis peuvent être nécessaires pour transporter les échantillons et il convient de toujours vérifier les obligations légales avant de mener des activités de recherche.

### **7.6.2 Prélèvement de mucus à l'aide d'un écouvillon**

Une alternative au prélèvement d'un morceau de nageoire consiste à utiliser des écouvillons stériles en coton pour gratter et prélever du mucus de la peau du poisson (Ignatavičienė et al., 2023). Bien que cette méthode ne soit pas invasive

et que des permis d'échantillonnage puissent ne pas être nécessaires par rapport à un prélèvement de nageoire, elle présente plusieurs inconvénients majeurs.

Le mucus des poissons contient une glycoprotéine complexe, produite en continu par des cellules spécialisées de la peau, qui protège le poisson en réduisant la pression exercée par les ectoparasites, les bactéries et les champignons. De plus, le mucus contribue à réduire les frictions lors de la nage et renforce le rôle de barrière de la peau contre l'effet osmotique de l'eau sur la concentration en ions dans le corps des poissons. Comme il est produit par la peau, le mucus contient des cellules et des fragments de tissus de peau qui permettent l'extraction de l'ADN. Si, à première vue, le prélèvement de mucus peut sembler une option facile et relativement inoffensive pour collecter l'ADN de l'animal, cette méthode présente quelques inconvénients.

Le prélèvement du mucus nécessite l'utilisation d'écouvillons en coton propres et d'un tube stérile pouvant être scellé. Ce prélèvement est généralement effectué sur la face ventrale du poisson ou le long de la base de la nageoire. Afin de garantir la présence d'éléments cellulaires dans l'échantillon, la barrière de mucus est altérée. Par conséquent, les parties du corps où les échantillons ont été prélevés présentent un risque plus élevé d'infection par des agents pathogènes.

L'écouvillon est immédiatement transféré dans un tube Eppendorf contenant de l'éthanol pur à plus de 90 %. Pour ce faire, il est coupé du bâton de support avec des ciseaux solides puis inséré dans le tube. Le tube doit être scellé et l'échantillon conservé dans un congélateur à -20 °C.

Le principal inconvénient de cette technique est que les glycoprotéines camouflent l'ADN et que, de ce fait, l'isolement de l'ADN est plus compliqué et nécessite des étapes de purification supplémentaires. De plus, l'échantillon est susceptible de se décomposer et, par conséquent, un stockage immédiat au froid est nécessaire, car le stockage dans l'éthanol n'est pas possible. En outre, le contact intensif entre les poissons lors de l'échantillonnage, par exemple dans les chaluts, augmente le potentiel de contamination croisée et, partant, le risque d'accroître la quantité d'ADN non ciblé dans l'échantillon. Par ailleurs, le mucus est susceptible de contenir une quantité importante d'ADN exogène, qui pourrait être détectée par des analyses génétiques utilisant des méthodes qui ne ciblent pas spécifiquement l'ADN de l'esturgeon (comme les méthodes RAPD, AFLP, RAD-seq, etc.). Enfin, cette approche permet de collecter une quantité moindre de matériel génétique par rapport au prélèvement de nageoire.

C'est pour les diverses raisons évoquées ci-dessus qu'il est préférable de prélever un petit morceau de nageoire pour l'analyse génétique, car ce type de prélèvement réduit les risques pour le poisson, fournit du matériel de référence fiable et facilite le stockage. La durée de conservation des échantillons de nageoires est également beaucoup plus longue que celle des échantillons de mucus.

### **7.6.3 Analyse génétique des échantillons**

L'analyse génétique d'un échantillon peut être réalisée au moyen de différentes méthodes, qui sont toujours fonction de la question de recherche de l'étude. Le choix de la méthode génétique à utiliser dépend de l'évaluation de différents paramètres, dont le principal est la question biologique à laquelle on souhaite répondre. Cependant, la faisabilité économique, l'expertise du laboratoire dans la réalisation des analyses, l'urgence d'obtenir des résultats, le besoin de données reproductibles, le nombre d'échantillons à analyser, la nécessité de comparer les analyses avec les données existantes, et bien d'autres variables encore, jouent un rôle important dans le processus de prise de décision. Le choix de la méthode à utiliser doit se faire dans le cadre d'une collaboration entre les personnes chargées de la collecte des échantillons et celles qui effectueront les analyses génétiques ; en effet, comme indiqué précédemment, ce choix dépend du type d'échantillon qui doit être collecté. Inversement, le choix de la technique à utiliser dépend des échantillons disponibles.

Une attention particulière doit être accordée aux études qui visent à repérer des marqueurs diagnostiques associés à des caractéristiques spécifiques. C'est le cas, par exemple, des études portant sur l'identification des espèces, la répartition géographique des échantillons ou la détermination du sexe. Dans ces études, les analyses consistent à comparer des échantillons provenant de différentes catégories pour rechercher des marqueurs diagnostiques qui pourront être utilisés pour classer des animaux dont la catégorie n'est pas encore déterminée. Dans ce type de recherche, il est essentiel que les animaux utilisés comme « étalons », c'est-à-dire pour lesquels les caractéristiques sont déjà connues, soient absolument fiables. En effet, les animaux pour lesquels les caractéristiques ne peuvent être certifiées a priori ne doivent pas être inclus dans l'analyse, car ils pourraient compromettre l'étude.

Des analyses génétiques menées au niveau de la population ont cherché à discriminer différentes populations (Holostenco et al., 2022; Kohlmann et al., 2017, 2018), à décrire la structure de la population et à déterminer les liens de parenté (Roques et al., 2019), à retracer l'origine des individus et à repérer les cas d'hybridation (Dudu et al., 2011, 2022; Friedrich et al., 2022; Ludwig et al., 2009), ainsi qu'à estimer la taille de la population sur la base de l'analyse des lignées (Friedrich et al., 2022).

## **7.7 Lavage gastrique**

En identifiant les principaux organismes dont se nourrissent les esturgeons à différentes phases de leur cycle de vie, il est possible de repérer certains types d'habitats où ces organismes sont abondants et où les conditions favorisent l'établissement de populations denses et nombreuses.

Diverses techniques d'échantillonnage non léthal du contenu de l'estomac ont été mises au point pour les esturgeons. Parmi elles, le lavage gastrique est recommandé. Relativement rentable, le lavage gastrique ne demande pas trop de

travail et est raisonnablement sûr et efficace. Bien que cela allonge automatiquement le temps de manipulation, il est recommandé de pratiquer une anesthésie pour réduire au minimum le risque de blessure au cours de l'opération. Il est essentiel de disposer de tubes de petit diamètre relativement souples pour cette opération. Des tubes d'un diamètre intérieur de 2 mm ont été utilisés pour échantillonner avec succès le contenu de l'estomac d'esturgeons d'une LT de 18 à 58 cm (Margaritova et al., 2021). Les tubes doivent être très souples pour éviter toute blessure ou rupture des parois du canal alimentaire. Les tuyaux employés dans les aquariums et d'autres tuyaux similaires ne doivent pas être utilisés en raison de leur rigidité. Les tubes de type Intramedic sont les plus appropriés en raison de leur flexibilité et de leur petit diamètre. L'extrémité du tube doit être émoussée. Bien que la flexibilité des tubes de type Intramedic semble protéger les esturgeons contre les blessures, il faut un peu de pratique pour faire pénétrer les tubes dans l'œsophage. Faire sortir l'eau du tube tout en l'insérant dans le canal alimentaire peut faciliter l'entrée et éviter que les parois du canal ne soient perforées par le tube. Les chercheurs doivent faire très attention à ne pas introduire le tube dans le poisson avec force, ce qui risquerait de provoquer des lésions. Le fait d'introduire et de retirer doucement le tube tout en pompant semble améliorer l'efficacité de la régurgitation. Des chercheurs ont utilisé des tubes de plus grand diamètre pour faciliter l'insertion d'un tube flexible plus petit dans l'œsophage ; ils s'en sont servis comme des manchons pour aider à faire passer le tube très flexible de petit diamètre au-delà de la cavité buccale (Brosse et al., 2002). Cette technique fonctionne bien pour certains chercheurs et mieux pour certaines espèces. Les poissons échantillonnés doivent être gardés séparément après cette opération, car ils peuvent régurgiter une partie du contenu de leur estomac après la procédure de rinçage (Borislava Margaritova, comm. pers.).

Des seringues, des pulvérisateurs de jardinage (d'une capacité d'environ 9,5 l) ainsi que des pompes manuelles et électriques ont été utilisés pour fournir l'« eau de rinçage ». Quel que soit le dispositif utilisé pour délivrer l'eau, la pression doit être limitée pour protéger les organes internes fragiles. Par conséquent, si des pompes à fort débit ou à haute pression sont utilisées, il est impératif de prévoir un dispositif de limitation du débit/de la pression. Des résultats positifs ont été observés tant avec un débit d'eau continu qu'avec un débit pulsé ou interrompu. Effectuer un lavage gastrique par temps de gel peut présenter des risques spécifiques pour le poisson.

Il est déconseillé d'exposer les poissons à des températures de l'air négatives pendant plus de quelques minutes, car cela rendrait le lavage inefficace. En effet, il serait difficile de recueillir le contenu de l'estomac tout en maintenant l'esturgeon immergé dans l'eau. Les individus très stressés (par le changement de température, le stress de la capture ou d'autres facteurs) ne doivent pas être soumis aux techniques de lavage.

Le contenu de l'estomac peut être identifié en observant au microscope des caractéristiques taxonomiques spécifiques (Strelnikova, 2012) ou par des

techniques de métabarcoding similaires à l'échantillonnage d'ADN environnemental (Rebecca Tibbetts, données non publiées).

## 8 Analyse des données

Les techniques utilisées pour l'analyse des données dépendent des objectifs et des questions de recherche, ainsi que des méthodes choisies pour prélever les échantillons aux différentes phases du cycle de vie. Il est essentiel d'élaborer le plan d'échantillonnage en fonction des objectifs de l'étude pour garantir que les données collectées permettent d'effectuer des analyses et de tirer des conclusions correctes. Les données obtenues doivent refléter l'état de la population échantillonnée. Étant donné qu'un programme de suivi vise à mettre en place ou à évaluer des pratiques de gestion, la qualité des mesures dépend directement des données sous-jacentes qui les soutiennent.

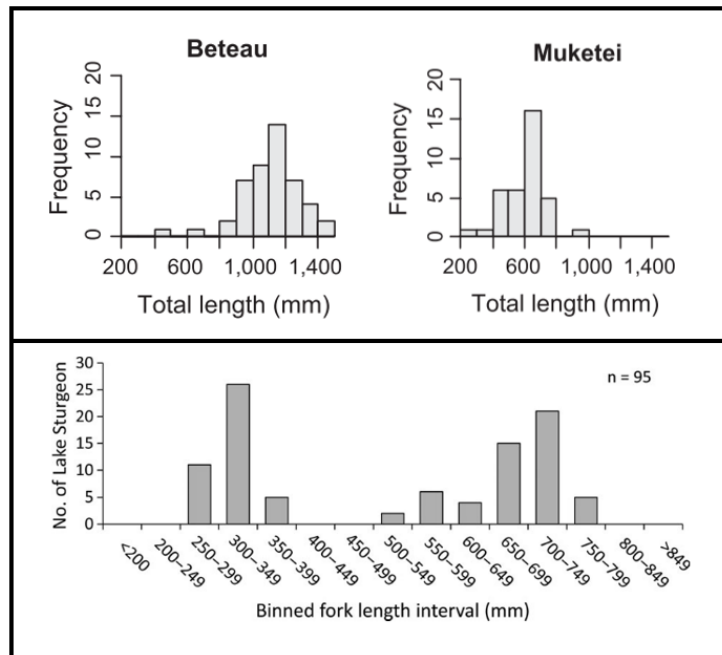
Cette section présente plusieurs techniques et méthodes d'analyse des données de suivi. Les techniques et les méthodes décrites ici se concentrent sur la littérature relative aux esturgeons et les analyses qui y sont proposées. Plusieurs livres, chapitres de livres et articles (par exemple, McComb et al., 2018; Powell & Gale, 2015; Sanderlin et al., 2019; Williams et al., 2002) traitent en détail de l'analyse des données de suivi.

### 8.1 Description d'une population

Lorsque l'on travaille avec une population spécifique, il est important de connaître les espèces présentes, leur taille et leur répartition par âge, la proportion des sexes associée, les caractéristiques génétiques de la population, etc. Des exemples d'analyses génétiques des populations ont été donnés plus haut (chapitre 7.6.3). Ici, nous verrons quelques exemples pour décrire une population d'un point de vue morphologique.

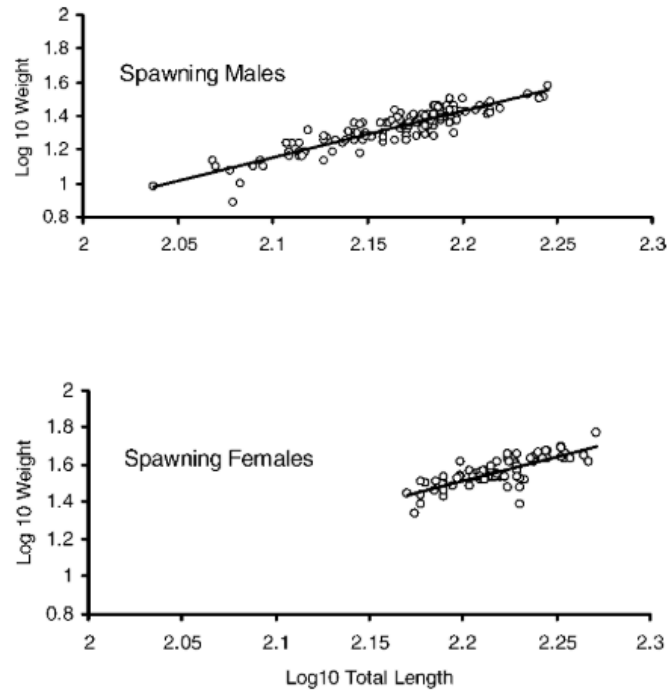
Lorsque des esturgeons sont capturés, les premières étapes consistent à mesurer et à peser les poissons, ce qui donne des informations précieuses sur les classes de longueur présentes, qui — du moins pour les deux ou trois premières années — peuvent être associées à l'âge des poissons (distribution longueur-fréquence (L/F), Figure 28). Ces informations permettent également d'évaluer l'état de la population échantillonnée en termes de classes d'âge manquantes ou de facteurs de condition des individus isolés (Figure 29). L'analyse de la distribution des longueurs renseigne sur les classes d'âge présentes ou manquantes (Neuburg & Friedrich, 2023) et peut également révéler les préférences des esturgeons en matière d'habitats selon les différentes phases de leur cycle de vie (Haxton et al., 2018).





**Figure 28** : exemples de diagrammes longueur-fréquence. Haxton et al. (2018) ont montré des distributions L/F spécifiques à des sites donnés, indiquant des préférences d'habitat différentes pour les esturgeons jaunes juvéniles et adultes (diagrammes L/F supérieurs) ; le diagramme L/F produit par McDougall, Pisiak, et al. (2014) montre des différences de taille évidentes entre les esturgeons jaunes d'âge 0 et d'âge 1 (diagramme L/F inférieur).

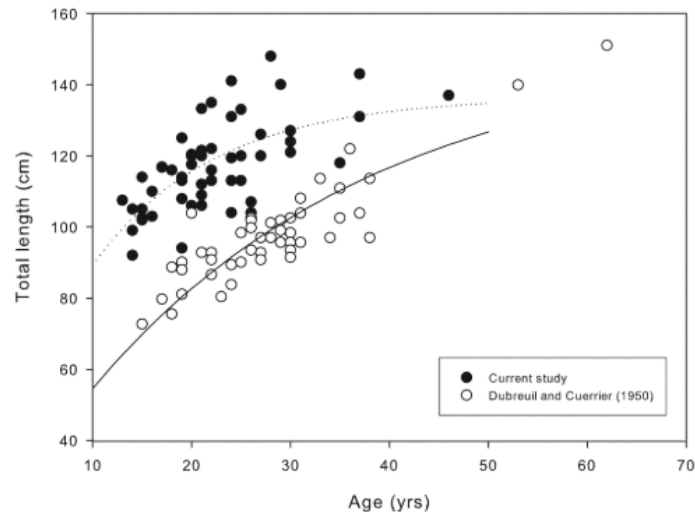
Traduction des termes de la figure 28 : *Frequency* = Fréquence ; *Total length (mm)* = Longueur totale (mm) ; *No. Of Lake Sturgeon* = Nombre d'esturgeons jaunes ; *Binned fork length interval (mm)* = Intervalles de longueur de fourche groupés (mm)



**Figure 29 :** différences entre les géniteurs mâles et femelles basées sur leurs relations longueur-poids (Smith & Baker, 2005).

Traduction des termes de la figure 29 : *Log 10 Weight* = Logarithme en base 10 du poids ; *Log 10 Total Length* = Logarithme en base 10 de la longueur totale ; *Spawning Males* = Males reproducteurs ; *Spawning Females* = Femelles reproductrices

L'incorporation d'analyses d'âge supplémentaires permet d'obtenir des informations sur les différences démographiques entre les populations ou sur les changements dans une population au fil du temps (Haxton, 2006) ou encore d'estimer les taux de croissance des jeunes poissons (Auer & Baker, 2002; Paraschiv & Suci, 2005). Même si Haxton (2006) interprète les différences dans la relation âge-longueur entre des échantillons prélevés à 50 ans d'intervalle (Figure 30) avec prudence en raison de potentielles erreurs de détermination de l'âge, des différences significatives dans la population ont néanmoins été observées. Kennedy et al. (2007) ont déterminé des taux de mortalité pour des classes d'âge spécifiques en utilisant les informations issues de la détermination de l'âge des poissons échantillonnés.



**Figure 30** : différences entre les nuages de points présentant la relation âge-longueur d'une population d'esturgeons jaunes échantillonnée en 1950 et entre 2001 et 2004 (Haxton, 2006).

Traduction des termes de la figure 30 : *Total length (cm)* = Longueur totale (cm) ; *Age (yrs)* = Âge (années) ; *Current study* = Étude actuelle ; *Dubreuil and Cuerrier (1950)* = Dubreuil et Cuerrier (1950)

Si l'on détermine en outre le sexe des poissons (voir section **Error! Reference source not found.**), la description de la population devient plus détaillée et l'on peut procéder à des estimations des populations reproductrices (Kahn et al., 2021). Cox et al. (2022) ont montré une atrésie folliculaire massive chez l'esturgeon pâle, ce qui affecte la taille réelle de toute montaison, car les femelles atrétiques peuvent rejoindre une montaison spécifique sans pour autant contribuer à la reproduction de cette année-là. L'atrésie folliculaire se produit généralement lorsque les conditions de fraie ne sont pas favorables (Webb et al., 1999).

Les mesures morphologiques et les résultats des analyses génétiques fournissent une image détaillée de l'état d'une population. Outre la description des populations, ces données servent de base à toute modélisation ultérieure et peuvent améliorer la précision des modèles.

## 8.2 Modélisation des paramètres de population

En vue d'obtenir des paramètres de population permettant d'évaluer les taux de recrutement ou de survie dans la population, il est nécessaire de recourir à des modèles plus complexes. Ces modèles doivent toujours répondre à des prérequis pour obtenir des résultats fiables.

De plus, ces modèles requièrent une standardisation des données afin de rendre les échantillons comparables, car certains paramètres, tels que la survie, le recrutement, les déplacements ou la probabilité de capture, ne peuvent être obtenus qu'à partir d'un échantillonnage pluriannuel.

L'obtention des paramètres susmentionnés nécessite généralement un échantillonnage répété sur plusieurs années. Par conséquent, l'hypothèse sous-jacente est que l'échantillonnage cible une population « ouverte », soumise à des recrutements, des mortalités, des immigrations et des émigrations, qui influencent la taille et la composition de la population.

L'estimation du taux de survie fournit des informations importantes sur la stabilité de la population ou des phases spécifiques du cycle de vie. Ce paramètre peut être obtenu à partir des modèles de Cormack-Jolly-Seber (CJS) (Cormack, 1964; Jolly, 1965; Seber, 1965) et nécessite des individus marqués de manière unique (Powell & Gale, 2015). Outre les estimations de la survie, les estimations de la probabilité de capture peuvent également être obtenues à l'aide de ces modèles. Kahn et al. (2023) ont utilisé ce type de modèles pour estimer à la fois le taux de survie et la probabilité de capture des individus d'une population d'esturgeons de l'Atlantique de la rivière York à l'aide de données obtenues à partir d'un réseau de télémétrie acoustique sur une période de sept ans. Le taux de survie était très élevé, comme on peut s'y attendre pour une population d'esturgeons adultes. Cependant, les auteurs ont observé une nette différence entre la probabilité de capture des femelles et des mâles, ainsi qu'un effet de la longueur moyenne des poissons, fournissant ainsi des informations importantes sur l'écologie de cette espèce. La probabilité de capture étant un paramètre important pour estimer la taille d'une population, elle doit toujours être prise en compte (Kahn et al., 2021). En outre, étant donné que des probabilités de capture variables peuvent entraîner des estimations de population biaisées (Hightower & Gilbert, 1984; Nichols et al., 1981), la qualité des données doit être la plus élevée possible afin de fournir des données d'entrée fiables.

Un indice de la force des cohortes ou de l'abondance des juvéniles (Haxton & Friday, 2020) pourrait être utile pour suivre les changements de population et évaluer les tendances futures de la population. La modélisation du recrutement peut être réalisée en appliquant l'un des nombreux modèles. McDougall, Pisiak, et al. (2014) ont mis en évidence des différences dans le succès relatif du recrutement entre des esturgeons jaunes d'âge 1 et d'âge 0 à l'aide d'un modèle simple basé sur la relation entre les individus capturés et les individus issus de l'élevage. Cependant, ils n'ont pas été en mesure de déterminer le recrutement dans la population, mais ont plutôt constaté des différences entre les phases du cycle de vie, ce qui pourrait influencer les pratiques d'empoisonnement. La modélisation du recrutement dans la population a été réalisée à l'aide de différents modèles de population ouverte, notamment les modèles Pradel (Pradel, 1996) ou les modèles POPAN (Schwarz et al., 1993; Schwarz & Arnason, 1996). Dieterman et al. (2010) ont utilisé les deux approches pour estimer le recrutement dans une population d'esturgeons jaunes sur une période de 15 ans et ont montré que la population se maintenait. Néanmoins, les auteurs ont constaté une évolution négative de la population ( $\lambda < 1$ ), en particulier au cours des dernières années de l'étude, qu'ils attribuent à un manque de recrutement pouvant être lié à une accumulation de sable après le retrait d'un barrage. Les déficiences de recrutement dans la population d'esturgeons blancs du Bas-Fraser ont été démontrées à l'aide

d'un modèle bayésien (Nelson et al., 2020) et d'un modèle de marquage-recapture intégré combinant des données spatiales et des données sur l'âge (Challenger et al. (2017, 2020)). Ces estimations résultent d'un vaste effort d'échantillonnage réalisé au moyen de la pêche à la ligne entre 1999 et 2019, au cours duquel plus de 140 000 captures ont été analysées. Ainsi, l'obtention d'informations détaillées sur le processus de recrutement d'une population d'esturgeons nécessite un plan de suivi à long terme ainsi qu'une approche d'échantillonnage standardisée. Les résultats détaillés du Bas-Fraser n'ont pu être obtenus que grâce à un programme d'échantillonnage de grande envergure, reposant sur la pêche récréative à la ligne de l'esturgeon blanc et sur le travail bénévole ainsi que sur la transmission des données par les guides de pêche, nécessitant un effort continu.

Cependant, dans les travaux portant sur les esturgeons, il est fréquent que seuls quelques individus soient capturés par an (Counihan et al., 1999), en particulier dans les cours d'eau européens (Mihov et al., 2022; Neuburg & Friedrich, 2023; Paraschiv & Suci, 2005; Rochard et al., 2001), où les populations d'esturgeons sont considérablement réduites. Il n'est donc pas toujours facile d'obtenir des données sur des paramètres spécifiques de la population. Cependant, en concevant un programme d'échantillonnage adapté et basé sur des questions de recherche spécifiques, il est possible de recueillir des informations cruciales sur la taille d'une population (Kahn et al., 2014) ou sur le succès du recrutement (Counihan & Chapman, 2018).

### **8.3 Taille de la population - Capture-marquage-recapture (CMR) et autres méthodes**

L'évaluation des dynamiques et des tendances des populations, qui permet de comprendre leur état actuel et anticiper leur évolution future, est essentielle pour la gestion des populations de poissons (Pope et al., 2010). Les études de capture-marquage-recapture (CMR) permettent d'estimer le taux de recapture, la taille de la population, d'obtenir des évaluations de la mortalité et de suivre les tendances de la population. L'incorporation d'informations sur le poids et la longueur des poissons, la proportion des sexes, etc. peut augmenter la quantité d'informations (Pope et al., 2010) et la compréhension des processus au niveau de la population.

Toutefois, pour produire des résultats fiables, une étude CMR doit être cohérente. Par exemple, si l'on veut analyser la taille des populations et que l'on s'intéresse à l'évolution de celle-ci, il est important que l'effort d'échantillonnage soit le même d'une année à l'autre.

Une étude CMR comprend toujours, dans une certaine mesure, le marquage d'animaux. La méthode de marquage dépend largement de l'objectif de l'étude. Si l'analyse des recaptures est limitée au personnel scientifique ou n'utilise que les poissons morts débarqués dans la région, les marques PIT sont le meilleur choix. Les pertes de marques PIT, lorsque les marques sont correctement appliquées, sont minimales et la marque reste fonctionnelle (si elle n'est pas cassée) pendant toute la durée de vie du poisson (Gibbons & Andrews, 2004). Une autre méthode

de marquage, qui offre l'avantage d'une identification visuelle sans nécessiter d'équipement supplémentaire, est celle du marquage externe. Les marques externes sont particulièrement utiles lorsque les pêcheurs doivent identifier et signaler les poissons capturés. Elles présentent toutefois l'inconvénient d'être soumises à l'usure. La prolifération de tissus peut limiter la lisibilité et la reconnaissance de la marque. L'utilisation combinée de deux types de marques permet souvent de tirer parti de leurs atouts respectifs, tout en accroissant la flexibilité pour les études futures.

Une autre possibilité consiste à identifier génétiquement les esturgeons individuels si la stratégie d'échantillonnage le permet. Les individus peuvent être suivis sur plusieurs échantillonnages dans le temps (par exemple sur plusieurs années).

Des techniques de marquage-recapture basées sur les liens de parenté proches, utilisant des analyses génétiques, peuvent être employées pour estimer la taille d'une population, à condition qu'un échantillon adéquat couvrant plusieurs générations soit disponible (Scribner et al., 2022). Il peut s'agir d'un moyen efficace pour estimer l'abondance passée si des échantillons de tissus issus de projets antérieurs sont disponibles.

Bien que largement utilisée, la CPUE est jugée inadaptée pour évaluer les populations de poissons. Le problème réside dans l'évolution de la capturabilité au fil du temps, qui varie selon l'espèce, la zone, la classe d'âge, etc. (Maunder et al., 2006). Ainsi, la CPUE peut rester élevée alors que l'abondance de l'espèce diminue (Harley et al., 2001), mais il existe aussi des exemples où la CPUE est corrélée à l'abondance des espèces (Steffensen et al., 2017). De faibles variations annuelles de la CPUE peuvent être suffisantes pour analyser les fluctuations des populations (Haxton & Friday, 2020) ; c'est pourquoi il a été suggéré de rendre les données de suivi comparables entre les pays (Mihov et al., 2022). Si la standardisation des méthodologies utilisées peut rendre les CPUE comparables, il est primordial de tenir compte de la capturabilité, en évitant de l'ignorer ou de la considérer comme constante. En outre, plusieurs méthodes permettent de standardiser la CPUE afin de réduire l'influence des facteurs non liés à l'abondance des poissons sur le taux de capture (Maunder & Punt, 2004). Pour suivre l'évolution des populations d'esturgeons et obtenir des estimations robustes de la taille des populations, il est généralement recommandé d'utiliser différentes métriques et des méthodes plus complexes. Toutefois, compte tenu de la rareté des esturgeons en Europe, il n'est pas toujours possible d'obtenir les données de qualité nécessaires pour de tels modèles. L'utilisation de données de CPUE standardisées ou de modèles binomiaux négatifs à inflation de zéros (Minami et al., 2007) pourrait ainsi constituer des moyens raisonnables pour obtenir une estimation statistiquement fiable des populations d'esturgeons. Des modèles basés sur cette dernière approche ont été utilisés pour estimer des populations d'esturgeons à l'aide de modèles de mélange N (Hughes et al., 2018; Vine et al., 2019). Les modèles de mélange N ont été développés pour évaluer la variation spatio-temporelle de l'abondance pour les petites populations ou les populations ayant de faibles probabilités de détection en raison du comportement secret des animaux qui la composent (Royle, 2004) et

ne nécessitent pas le marquage des individus. Comme tous les modèles, les modèles de mélange N reposent sur un ensemble d'hypothèses, parmi lesquelles l'hypothèse d'une population « fermée » entre les campagnes d'évaluation (Powell & Gale, 2015).

La détermination de la taille de la population revêt un intérêt particulier dans le suivi de l'évolution des populations. Par le passé, on a tenté à plusieurs reprises d'estimer les populations reproductrices. Une estimation de la population reproductrice peut être obtenue grâce à une étude CMR (par exemple, Haxton, 2006; Kahn et al., 2019; Neuburg & Friedrich, 2023; Paraschiv & Suciu, 2005; Steffensen et al., 2017). Cependant, plusieurs années d'échantillonnage sont nécessaires pour tenir compte de la périodicité de la fraie de l'espèce concerné, si l'on souhaite obtenir une estimation du segment de la population constitué des individus matures (Haxton & Friday, 2019). La durée du projet doit prendre en compte le cycle de reproduction le plus long des femelles de l'espèce étudiée. Un modèle d'estimation pour une population ouverte sera nécessaire, car des individus seront ajoutés à la population lorsqu'ils atteindront la maturité (recrutement) et d'autres seront perdus à cause de la mortalité, au cours de l'étude pluriannuelle. L'effectif des poissons effectuant la montaison peut être estimé au cours d'une seule période de fraie à l'aide de modèles de population fermés (Kahn et al., 2014; Lallaman et al., 2008). Afin de générer des estimations de populations, une variété de méthodes peut être utilisée, allant de modèles de population fermée plus simples pendant une seule période de fraie (Hale et al., 2016; Kahn et al., 2014, 2019; Lallaman et al., 2008), à des modèles de population ouverte plus complexes (Caroffino et al., Sutton, & Lindberg, 2009; Paraschiv & Suciu, 2005), à des modèles combinés (Steffensen et al., 2017), ainsi qu'à des modèles bayésiens (Nelson et al., 2020).

Le nombre effectif de géniteurs ( $N_b$ ) peut également être estimé par des analyses génétiques d'une cohorte, ce qui est efficace pour les stades de l'œuf, de la larve et de l'âge 0 (Blankenship et al., 2017; Friday & Haxton, 2021; Welsh et al., 2015). De plus, le nombre de géniteurs contribuant à une population peut être déterminé à l'aide d'une analyse des lignées génétiques (Friedrich et al., 2022; Sard et al., 2021).

### **8.3.1 Conception des études et méthodes**

L'évaluation de la taille des populations d'esturgeons ou de leur taux de survie nécessite une étude bien conçue et adaptée aux méthodes d'analyse des données (Lindberg, 2012). En général, les modèles considèrent la population en question comme « ouverte » ou « fermée ». Les modèles de population fermée supposent qu'aucun changement démographique (pas de naissance ou de mort) ou géographique (pas d'immigration ou d'émigration) ne se produit, tandis que les modèles de population ouverte prennent en compte ces changements (Lindberg, 2012). Dans les deux cas, plusieurs conditions préalables existent et doivent être remplies pour garantir la robustesse des estimations. Pollock (1991) les résume comme suit :



- **Modèles de population fermée**
  - La population est fermée (ni ajout ni retrait d'individus).
  - Tous les animaux ont la même probabilité d'être capturés dans chaque échantillon.
  - Aucune marque n'est perdue ni négligée.
  - Le marquage n'a pas d'effet sur la capturabilité.
  
- **Modèles de population ouverte**
  - Chaque animal présent dans la population a la même probabilité de survie jusqu'au prochain échantillonnage.
  - Chaque animal présent dans la population à un moment donné de l'échantillonnage a la même probabilité d'être capturé.
  - Aucune marque n'est perdue ni négligée.
  - Tous les échantillons sont réalisés rapidement (dans un délai court) et chaque remise en liberté est effectuée immédiatement après l'échantillon.

En général, les études de populations fermées ne devraient couvrir qu'une période relativement courte (Pollock, 1980, 1991). Une variété de modèles existe (Krebs, 2014; Otis et al., 1978; Ricker, 1975). Dans le cadre des recherches sur les esturgeons, ces modèles ont été notamment utilisés avec succès pour estimer les effectifs des esturgeons de l'Atlantique en montaison (Kahn et al., 2019). Des données télémétriques supplémentaires peuvent servir à confirmer si les poissons quittent la zone d'échantillonnage pendant l'étude et peuvent ainsi contribuer à vérifier les hypothèses du modèle. Cependant, il est fréquent que l'hypothèse d'une population fermée ne soit pas respectée, ce qui conduit les modèles correspondants à fournir des estimations incertaines. Par conséquent, il est nécessaire d'utiliser des modèles de population ouverte ou de combiner les modèles de population ouverte et fermée, comme c'est le cas avec la Conception Robuste (*Robust Design*) (Kendall & Nichols, 1995; Pollock, 1982) (Pollock, 1991). Des modèles plus complexes peuvent se révéler particulièrement puissants et fournir des estimations et des tendances fiables des populations (Nelson et al., 2020). Toutefois, leur efficacité repose sur une planification rigoureuse et une collecte de données adéquate tout au long du suivi, afin d'assurer à la fois une quantité et une qualité de données suffisantes, ainsi qu'une expertise statistique solide.

Lorsque l'on utilise des modèles de population pour estimer la taille d'une population, il est important de prendre en considération l'intensité de l'échantillonnage, définie comme la proportion de la population qui est échantillonnée par sortie d'échantillonnage. Afin d'obtenir des résultats fiables, les probabilités de capture doivent dépasser 0,1 (Hightower & Gilbert, 1984; Nichols et al., 1981) et idéalement atteindre 0,2 (O'Brien et al., 2005). Néanmoins, étant donné qu'il est impossible de déterminer les probabilités de capture avant de mener une campagne d'évaluation, la stratégie d'échantillonnage doit éventuellement être adaptée en fonction des probabilités de capture observées.

En général, plus l'intensité d'échantillonnage et la taille de la population sont élevées, plus les estimations de la taille de la population sont précises (Nichols et al., 1981). Cependant, des estimations fiables de la taille de la population peuvent également être obtenues avec une intensité d'échantillonnage plus faible, mais uniquement si la survie est élevée et la taille de l'échantillonnage importante (Hightower & Gilbert, 1984). Des données éparses, combinées à de faibles probabilités de capture, peuvent nuire à la qualité des estimations obtenues (White & Cooch, 2017). Ces deux problèmes peuvent facilement se poser lorsque l'on travaille avec des espèces rares (Lettink & Armstrong, 2003) et doivent être pris en compte dans la conception du plan d'échantillonnage. Le plus souvent, on privilégie le plan d'échantillonnage qui maximise les probabilités de capture (Lindberg, 2012). Comme indiqué plus haut, il n'est pas toujours possible de mener des études CMR sur les populations d'esturgeons en Europe en raison de leur rareté. Par conséquent, la faisabilité d'une telle étude, ainsi que les alternatives appropriées, doivent toujours être évaluées au cas par cas afin d'allouer les ressources disponibles de manière optimale et d'obtenir les informations les plus pertinentes pour accroître les connaissances sur une population donnée.

De plus, le moment choisi pour l'échantillonnage revêt une grande importance, car il peut influencer les estimations du modèle en raison des variations dans le succès de l'échantillonnage. Les méthodes passives, comme les filets fixes ou les filets à l'étalage, nécessitent que les animaux se déplacent pour être capturés. Ces aspects doivent impérativement être pris en compte dans la conception de l'étude (Haxton & Friday, 2019). Lors du choix de la zone d'échantillonnage, il convient de privilégier celle offrant la probabilité de capture la plus élevée, tout en garantissant un accès sécurisé. En fonction de l'écologie de l'espèce, différentes zones devraient être ciblées selon les saisons (Kahn et al., 2019; Paraschiv & Suci, 2005; Rochard et al., 2001). Si nécessaire, les tronçons du cours d'eau peuvent être divisés en plusieurs zones d'échantillonnage, comme cela a été fait dans le fleuve Fraser en raison des différentes caractéristiques morphologiques du fleuve et des variations des taux de recapture des poissons (R.L.&L., 1999), afin d'améliorer les estimations des paramètres. Cependant, il est crucial d'inclure l'ensemble des habitats lorsque l'on utilise une approche d'échantillonnage stratifié, afin d'éviter de produire des estimations biaisées qui résulteraient de l'absence d'un échantillonnage aléatoire. En outre, l'utilisation de données supplémentaires sur la morphologie, les caractéristiques environnementales ou l'engin et l'effort d'échantillonnage peut améliorer les estimations des paramètres ; il convient donc de collecter ces données et de les utiliser dans la mesure du possible (Lindberg, 2012).

La fiabilité des estimations et le succès consécutif de tout programme de suivi visant à décrire les variations de taille de population et à évaluer le recrutement ou le développement d'une population d'esturgeons, dépendent d'une mise en œuvre rigoureuse du programme. Si l'objectif d'un programme de suivi est d'estimer la taille d'une population, il convient de déterminer dès le départ quel type de modèle est applicable, en fonction de la biologie de l'espèce et des

ressources disponibles de l'institut chargé de la mise en œuvre du programme. Chaque modèle étant assorti d'exigences spécifiques, celles-ci doivent être prises en compte avant de concevoir l'échantillonnage. Outre l'échantillonnage spatio-temporel, il est important de choisir la méthode de marquage en tenant compte du type d'analyse qui sera effectué. Des questions telles que « Est-il possible de marquer chaque individu ? » ou « Le marquage d'une cohorte est-il suffisant ? » dépendent fortement de la question de recherche et des ressources financières disponibles pour le suivi.

## 9 Plan de travail pour le suivi des populations d'esturgeons

Tout plan de suivi doit être adapté aux circonstances spécifiques d'un système donné, comme le suggère le plan en cinq étapes décrit à la section **Error! Reference source not found.** Il se peut que certains aspects d'une population d'esturgeons soient connus, tandis que d'autres restent totalement inconnus. Ainsi, selon les connaissances déjà disponibles sur une population et les préoccupations spécifiques liées à sa gestion, certaines questions de recherche seront plus ou moins pertinentes.

Étant donné qu'il est impossible de définir un plan de travail spécifique pour chaque bassin versant, il n'est pas possible de fournir un plan de travail général. Les paragraphes suivants proposent des étapes à suivre pour élaborer un plan de gestion adapté à toute population d'esturgeons. Cependant, il est important de souligner que tout plan de gestion peut devoir être modifié en cas d'échantillonnage infructueux ou, dans le meilleur des cas, lorsque l'effort d'échantillonnage peut être amélioré, une fois que des réponses suffisantes ont été apportées à la question de recherche initiale et que des ressources supplémentaires sont disponibles pour aborder d'autres questions.

### 1) Que savons-nous ?

Avant de commencer le suivi d'une population d'esturgeons, il est essentiel de clarifier la situation actuelle. Il est important d'avoir une vue d'ensemble des connaissances disponibles sur une population. On peut commencer par analyser la littérature correspondante de manière exhaustive, par explorer les données sur les répartitions historiques des espèces ou des habitats ou par examiner les projets en cours ou les informations relatives aux prises accidentelles. Idéalement, le fait de connaître les habitats historiques d'une population permet de savoir par où commencer pour mettre en œuvre des actions de suivi spécifiques. On peut par exemple se poser les questions suivantes : « Quels sites ont été utilisés et quelles étaient leurs propriétés abiotiques ? » ou « Existe-t-il des sites similaires dans le système actuel ? », ce qui permet d'établir un lien direct avec les informations fournies par l'évaluation de l'habitat en question. Une autre possibilité consiste à rechercher des informations sur une espèce spécifique dans un autre système où

elle pourrait encore être présente en plus grande quantité. Certaines de ces informations pourraient être utilisées pour formuler des hypothèses pour le système en question.

## **2) Définition des objectifs/questions de recherche**

Lorsque l'on dispose de certains types d'informations, comme les répartitions historiques et les propriétés des habitats utilisés, ou même d'informations sur des captures récentes mais sporadiques, il est essentiel de définir un objectif ou une question de recherche spécifique. Si des adultes sont capturés de manière sporadique, les objectifs de recherche pourraient consister à décrire la diversité génétique de la population, à évaluer sa taille ou à collecter des informations sur l'utilisation de l'habitat.

Un autre exemple serait le cas où une estimation d'une population adulte est disponible, mais sans information sur le recrutement. Dans ce cas, il pourrait être intéressant de localiser les sites de fraie, d'obtenir des preuves de la fraie ou de repérer les habitats où se nourrissent les esturgeons juvéniles de l'année. Quel que soit l'objectif, il doit être précisé par une question de recherche claire. Les exemples ci-dessus illustrent différentes phases du cycle de vie des esturgeons, qui requièrent toutes l'application de méthodes variées, ainsi que différents moments et sites d'échantillonnage. Si les objectifs ne sont pas définis de manière spécifique, les résultats du suivi en pâtiront. Même si des résultats peuvent être obtenus, ils seront de meilleure qualité et les informations obtenues seront plus précises si les objectifs de la recherche sont clairement définis.

## **3) Conception de la campagne d'échantillonnage et choix de la ou des méthodes d'échantillonnage et d'analyse**

Dès qu'un objectif ou une question de recherche spécifique est défini, la phase de conception du programme de suivi peut commencer. La partie la plus importante consiste à savoir quels sont les résultats que l'on souhaite obtenir et quelles sont les données métriques pertinentes à recueillir, car les résultats escomptés et les conditions préalables définissent les méthodes qui peuvent être utilisées pour collecter et analyser les données, ce qui, par conséquent, définit la quantité et la qualité des données requises. Les résultats escomptés définissent également la phase du cycle de vie à laquelle il convient de s'intéresser. En ce qui concerne ces aspects, les choix possibles de conception pour les programmes de suivi sont déjà assez limités. En outre, il convient de déterminer quand, où, à quelle fréquence et pendant combien de temps l'échantillonnage doit être réalisé. Si l'objectif est d'estimer le nombre de poissons qui migrent vers l'amont pour frayer, il peut être nécessaire de concevoir l'échantillonnage de manière à utiliser un modèle de population fermée. Par conséquent, la période d'échantillonnage doit être assez courte pour atteindre cet objectif et l'effort doit être suffisamment intensif pour obtenir des probabilités de capture élevées, garantissant ainsi des estimations

fiables. Dans tous les cas, il est important de choisir la zone ou le site adéquat où un nombre suffisant d'esturgeons peut être échantillonné, ce qui nécessite déjà des connaissances de base sur la période de fraie, les itinéraires de migration ou les sites de fraie.

Quel que soit l'objectif de la recherche, les variables à collecter doivent être clairement définies afin d'atteindre les objectifs fixés et d'alimenter les modèles avec des données pertinentes. Il est fortement recommandé d'établir un protocole de terrain avant d'effectuer le travail sur le terrain, car il permet de rassembler toutes les données nécessaires et de n'en oublier aucune (voir l'annexe 14.1).

Enfin, les ressources disponibles détermineront les possibilités d'échantillonnage. Bien que le recrutement puisse constituer une priorité parmi les intérêts de la recherche, il est également essentiel de tenir compte des ressources disponibles, car l'échantillonnage et l'analyse des données demandent beaucoup de temps et engendrent donc des coûts. Dans le contexte du rétablissement des espèces, les questions clés auxquelles il faut répondre peuvent être classées selon trois niveaux de priorités : priorité faible, moyenne ou élevée. En fonction de ce classement, il est ensuite possible de choisir la meilleure méthode en termes de rapport coût-bénéfice (voir Tableau 2).

#### **4) Interprétation des résultats, stockage des données et planification des étapes suivantes**

Lorsque la campagne d'échantillonnage initiale est terminée et que les données collectées sont analysées, il est important de les interpréter correctement, en gardant toujours à l'esprit les limites des méthodes d'échantillonnage et d'analyse utilisées.

Après avoir interprété les données de suivi collectées, on revient au point de départ du plan de suivi proposé, dans le but d'atteindre le prochain objectif. La seule différence par rapport à la question « Que savons-nous ? » réside dans le fait que le suivi effectué a permis de faire évoluer la base de connaissances et que les étapes suivantes du suivi permettront d'approfondir la compréhension d'une population d'esturgeons spécifique. Dès lors, idéalement, le programme de suivi doit être adaptable et pouvoir tirer parti des informations déjà collectées tout en maintenant un effort approprié et une qualité des données suffisantes pour répondre aux questions de recherche.

Un autre aspect important est le stockage adéquat des données de recherche et de suivi collectées. Étant donné que le plan d'échantillonnage dicte la quantité et la qualité des données qu'il est nécessaire de collecter, le stockage des données doit être réalisé de manière à ce que toutes les données collectées apparaissent dans la base de données (voir l'annexe 14.2). Le scénario idéal serait de disposer d'une base de données régionale dans laquelle les données de suivi collectées à l'échelle du bassin versant pourraient être stockées de manière standardisée. Cela

permettrait de garantir la standardisation lors de la collecte des données et de contrôler la qualité des données collectées.

## 10 Liste des figures

<b>Figure 1</b> : le corridor écologique pour les poissons migrateurs (d'après Haidvogel et al., 2021, modifié). La partie de gauche se concentre sur le suivi des habitats, la partie de droite sur le suivi des populations.....	16
<b>Figure 2</b> : le cycle de vie de l'esturgeon et ses principales menaces (adapté de Friedrich et al., 2018).....	18
<b>Figure 3</b> : capsule de filtration (cercle rouge) pour l'échantillonnage de l'ADNe. L'eau s'écoule dans le sens des flèches noires (© BOKU, P. Meulenbroek). .....	37
<b>Figure 4</b> : simulation des distances de détection maximales de l'ADNe (d'après Pont et al., 2018). .....	38
<b>Figure 5</b> : approche pour prélever des répliquats d'échantillons d'ADNe dans les grands cours d'eau. Chaque répliquat consécutif doit être situé en amont du précédent afin d'éviter les contaminations (© INRAE, M. L. Acolas). .....	40
<b>Figure 6</b> : exemple de publication sur les réseaux sociaux montrant la capture d'un sterlet à la ligne dans la Basse-Drave. Dans cette région, aucune activité réglementée de suivi des esturgeons n'est actuellement mise en œuvre. ....	43
<b>Figure 7</b> : part relative des espèces et pourcentage de PCR positives pour <i>Acipenser ruthenus</i> le long du fleuve du Danube, de la source à la mer (les zones vertes indiquent des réseaux de sites positifs dans 3 sections du Danube). Voir Meulenbroek et al. (2022). .....	44
<b>Figure 8</b> : tapis de collecte d'œufs utilisé pour capturer des œufs à la dérive : les œufs viennent se coller à l'enveloppe rugueuse du tapis (© IGB, J. Gessner). ....	47
<b>Figure 9</b> : à gauche, des filets à ouverture en forme de « D » pour la capture de larves et d'œufs utilisés dans le Danube en Roumanie (surface des filets : 0,44 m <sup>2</sup> , longueur : 4 m, maillage : 2 mm), à droite, une larve d'esturgeon béluga capturée (© DDNI, M. Paraschiv). .....	50
<b>Figure 10</b> : filet à ouverture en forme de « D » déployé près des berges et ouverture du seau de collecte détachable dans une boîte de collecte (© IGB, J. Gessner). .....	52
<b>Figure 11</b> : filets à ouverture en forme de « D » placés perpendiculairement à la berge (à gauche, adapté d'après Tucker et al., 2021), ou par paires au milieu du lit du cours d'eau (à droite, © DDNI, M. Paraschiv). .....	53
<b>Figure 12</b> : l'image de gauche montre le nombre de larves collectées sur des sites d'échantillonnage successifs en direction de l'aval entre le 15 mai et le 30 juin 1992. La section transversale du cours d'eau (image de droite) correspond au site d'échantillonnage au km 26 (d'après Auer & Baker, 2002, modifié). .....	55
<b>Figure 13</b> : schéma d'un filet trémail et de son mode de fonctionnement (d'après He et al., 2021, modifié). .....	58
<b>Figure 14</b> : déploiement du filet et emplacements possibles du filet (© BOKU, H. Eichhorn). .....	59
<b>Figure 15</b> : schéma d'un filet à l'étalage (d'après He et al., 2021, modifié). .....	64
<b>Figure 16</b> : échantillonnage à la senne de plage réalisé depuis une rive peu profonde (© IGB, J. Gessner). .....	66
<b>Figure 17</b> : bateau pour le chalutage (à gauche, © INRAE, R. Le Barh) et déploiement d'un chalut benthique de 14 m de long environ à partir d'un navire de recherche (à droite, © INRAE, M. L. Acolas). .....	69



<b>Figure 18</b> : civière de taille adéquate utilisée pour relâcher les esturgeons depuis un grand navire de recherche (© INRAE, R. Le Barh). .....	70
<b>Figure 19</b> : profil idéal du fond d'un cours d'eau pour les relevés hydroacoustiques fixes. Les pentes graduellement descendantes excluent les zones d'ombre acoustique où les détections sont impossibles à réaliser (d'après Auer & Baker, 2007, modifié). .....	78
<b>Figure 20</b> : mesures morphologiques d'un esturgeon : longueur totale (LT, flèche bleue), longueur à la fourche (LF, flèche jaune), longueur standard (LS, flèche verte) et longueur de la circonférence (LC, cercle rouge) (© BOKU, T. Friedrich). .....	86
<b>Figure 21</b> : différents types de marques, T-Bar (en haut à gauche, © BOKU, T. Friedrich), FFT (en bas à gauche, © DDNI, M. Paraschiv) et WOT (à droite, © INRAE, M. L. Acolas), toutes apposées à la base de la nageoire dorsale. ....	88
<b>Figure 22</b> : marquage PIT d'un esturgeon sous une scutelle dorsale (© INRAE, R. Le Barh). .....	91
<b>Figure 23</b> : pose d'un implant visible d'élastomère (VIE) sous l'œil (© INRAE, M. L. Acolas). .....	93
<b>Figure 24</b> : pose d'un implant visible d'élastomère (VIE) dans le rostre (© INRAE, L. Jacob). .....	93
<b>Figure 25</b> : prélèvement d'une petite partie du premier rayon de la nageoire pectorale (© INRAE, M. L. Acolas). .....	94
<b>Figure 26</b> : un petit morceau (~2 mm) est prélevé sur le premier rayon de la nageoire pectorale pour déterminer l'âge du poisson (© INRAE, M. Lamour). ....	95
<b>Figure 27</b> : prélèvement partiel du premier rayon de la nageoire pectorale (à droite) et régénération du premier rayon de la nageoire pectorale un an après le prélèvement pour la détermination de l'âge (à gauche). La pratique a montré que des morceaux plus petits sont suffisants pour l'analyse (© T. Haxton). .....	95
<b>Figure 28</b> : exemples de diagrammes longueur-fréquence. Haxton et al. (2018) ont montré des distributions L/F spécifiques à des sites donnés, indiquant des préférences d'habitat différentes pour les esturgeons jaunes juvéniles et adultes (diagrammes L/F supérieurs) ; le diagramme L/F produit par McDougall, Pisiak, et al. (2014) montre des différences de taille évidentes entre les esturgeons jaunes d'âge 0 et d'âge 1 (diagramme L/F inférieur). .....	103
<b>Figure 29</b> : différences entre les géniteurs mâles et femelles basées sur leurs relations longueur-poids (Smith & Baker, 2005). .....	104
<b>Figure 30</b> : différences entre les nuages de points présentant la relation âge-longueur d'une population d'esturgeons jaunes échantillonnée en 1950 et entre 2001 et 2004 (Haxton, 2006). .....	105

## 11 Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> : Vue d'ensemble des huit espèces d'esturgeons présentes en Europe et recensées dans le PANEUAP, incluant leurs traits morphologiques, l'âge de maturité des femelles (F) et des mâles (M), la période de fraie d'après Holčík (1989), leur répartition actuelle en Europe d'après le PANEUAP ainsi que leur classification dans la liste rouge de l'UICN et l'évolution respective de leur population. CR = en danger critique d'extinction, EX = éteint, NT = quasi menacé, VU = vulnérable.....	20
<b>Tableau 2</b> : Exemples d'objectifs de recherche, incluant les phases du cycle de vie ciblées, les méthodes d'échantillonnage et d'analyse appropriées, ainsi que des estimations approximatives des efforts et des coûts associés à l'échantillonnage et à l'analyse, classés par niveaux : faible (F), moyen (M), élevé (E) (d'après Haxton et al., 2023, modifié).....	33
<b>Tableau 3</b> : Dimensions de différents filets, profondeurs et espèces cibles. Caroffino, Sutton, & Daugherty, (2009) ont empilé sept filets. Ainsi, la valeur entre parenthèses correspond à l'ensemble des sept filets empilés, tandis que la valeur hors parenthèses représente un seul filet.....	51
<b>Tableau 4</b> : Exemple de système de couleurs. ....	93

## 12 Glossaire

ADNe = Acide désoxyribonucléique environnemental

CMR = Capture-marquage-recapture

CPUE = Capture par unité d'effort

CWT = *Coded Wire Tag* (micromarque magnétisée codée)

DCE = directive-cadre de l'UE sur l'eau

FFT = *Floy-Fingerling tag* (marque de l'entreprise Floy Tag pour les juvéniles)

INN = (pêche) illicite, non déclarée et non réglementée

LC = Longueur de la circonférence

LF = Longueur à la fourche

LS = Longueur standard

LT = Longueur totale

PANEUAP = *Pan-European Action Plan for Sturgeons* (Plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons)

PIT = *Passive Integrated Transponder (tag)* (marque à transpondeur passif intégré)

UICN = Union internationale pour la conservation de la nature

VIE = *Visible Implant Elastomere (tag)* (implant visible d'élastomère)

WOT = *Wire On Tag* (marque à fil métallique)

## 13 Bibliographie

- Adel, M., Nayak, S., Lazado, C. C., & Yeganeh, S., «Effects of dietary prebiotic GroBiotic®-A on growth performance, plasma thyroid hormones and mucosal immunity of great sturgeon, *Huso huso* (Linnaeus, 1758)», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 32, 2016, pp. 825–831, <https://doi.org/10.1111/jai.13153>
- Andrews, S. N., O'Sullivan, A. M., Helminen, J., Arluison, D. F., Samways, K. M., Linnansaari, T., & Curry, R. A., «Development of active numerating side-scan for a high-density overwintering location for endemic shortnose sturgeon (*Acipenser brevirostrum*) in the Saint John River, New Brunswick», *Diversity*, vol. 12, n° 1, 2020, <https://doi.org/10.3390/d12010023>
- Auer, N. A., & Baker, E. A., «Duration and drift of larval lake sturgeon in the Sturgeon River, Michigan», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. ; 18, 2002, pp. 557–564, [www.blackwell.de/synergy](http://www.blackwell.de/synergy)
- Auer, N. A., & Baker, E. A., «Assessment of lake sturgeon spawning stocks using fixed-location, split-beam sonar technology», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 23, n° 2, 2007, pp. 113–121, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2006.00833.x>
- Auer, N. A., & Baker, E. A., «New insights into larval lake sturgeon daytime drift dynamics», *Journal of Great Lakes Research*, vol. 46, n° 2, 2020, pp. 339–346, <https://doi.org/10.1016/j.jglr.2019.12.010>
- Baker, E. A., & Borgeson, D. J., «Lake Sturgeon Abundance and Harvest in Black Lake, Michigan, 1975–1999», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 19, n° 4, 1999, pp. 1080–1088, [https://doi.org/10.1577/1548-8675\(1999\)019<1080:lsaahi>2.0.co;2](https://doi.org/10.1577/1548-8675(1999)019<1080:lsaahi>2.0.co;2)
- Balazik, M. T., Langford, B. C., Garman, G. C., Fine, M. L., Stewart, J. K., Latour, R. J., & McIninch, S. P., «Comparison of MS-222 and Electronarcosis as Anesthetics on Cortisol Levels in Juvenile Atlantic Sturgeon», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 142, n° 6, 2013, pp. 1640–1643, <https://doi.org/10.1080/00028487.2013.824924>
- Balazik, M. T., & Musick, J. A., «Dual annual spawning races in Atlantic sturgeon». *PLoS ONE*, vol. 10, n° 5, 2015, <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0128234>
- Bauman, J. M., Moerke, A., Greil, R., Gerig, B., Baker, E., & Chiotti, J., «Population status and demographics of lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*) in the St. Marys River, from 2000 to 2007», *Journal of Great Lakes Research*, vol. 37, 2011, pp. 47–53, <https://doi.org/10.1016/j.jglr.2010.12.003>
- Bégout, M.-L., Bau, F., Acou, A., & Acolas, M.-L., «Methodologies for Investigating Diadromous Fish Movements: Conventional, PIT, Acoustic and Radio Tagging and Tracking», in P. Morais & F. Daverat (eds.), *Methodologies to Study Diadromous Fish Behavior*, CRC Press, 2016, pp. 214–250
- Bemis, W. E., Findeis, E. K., & Grande, L., «Part 1: Diversity and evolution of sturgeons and paddlefishes - An overview of *Acipenseriformes*», *Environmental Biology of Fishes*, vol. 48, 1997, pp. 25–71, [papers3://publication/uuid/53114CA8-331D-4F99-B921-642E4F972389](https://doi.org/10.1007/s10641-000-0000-0)

- Bemis, W. E., & Kynard, B., «Sturgeon rivers: an introduction to *acipenseriform* biogeography and life history», *Environmental Biology of Fishes*, vol. 48, 1997, pp. 167–183, <https://doi.org/Doi.10.1023/A:1007312524792>
- Benson, A. C., Sutton, T. M., Elliott, R. F., & Meronek, T. G., «Evaluation of Sampling Techniques for Age-0 Lake Sturgeon in a Lake Michigan Tributary», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 25, n° 4, 2005a, pp. 1378–1385, <https://doi.org/10.1577/m04-172.1>
- Benson, A. C., Sutton, T. M., Elliott, R. F., & Meronek, T. G., «Seasonal Movement Patterns and Habitat Preferences of Age-0 Lake Sturgeon in the Lower Peshtigo River, Wisconsin», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 134, n° 5, 2005b, pp. 1400–1409, <https://doi.org/10.1577/t04-179.1>
- Benson, A. C., Sutton, T. M., Elliott, R. F., & Meronek, T. G., «Biological attributes of age-0 lake sturgeon in the lower Peshtigo River, Wisconsin», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 22, 2006, pp. 103–108, [www.blackwell-synergy.com](http://www.blackwell-synergy.com)
- Bergman, P. S., Schumer, G., Blankenship, S., & Campbell, E., «Detection of adult green sturgeon using environmental DNA analysis», *PLoS ONE*, vol. 11, n° 4, 2016, <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0153500>
- Billard, R., & Lecointre, G., «Biology and conservation of sturgeon and paddlefish», *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, vol. 10, 2001, pp. 355–392, <https://doi.org/10.1023/A:1012231526151>
- Birstein, V. J., «Sturgeons and Paddlefishes: Threatened Fishes in Need of Conservation», *Conservation Biology*, vol. 7, n° 4, 1993, pp. 773–787
- Blankenship, S. M., Schumer, G., Van Eenennaam, J. P., & Jackson, Z. J., «Estimating number of spawning white sturgeon adults from embryo relatedness», *Fisheries Management and Ecology*, vol. 24, n° 2, 2017, pp. 163–172, <https://doi.org/10.1111/fme.12217>
- Boley, R. M., & Heist, E. J., «Larval surveys indicate low levels of endangered pallid sturgeon reproduction in the middle Mississippi River», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 140, 2011, pp. 1604–1612, <https://doi.org/10.1080/00028487.2011.639267>
- Bonar, S. A., Hubert, W. A., & Willis, D. W., *Standard Methods for Sampling North American Freshwater Fishes*, in S. A. Bonar, W. A. Hubert, & D. W. Willis (eds.), American Fisheries Society, 2009
- Bouckaert, E. K., Auer, N. A., Roseman, E. F., & Boase, J. C., «Verifying success of artificial spawning reefs in the St. Clair – Detroit River System for lake sturgeon (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817)», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 30, 2014, pp. 1393–1401, <https://doi.org/10.1111/jai.12603>
- Bridger, C. J., & Booth, R. K., «The effects of biotelemetry transmitter presence and attachment procedures on fish physiology and behavior», *Reviews in Fisheries Science*, vol. 11, n° 1, 2003, pp. 13–34, <https://doi.org/10.1080/16226510390856510>
- Briggs, A. S., Boase, J. C., Chiotti, J. A., Hessenauer, J. M., & Wills, T. C., «Retention of loop, monel, and passive integrated transponder tags by wild, free-ranging Lake

- Sturgeon (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817)», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 35, n° 3, 2019, pp. 629–635, <https://doi.org/10.1111/jai.13905>
- Brosse, L., Dumont, P., Lepage, M., & Rochard, E., «Evaluation of a Gastric Lavage Method for Sturgeons», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 22, 2002, pp. 955–960, [https://doi.org/10.1577/1548-8675\(2002\)022<0955:eoaglm>2.0.co;2](https://doi.org/10.1577/1548-8675(2002)022<0955:eoaglm>2.0.co;2)
- Bruch, R., «Lake Sturgeon use of the Eureka dam Fishway, Upper Fox River, Wisconsin, USA», in H. Rosenthal, P. Bronzi, M. Spezia, & C. Poggioli (eds.), *Passages for fish: overcoming barriers for large migratory fish*, World Sturgeon Conservation Society, 2008, pp. 88–94, <https://www.researchgate.net/publication/340815335>
- Bruch, R. M., & Binkowski, F. P., «Spawning behavior of lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*)», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 18, 2002, pp. 570–579, <https://doi.org/10.1046/j.1439-0426.2002.00421.x>
- Bruch, R. M., Campana, S. E., Davis-Foust, S. L., Hansen, M. J., & Janssen, J., «Lake Sturgeon Age Validation using Bomb Radiocarbon and Known-Age Fish», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 138, n° 2, 2009, pp. 361–372, <https://doi.org/10.1577/t08-098.1>
- Cadrin, S. X., DeCelles, G. R., & Reid, D., «Informing fishery assessment and management with field observations of selectivity and efficiency», *Fisheries Research*, 184, 2016, pp. 9–17, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2015.08.027>
- Caroffino, D. C., Sutton, T. M., & Daugherty, D. J., «Assessment of the vertical distribution of larval lake sturgeon drift in the Peshtigo River, Wisconsin, USA», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 25(SUPPL. 2), 2009, pp. 14–17, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2009.01295.x>
- Caroffino, D. C., Sutton, T. M., Elliott, R. F., & Donofrio, M. C., «Early Life Stage Mortality Rates of Lake Sturgeon in the Peshtigo River, Wisconsin», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 30, n° 1, 2010, pp. 295–304, <https://doi.org/10.1577/m09-082.1>
- Caroffino, D. C., Sutton, T. M., & Lindberg, M. S., «Abundance and movement patterns of age-0 juvenile lake sturgeon in the Peshtigo River, Wisconsin», *Environmental Biology of Fishes*, vol. 86, n° 3, 2009, pp. 411–422, <https://doi.org/10.1007/s10641-009-9540-1>
- Carr, S. H., Carr, T., & Chapman, F. A., «First Observations of Young-of-Year Gulf of Mexico Sturgeon (*Acipenser oxyrinchus desotoi*) in the Suwannee River, Florida», *Gulf of Mexico Science*, vol. 14, n° 1, 1996, <https://doi.org/10.18785/goms.1401.09>
- Carrera-García, E., Kordek, J., Gesset, C., Jacobs, L., & Acolas, M. L., «Tracking juvenile sturgeon in the wild: Miniature tag effects assessment in a laboratory study on Siberian sturgeon (*Acipenser baerii*)», *Fisheries Research*, vol. 186, 2017, pp. 337–344, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2016.10.017>
- Casey, J. M., & Myers, R. A., «Diel variation in trawl catchability: Is it as clear as day and night?», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 55, n° 10, 1998, pp. 2329–2340, <https://doi.org/10.1139/f98-120>
- Challenger, W., English, K. K., & Carruthers, T., *Integrated Spatial and Age Mark Recapture (ISAMR) Model (v2.0) for Lower Fraser River White Sturgeon*, 2017

- Challenger, W., English, K. K., Robichaud, D., & Nelson, T. C., *Status of White Sturgeon in the Lower Fraser River in 2019 Derived Using an Integrated Spatial and Age Mark Recapture (ISAMR) Model*, 2020
- Chancerel, E., Acolas, M.-L., & Lepais, O., «Species-level identification of the critically endangered European sturgeon *Acipenser sturio* using DNA-based approaches», *BioRxiv*, 2023, <https://doi.org/10.1101/2023.05.05.539572>
- Chapman, F. A., & Van Eenennaam, J. P., «Sturgeon Aquaculture-Specialized Techniques: Determining the Sex of Sturgeon by Direct Examination of the Gonad Using a Minimally Invasive Surgical Procedure», *EDIS*, n° 12, 2012, <https://journals.flvc.org/edis/article/view/120353>
- Charbonnel, A., Lambert, P., Lassalle, G., Quinton, E., Guisan, A., Mas, L., Paquignon, G., Lecomte, M., & Acolas, M. L., «Developing species distribution models for critically endangered species using participatory data: The European sturgeon marine habitat suitability», *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, vol. 280, art. 108136, 2023 <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2022.108136>
- Chebanov, M. S., & Galich, E. V., *Sturgeon Hatchery Manual*, FAO, document technique sur les pêches et l'aquaculture n° 558, 2013
- Chiotti, J. A., Holtgren, J. M., Auer, N. A., & Ogren, S. A., «Lake Sturgeon Spawning Habitat in the Big Manistee River, Michigan», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 28, n° 4, 2008, pp. 1009–1019, <https://doi.org/10.1577/m07-051.1>
- Collas, K. F. P. L., Van Aalderen, R., Scharbert, A. P., & Leuven, R. S. E. W., *Stow net fishing in the river Rhine 2018-2021*, 2021
- Cormack, R. M., «Estimates of Survival from the Sighting of Marked Animals», *Biometrika*, vol. 51, n°s 3/4, 1964, pp. 429–438
- Counihan, T. D., & Chapman, C. G., «Relating river discharge and water temperature to the recruitment of age-0 White Sturgeon (*Acipenser transmontanus*, Richardson, 1836) in the Columbia River using over-dispersed catch data», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 34, n° 2, 2018, pp. 279–289, <https://doi.org/10.1111/jai.13570>
- Counihan, T. D., Miller, A. I., & Parsley, M. J., «Indexing the Relative Abundance of Age-0 White Sturgeons in an Impoundment of the Lower Columbia River from Highly Skewed Trawling Data», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 19, n° 2, 1999, pp. 520–529, [https://doi.org/10.1577/1548-8675\(1999\)019<0520:itraoa>2.0.co;2](https://doi.org/10.1577/1548-8675(1999)019<0520:itraoa>2.0.co;2)
- Cousin, X., Daouk, T., Péan, S., Lyphout, L., Schwartz, M. E., & Bégout, M. L., «Electronic individual identification of zebrafish using radio frequency identification (RFID) microtags», *Journal of Experimental Biology*, vol. 215, 2012, pp. 2729–2734, <https://doi.org/10.1242/jeb.071829>
- Cox, T. L., Guy, C. S., Holmquist, L. M., & Webb, M. A. H., «Reproductive indices and observations of mass ovarian follicular atresia in hatchery-origin pallid sturgeon», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 38, 2022, pp. 391–402, <https://doi.org/10.1111/jai.14339>
- Crossman, J. A., Martel, G., Johnson, P. N., & Bray, K., «The use of Dual-frequency IDentification SONar (DIDSON) to document white sturgeon activity in the Columbia River, Canada», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 27, suppl. 2, 2011, pp. 53–57, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01832.x>



- Dadswell, M. J., Ceapa, C., Spares, A. D., Stewart, N. D., Curry, R. A., Bradford, R. G., & Stokesbury, M. J. W., «Population characteristics of adult Atlantic Sturgeon captured by the commercial fishery in the Saint John River Estuary, New Brunswick», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 146, 2017, pp. 318–330, <https://doi.org/10.1080/00028487.2016.1264473>
- Dadswell, M. J., Wehrell, S. A., Spares, A. D., Mclean, M. F., Beardsall, J. W., Logan-Chesney, L. M., Nau, G. S., Ceapa, C., Redden, A. M., & Stokesbury, M. J. W., «The annual marine feeding aggregation of Atlantic sturgeon *Acipenser oxyrinchus* in the inner Bay of Fundy: population characteristics and movement», *Journal of Fish Biology*, vol. 89, 2016, pp. 2107–2132, <https://doi.org/10.1111/jfb.13120>
- Deiner, K. & Altermatt, F., «Transport distance of invertebrate environmental DNA in a natural river», *PLoS ONE*, 2014, <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0088786>
- Dettmers, J. M., Gutreuter, S., Wahl, D. H., & Soluk, D. A., «Patterns in abundance of fishes in main channels of the upper Mississippi River system», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 2001, <https://doi.org/10.1139/cjfas-58-5-933>
- Dieterman, D. J., Frank, J., Painovich, N., & Staples, D. F., «Lake Sturgeon Population Status and Demography in the Kettle River, Minnesota, 1992–2007», *North American Journal of Fisheries Management*, 2010, <https://doi.org/10.1577/m09-085.1>
- Divers, S. J., Boone, S. S., Hoover, J. J., Boysen, K. A., Killgore, K. J., Murphy, C. E., George, S. G., & Camus, A. C., «Field endoscopy for identifying gender, reproductive stage and gonadal anomalies in free-ranging sturgeon (*Scaphirhynchus*) from the lower Mississippi River», *Journal of Applied Ichthyology*, 2009, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2009.01337.x>
- Doroshov, S. I., Moberg, G. P., & Van Eenennaam, J. P., «Observations on the reproductive cycle of cultured white sturgeon, *Acipenser transmontanus*», *Environmental Biology of Fishes*, vol. 48, 1997, pp. 265–278
- Doukakis, P., Mora, E. A., Wang, S., Reilly, P., Bellmer, R., Lesyna, K., Tanaka, T., Hamda, N., Moser, M. L., Erickson, D. L., Vestre, J., McVeigh, J., Stockmann, K., Duncan, K., & Lindley, S. T., «Postrelease survival of green sturgeon (*Acipenser medirostris*) encountered as bycatch in the trawl fishery that targets California halibut (*Paralichthys californicus*), estimated by using pop-up satellite archival tags», *Fishery Bulletin*, vol. 118, n° 1, 2020, pp. 63–73, <https://doi.org/10.7755/FB.118.1.6>
- Downing, S. L., Prentice, E. F., Frazier, R. W., Simonson, J. E., & Nunnallee, E. P., «Technology developed for diverting passive integrated transponder (PIT) tagged fish at hydroelectric dams in the Columbia River Basin», *Aquacultural Engineering*, vol. 25, 2001, pp. 149–164, [www.elsevier.nl/locate/aqua-online](http://www.elsevier.nl/locate/aqua-online)
- Dudu, A., Samu, M., Maereanu, M., & Georgescu, S. E., «A Multistep DNA-Based Methodology for Accurate Authentication of Sturgeon Species», *Foods*, vol. 11, 2022, <https://doi.org/10.3390/foods11071007>
- Dudu, A., Suci, R., Paraschiv, M., Georgescu, S. E., Costache, M., & Berrebi, P., «Nuclear markers of Danube sturgeons hybridization», *International Journal of Molecular Sciences*, vol. 12, 2011, pp. 6796–6809, <https://doi.org/10.3390/ijms12106796>
- Dumont, P., D'Amours, J., Thibodeau, S., Dubuc, N., Verdon, R., Garceau, S., Bilodeau, P., Mailhot, Y., & Fortin, R., «Effects of the development of a newly created

- spawning ground in the Des Prairies River (Quebec, Canada) on the reproductive success of lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*)», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 27, n° 2, 2011, pp. 394–404, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01718.x>
- Eigaard, O. R., Marchal, P., Gislason, H., & Rijnsdorp, A. D., «Technological Development and Fisheries Management», *Reviews in Fisheries Science and Aquaculture*, vol. 22, 2014, pp. 156–174, <https://doi.org/10.1080/23308249.2014.899557>
- Fadaee, B., Pourkazemi, M., Tavakoli, M., Joushideh, H., Khoshghalb, M. R. B., Hosseini, M. R., & Abdulhay, H., «Tagging and tracking juvenile sturgeons in shallow waters of the Caspian Sea (less than 10 m depth) using CWT (Coded Wire Tags) and barbel incision», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 22(SUPPL. 1), 2006, pp. 160–165, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2007.00945.x>
- Falahatkar, B., Akhavan, S. R., Tolouei Gilani, M. H., & Abbasalizadeh, A, «Sex identification and sexual maturity stages in farmed great sturgeon, *Huso huso* L. through biopsy», *Iranian Journal of Veterinary Research*, vol. 14, n° 2, 2013, pp. 133–139
- Feng, G., Zhuang, P., Zhang, L., Kynard, B., Shi, X., Duan, M., Liu, J., & Huang, X, «Effect of anaesthetics MS-222 and clove oil on blood biochemical parameters of juvenile Siberian sturgeon (*Acipenser baerii*)», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 27, 2011, pp. 595–599, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01711.x>
- Flowers, H. J., & Hightower, J. E., «A Novel Approach to Surveying Sturgeon Using Side-Scan Sonar and Occupancy Modeling», *Marine and Coastal Fisheries*, vol. 5, n° 1, 2013, pp. 211–223, <https://doi.org/10.1080/19425120.2013.816396>
- Fraser, H. M., Greenstreet, S. P. R., Fryer, R. J., & Piet, G. J., «Mapping spatial variation in demersal fish species diversity and composition in the North Sea: Accounting for species- and size-related catchability in survey trawls», *ICES Journal of Marine Science*, vol. 65, n° 4, 2008, pp. 531–538, <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsn036>
- Fraser, H. M., Greenstreet, S. P. R., & Piet, G. J., «Taking account of catchability in groundfish survey trawls: Implications for estimating demersal fish biomass», *ICES Journal of Marine Science*, vol. 64, n° 9, 2007, pp. 1800–1819, <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsm145>
- Frederick, J. L., «Evaluation of Fluorescent Elastomer Injection as a Method for Marking Small Fish», *Bulletin of Marine Science*, vol. 61, n° 2, 1997, pp.399–408
- Friday, M., & Haxton, T., «Evaluating the effects of controlled flows on historical spawning site access, reproduction and recruitment of lake sturgeon *Acipenser fulvescens*», *Journal of Fish Biology*, vol. 99, n° 6, 2021, pp. 1940–1957, <https://doi.org/10.1111/jfb.14900>
- Friedrich, T., Lieckfeldt, D., & Ludwig, A, «Genetic Assessment of Remnant Sub-Populations of Sterlet (*Acipenser ruthenus* Linnaeus, 1758) in the Upper Danube», *Diversity*, vol. 14, n° 10, 2022, <https://doi.org/10.3390/d14100893>
- Gao, X., Lin, P., Li, M., Duan, Z., & Liu, H., «Impact of the Three Gorges Dam on the spawning stock and natural reproduction of Chinese sturgeon in the Changjiang River, China», *Chinese Journal of Oceanology and Limnology*, vol. 34, n° 5, 2016, pp. 894–901, <https://doi.org/10.1007/s00343-016-4303-2>

Gessner, J., & Arndt, G. M., «Modification of gill nets to minimize by-catch of sturgeons», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 22(Suppl. 1), 2006, pp. 166–171

Gessner, J. et al., *Technical Guideline for EX SITU Conservation Measures in Sturgeons (lignes directrices techniques concernant les mesures de conservation ex situ de l'esturgeon)*, Contrat de service de la CE (09.0201/2022/885601/SER/D.3) «Soutien aux actions de conservation et de protection en vue de la mise en œuvre du plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons», Office des publications de l'Union européenne, Luxembourg, 2024

Gibbons, J. W., & Andrews, K. M., «PIT tagging: Simple Technology at Its Best», *BioScience*, vol. 54, n° 5, 2004, pp. 447–454

Gillespie, M. A., McDougall, C. A., Nelson, P. A., Sutton, T., & MacDonell, D. S., «Observations regarding Lake Sturgeon spawning below a hydroelectric generating station on a large river based on egg deposition studies», *River Research and Applications*, vol. 36, n° 10, 2020, pp. 2024–2042, <https://doi.org/10.1002/rra.3731>

Godø, O. R., Engås, A., & Walsh, S. J., «Investigating density-dependent catchability in bottom-trawl surveys», *ICES Journal of Marine Science*, vol. 56, n° 3, 1999, pp. 292–298, <https://doi.org/10.1006/jmsc.1999.0444>

Gomulka, P., Wlasow, T., Velíšek, J., Svobodová, Z., & Chmielinska, E., «Effects of eugenol and MS-222 anaesthesia on Siberian sturgeon *Acipenser baerii* Brandt», *Acta Veterinaria Brno*, vol. 77, 2008, pp. 447–453, <https://doi.org/10.2754/avb200877030447>

Goodman, B. J., Guy, C. S., Camp, S. L., Gardner, W. M., Kappenman, K. M., & Webb, M. A. H., «Shovelnose sturgeon spawning in relation to varying discharge treatments in a Missouri River tributary», *River Research and Applications*, 2013, <http://journals2.scholarsportal.info.cat1.lib.trentu.ca:8080/tmp/6710241113447051980.pdf>

Gordoa, A., & Hightower, J. E., «Changes in catchability in a bottom-trawl fishery for Cape hake (*Merluccius capensis*)», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 48, 1991, pp. 1887–1895, <https://doi.org/10.1139/f91-224>

Grohs, K. L., Klumb, R. A., Chipps, S. R., & Wanner, G. A., «Ontogenetic patterns in prey use by pallid sturgeon in the Missouri River, South Dakota and Nebraska», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 25, 2009, pp. 48–53, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2009.01279.x>

Gross, M. R., Repka, J., Robertson, C. T., Secor, D. H., & Van Winkle, W., «Sturgeon Conservation: Insights From Elasticity Analysis», *Biology, Management, and Protection of North American Sturgeon*, vol. 28, 2002, pp. 13–30, <https://www.researchgate.net/publication/237385272>

Guy, C. S., Braaten, P. J., Herzog, D. P., Pitlo, J., & Rogers, R. S., «Warmwater Fish in Rivers», in S. A. Bonar, W. A. Hubert, & D. W. Willis (eds.), *Standard Methods for Sampling North American Sturgeon*, American Fisheries Society, 2009, pp. 59–84

Haidvogel, G., Munteanu, C., & Reinartz, R., *Strategy for ecological corridor conservation and restoration in the Danube catchment*, 2021

- Hale, E. A., Park, I. A., Fisher, M. T., Wong, R. A., Stangl, M. J., & Clark, J. H., «Abundance Estimate for and Habitat Use by Early Juvenile Atlantic Sturgeon within the Delaware River Estuary», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 145, n° 6, 2016, pp. 1193–1201, <https://doi.org/10.1080/00028487.2016.1214177>
- Hamel, M. J., Hammen, J. J., & Pegg, M. A., «Tag Retention of T-Bar Anchor Tags and Passive Integrated Transponder Tags in Shovelnose Sturgeon», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 32, n° 3, 2012, pp. 533–538, <https://doi.org/10.1080/02755947.2012.675961>
- Hamel, M. J., Pegg, M. A., Hammen, J. J., & Rugg, M. L., «Population characteristics of pallid sturgeon, *Scaphirhynchus albus* (Forbes & Richardson, 1905), in the lower Platte River, Nebraska», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 30, 2014, pp. 1362–1370, <https://doi.org/10.1111/jai.12560>
- Hamel, M. J., Steffensen, K. D., Hammen, J. J., & Pegg, M. A., «Evaluation of passive integrated transponder tag retention from two tagging locations in juvenile pallid sturgeon», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 29, n° 1, 2013, pp. 41–43, <https://doi.org/10.1111/jai.12103>
- Hammen, J. J., Hamel, M. J., Rugg, M. L., Peters, E. J., & Pegg, M. A., «Population characteristics of Shovelnose Sturgeon during low- and high-water conditions in the Lower Platte River, Nebraska», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 38, 2018, pp. 308–315, <https://doi.org/10.1002/nafm.10023>
- Harley, S. J., Myers, R. A., & Dunn, A., «Is catch-per-unit-effort proportional to abundance?», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 58, n° 9, 2001, pp. 1760–1772, <https://doi.org/10.1139/cjfas-58-9-1760>
- Harrison, J. B., Sunday, J. M., & Rogers, S. M., «Predicting the fate of eDNA in the environment and implications for studying biodiversity», in *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, vol. 286, n° 1915, Royal Society Publishing, 2019, <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.1409>
- Hastein, T., Hill, B. J., Berthe, F., & Lightner, D. V., «Traceability of aquatic animals», *Rev. Sei. Teeh. Off Int. Epiz*, vol. 20, n° 2, 2001, pp. 564–583
- Haxton, T., & Friday, M., «Spatiotemporal changes in juvenile lake sturgeon abundance in a large river», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 36, n° 6, 2020, pp. 772–779, <https://doi.org/10.1111/jai.14106>
- Haxton, T., Friday, M., Cano, T., & Hendry, C., «Variation in lake sturgeon (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817) abundance in rivers across Ontario, Canada», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 30, n° 6, 2014, pp. 1335–1341, <https://doi.org/10.1111/jai.12550>
- Haxton, T., Friday, M., & Gillespie, M., «Dynamics of Lake Sturgeon (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817) in a 'pristine' river», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 34, n° 2, 2018, pp. 290–301, <https://doi.org/10.1111/jai.13560>
- Haxton, T., Gessner, J., & Friedrich, T., «A review of the assessment techniques used for population monitoring at different life stages of sturgeons», *Environmental Reviews*, vol. 32, n° 1, 2024, pp. 91–113, <https://doi.org/https://doi.org/10.1139/er-2023-0026>

Haxton, T. J., «Characteristics of a Lake Sturgeon Spawning Population Sampled a Half Century Apart», *Journal of Great Lakes Research*, vol. 32, n° 1, 2006, pp. 124–130, <https://doi.org/10.3394/0380>

Haxton, T. J., & Cano, T. M., «A global perspective of fragmentation on a declining taxon—the sturgeon (*Acipenseriformes*)», *Endangered Species Research*, vol. 31, 2016, pp. 203–210, <https://doi.org/10.3354/esr00767>

Haxton, T. J., & Friday, M. J., «Are we overestimating recovery of sturgeon populations using mark/recapture surveys?», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 35, 2019, pp. 336–343, <https://doi.org/10.1111/jai.13795>

He, P., Chopin, F., Suuronen, P., Ferro, R. S. T., & Lansley, J., *Classification et définition illustrée des engins de pêche*, FAO, document technique sur les pêches et l'aquaculture n° 672, Rome, FAO, 2023

Heino, M., Porteiro, F. M., Sutton, T. T., Falkenhaus, T., Godø, O. R., & Piatkowski, U., «Catchability of pelagic trawls for sampling deep-living nekton in the mid-North Atlantic», *ICES Journal of Marine Science*, vol. 68, 2011, pp. 377–389, <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsq089>

Hensel, K., & Holčík, J., «Past and Current Status of Sturgeons in the Upper and Middle Danube River», *Environmental Biology of Fishes*, vol. 48, 1997, pp. 185–200, [https://doi.org/10.1007/0-306-46854-9\\_9](https://doi.org/10.1007/0-306-46854-9_9)

HELCOM, «HELCOM Action Plan for the protection and recovery of Baltic sturgeon *Acipenser oxyrinchus oxyrinchus* in the Baltic Sea area», *Baltic Sea Environment Proceedings*, n° 168, 2019, <https://helcom.fi/wp-content/uploads/2020/06/HELCOM-Sturgeon-Action-Plan-2019-2029.pdf>

Hernandez-Divers, S. J., Bakal, R. S., Hickson, B. H., Rawlings, C. A., Wilson, H. G., Radlinsky, M., Hernandez-Divers, S. M., & Dover, S. R., «Endoscopic Sex Determination and Gonadal Manipulation in Gulf of Mexico Sturgeon (*Acipenser oxyrinchus desotoi*)», *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, vol. 35, n° 4, 2004, pp. 459–470, <http://www.jstor.orgURL:http://www.jstor.org/stable/20096378> Consulté le :18/11/2015, à 14:44 UTC

Hightower, J. E., & Gilbert, R. J., «Using the Jolly-Seber Model to Estimate Population Size, Mortality, and Recruitment for a Reservoir Fish Population», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 113, 1984, pp. 633–641, [https://doi.org/10.1577/1548-8659\(1984\)113<633:utjmte>2.0.co;2](https://doi.org/10.1577/1548-8659(1984)113<633:utjmte>2.0.co;2)

Holčík, J. (dir.), *General introduction to Fishes and Acipenseriformes*, «Freshwater fishes of Europe (vol. I part. II)», Aula Verlag, Wiesbaden, 1989, 460 p.

Holostenco, D., Onara, D. F., Suci, R., Hont, S., & Marian, P., «Distribution and genetic diversity of sturgeons feeding in the marine area of the Danube Delta Biosphere Reserve», *Scientific Annals of the Danube Delta Institute*, vol. 19, 2013, pp. 25–34, <https://doi.org/10.7427/DDI.19.04>

Holostenco, D. N., Ciorpac, M., Firidin, S., Eroglu, O., Memis, D., Paraschiv, M., Hont, S., Iani, M., Tosić, K., Taflan, E., Porea, D., Kersten, P., Aydın, I., Suci, R., Gessner, J., Risnoveanu, G., & Kohlmann, K., «Genetic population structure of the critically endangered stellate sturgeon (*Acipenser stellatus*) in the Black Sea basin: Implications

- for conservation», *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 2022, 14 p., DOI: 10.1002/aqc.3892
- Holtgren, J. M., & Auer, N. A., «Movement and habitat of juvenile lake sturgeon (*acipenser fulvescens*) in the sturgeon river/portage lake system, michigan», *Journal of Freshwater Ecology*, vol. 19, n° 3, 2004, pp. 419–432, <https://doi.org/10.1080/02705060.2004.9664915>
- Hughes, J. B., Bentz, B., & Hightower, J. E., «A non-invasive approach to enumerating White Sturgeon (*Acipenser transmontanus* Richardson, 1863) using side-scan sonar», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 34, n° 2, 2018, pp. 398–404, <https://doi.org/10.1111/jai.13559>
- Hunter, R. D., Roseman, E. F., Sard, N. M., Hayes, D. B., Brenden, T. O., DeBruyne, R. L., & Scribner, K. T., «Egg and Larval Collection Methods Affect Spawning Adult Numbers Inferred by Pedigree Analysis», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 40, n° 2, 2020, pp. 307–319, <https://doi.org/10.1002/nafm.10333>
- Hurvitz, A., Jackson, K., Yom-Din, S., Degani, G., & Levani-Sivan, B., «Sexual development in Russian sturgeon (*Acipenser gueldenstaedtii*) grown in aquaculture», *Cybiuim, International Journal of Ichthyology*, 2007, <https://www.researchgate.net/publication/259932658>
- Huse, I., Iilende, T., & Strømme, T., «Towards a catchability constant for trawl surveys of Namibian hake», *South African Journal of Marine Science*, vol. 23, 2001, pp. 375–383, <https://doi.org/10.2989/025776101784528782>
- Ignatavičienė, I., Ragauskas, A., Rakauskas, V., & Butkauskas, D., «Quality of DNA extracted from freshwater fish scales and mucus and its application in genetic diversity studies of *Perca fluviatilis* and *Rutilus rutilus*», *Biology Methods and Protocols*, vol. 8, 2023, <https://doi.org/10.1093/biomethods/bpad022>
- Iorga, V., Cristea, V., Patriche, N., Patriche, T., Trofimov, A., Mocanu, C., Mocanu, M., Bocioc, E., & Coada, M. T., «State of the Sturgeon Stocks in the Danube River», *Journal of Environmental Protection and Ecology*, vol. 12, n° 4, 2011, pp. 1746–1751, <https://www.researchgate.net/publication/284437752>
- Irvine, R. L., Schmidt, D. C., & Hildebrand, L. R., «Population status of White Sturgeon in the Lower Columbia River within Canada», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 136, 2007, pp. 1472–1479, <https://doi.org/10.1577/T06-190.1>
- Izzo, L. K., Parrish, D. L., Zydlewski, G. B., & Koenigs, R., «Second Fin Ray Shows Promise for Estimating Ages of Juvenile but Not Adult Lake Sturgeon», *North American Journal of Fisheries Management*, 2021, pp. 217–228, <https://doi.org/10.1002/nafm.10561>
- Jager, H. I., Van Winkle, W., Chandler, J. A., Lepla, K. B., Bates, P., & Counihan, T. D., «A Simulation Study of Factors Controlling White Sturgeon Recruitment in the Snake River», *American Fisheries Society Special Publication*, vol. 28, 2002, pp. 127–150
- Johnson, S., Beveridge, I., & English, K., *Side-scan Sonar Surveys of Potential White Sturgeon (*Acipenser transmontanus*) Spawning Areas in the Lower Fraser River, 2015, 2016*, <https://wateroffice.ec.gc.ca>

- Jolly, G. M., «Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration-stochastic model», *Biometrika*, vol. 52, n<sup>os</sup> 1/2, 1965, pp. 225–247
- Jones, N., & Yunker, G., *Riverine index netting: manual of instructions*, Ontario Ministry of Natural Resources, Aquatic Research and Development Section
- Kaesler, A. J., & Litts, T. L., «A Novel Technique for Mapping Habitat in Navigable Streams Using Low-cost Side Scan Sonar», *Fisheries*, vol. 35, n<sup>o</sup> 4, 2010, pp. 163–174, <https://doi.org/10.1577/1548-8446-35.4.163>
- Kahn, J. E., Hager, C., Watterson, J. C., Mathies, N., Deacy, A., & Hartman, K. J., «Population and sex-specific survival estimates for Atlantic sturgeon: addressing detection probability and tag loss», *Aquatic Biology*, vol. 32, 2023, 12 p, <https://doi.org/10.3354/ab00757>
- Kahn, J. E., Hager, C., Watterson, J. C., Mathies, N., & Hartman, K. J., «Comparing abundance estimates from closed population mark-recapture models of endangered adult Atlantic sturgeon», *Endangered Species Research*, vol. 39, 2019, pp. 63–76, <https://doi.org/10.3354/esr00957>
- Kahn, J. E., Hager, C., Watterson, J. C., Russo, J., Moore, K., & Hartman, K., «Atlantic Sturgeon Annual Spawning Run Estimate in the Pamunkey River, Virginia», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 143, n<sup>o</sup> 6, 2014, pp. 1508–1514, <https://doi.org/10.1080/00028487.2014.945661>
- Kahn, J. E., Watterson, J. C., Hager, C. H., Mathies, N., & Hartman, K. J., «Calculating adult sex ratios from observed breeding sex ratios for wide-ranging, intermittently breeding species», *Ecosphere*, vol. 12, n<sup>o</sup> 5, 2021, <https://doi.org/10.1002/ecs2.3504>
- Kahn, J., & Mohead, M., *A Protocol for Use of Shortnose, Atlantic, Gulf, and Green Sturgeons*, 2010
- Kalmykov, V. A., Ruban, G. I., & Pavlov, D. S., «Migrations and resources of sterlet *Acipenser ruthenus* (Acipenseridae) from the lower reaches of the Volga River», *Journal of Ichthyology*, vol. 50, n<sup>o</sup> 1, 2010, pp. 44–51, <https://doi.org/10.1134/S0032945210010066>
- Kanefsky, J., Smith, S., & Scribner, K. T., «Real-Time PCR-Based Method for Sex Determination in Lake Sturgeon (*Acipenser fulvescens*)», *Diversity*, vol. 14, 2022, p. 839, <https://doi.org/10.3390/d14100839>
- Kappenman, K. M., & Parker, B. L., «Ghost Nets in the Columbia River: Methods for Locating and Removing Derelict Gill Nets in a Large River and an Assessment of Impact to White Sturgeon», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 27, n<sup>o</sup> 3, 2007, pp. 804–809, <https://doi.org/10.1577/m06-052.1>
- Kapusta, A., Duda, A., Wiszniewski, G., & Kolman, R., «Preliminary evaluation of the effectiveness of visible implant elastomer and coded wire tags for tagging young-of-the-year Atlantic sturgeon, *Acipenser oxyrinchus*», *Archives of Polish Fisheries*, vol. 23, 2015, pp. 227–230, <https://doi.org/10.1515/aopf-2015-0026>
- Kazyak, D. C., Flowers, A. M., Hostetter, N. J., Madsen, J. A., Breece, M., Higgs, A., Brown, L. M., Royle, J. A., & Fox, D. A., «Integrating side-scan sonar and acoustic telemetry to estimate the annual spawning run size of Atlantic sturgeon in the Hudson



- river», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 77, n° 6, 2020, pp. 1038–1048, <https://doi.org/10.1139/cjfas-2019-0398>
- Kendall, W. L., & Nichols, J. D., «On the use of secondary capture–recapture samples to estimate temporary emigration and breeding proportions», *Journal of Applied Statistics*, vol. 22, n°s 5–6, 1995, pp. 751–762, <https://doi.org/10.1080/02664769524595>
- Kennedy, A. J., Daugherty, D. J., Sutton, T. M., & Fisher, B. E., «Population Characteristics of Shovelnose Sturgeon in the Upper Wabash River, Indiana», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 27, 2007, pp. 52–62, <https://doi.org/10.1577/m06-038.1>
- Khodorevskaya, R. P., & Krasikov, Ye. V., «Sturgeon abundance and distribution in the Caspian Sea», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 15, 1999, pp. 106–113, <https://doi.org/DOI.10.1111/j.1439-0426.1999.tb00218.x>
- Kjartanson, S. L., Haxton, T., Wozney, K., Lovejoy, N. R., & Wilson, C. C., «Conservation Genetics of Lake Sturgeon (*Acipenser fulvescens*): Nuclear Phylogeography Drives Contemporary Patterns of Genetic Structure and Diversity», *Diversity*, vol. 15, n° 3, 2023, p. 385, <https://doi.org/10.3390/d15030385>
- Koch, J. D., Quist, M. C., Pierce, C. L., Hansen, K. A., & Steuck, M. J., «Effects of Commercial Harvest on Shovelnose Sturgeon Populations in the Upper Mississippi River», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 29, n° 1, 2009, pp. 84–100, <https://doi.org/10.1577/m08-115.1>
- Kohlmann, K., Kersten, P., Gessner, J., Onără, D., Taflan, E., & Suci, R., «New microsatellite multiplex PCR sets for genetic studies of the sterlet sturgeon, *Acipenser ruthenus*», *Environmental Biotechnology*, vol. 13, n° 1, 2017, pp. 11–17, Doi:10.14799/ebms285
- Kohlmann, K., Kersten, P., Gessner, J., Eroglu, O., Ciorpac, M., Taflan, E., & Suci, R., «Validation of 12 species-specific, tetrasomic microsatellite loci from the Russian sturgeon, *Acipenser gueldenstaedtii*, for genetic broodstock management», *Aquaculture International*, vol. 26, 2018, pp. 1365–1376, <https://doi.org/10.1007/s10499-018-0290-y>
- Kotwicki, S., De Robertis, A., Ianelli, J. N., Punt, A. E., & Horne, J. K., «Combining bottom trawl and acoustic data to model acoustic dead zone correction and bottom trawl efficiency parameters for semipelagic species», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 70, 2013, pp. 208–219, <https://doi.org/10.1139/cjfas-2012-0321>
- Kotwicki, S., Ianelli, J. N., & Punt, A. E. (2014). Correcting density-dependent effects in abundance estimates from bottom-trawl surveys. *ICES Journal of Marine Science*, 71, 1107–1116. <https://doi.org/10.1038/278097a0>
- Kotwicki, S., & Ono, K., «The effect of random and density-dependent variation in sampling efficiency on variance of abundance estimates from fishery surveys», *Fish and Fisheries*, vol. 20, n° 4, 2019, pp. 760–774, <https://doi.org/10.1111/faf.12375>
- Kozłowski, M., Szczepkowski, M., Wunderlich, K., Piotrowska, I., & Szczepkowska, B. «Effect of visible implant elastomers on the growth, survival and tag retention in juvenile Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus*) in laboratory conditions», *Aquaculture Research*, vol. 48, 2017, pp. 1849–1855, <https://doi.org/10.1111/are.13022>

- Krebs, C. J., «Part One: Estimating Abundance in Animal and Plant Populations», in *Ecological methodology*, 3<sup>e</sup> éd., Harper and Row, 2014, pp. 24–89
- Kübra, A. K., «Anesthetic efficacy of clove oil and 2-phenoxyethanol as hematological, histopathological and echocardiographic on broodstock Danube sturgeon (*Acipenser gueldenstaedtii*)», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 38, n° 6, 2022, pp. 586–595, <https://doi.org/10.1111/jai.14361>
- Kuhl, H., Guiguen, Y., Höhne, C., Kreuz, E., Du, K., Klopp, C., Lopez-Roques, C., Yebra-Pimentel, E. S., Ciorpac, M., Gessner, J., Holostenco, D., Kleiner, W., Kohlmann, K., Lamatsch, D. K., Prokopov, D., Bestin, A., Bonpunt, E., Debeuf, B., Haffray, P., ... Stöck, M., «A 180 Myr-old female-specific genome region in sturgeon reveals the oldest known vertebrate sex determining system with undifferentiated sex chromosomes», *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, vol. 376, n° 1832, 2021, <https://doi.org/10.1098/rstb.2020.0089>
- LaHaye, M., Branchaud, A., Gendron, M., Verdon, R., & Fortin, R., «Reproduction, early life history, and characteristics of the spawning grounds of the lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*) in Des Prairies and L'Assomption rivers, near Montreal, Quebec», *Canadian Journal of Zoology*, vol. 70, 1992, pp. 1681–1689
- Lallaman, J. J., Damstra, R. A., & Galarowicz, T. L., «Population assessment and movement patterns of lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*) in the Manistee River, Michigan, USA», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 24, 2008, pp. 1–6, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2007.01032.x>
- Lamour, M., Le Barh, R., Merg, M.-L., Grasso, F., Quinton, E., Rochard, E., Le Pichon, C., & Acolas, M.-L., «Using simulated environmental variables to assess the seasonal estuarine habitat selection of a critically endangered anadromous species (*Acipenser sturio*)», *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, vol. 298, 2024, 108656 (numéro d'article), <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2024.108656>
- Langkau, M. C., Balk, H., Schmidt, M. B., & Borcharding, J., «Can acoustic shadows identify fish species? A novel application of imaging sonar data», *Fisheries Management and Ecology*, vol. 19, n° 4, 2012, pp. 313–322, <https://doi.org/10.1111/j.1365-2400.2011.00843.x>
- Lawrence, D. A., Elliott, R. F., Donofrio, M. C., & Forsythe, P. S., «Larval lake sturgeon production and drift behaviour in the Menominee and Oconto Rivers, Wisconsin», *Ecology of Freshwater Fish*, vol. 29, n° 4, 2020, pp. 722–738, <https://doi.org/10.1111/eff.12549>
- Lee, P. L. M., «DNA amplification in the field: move over PCR, here comes LAMP», *Molecular Ecology Resources*, vol. 17, n° 2, 2017, pp. 138–141, <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12548>
- Lenhardt, M., Jaric, I., Kalauzi, A., & Cvijanovic, G., «Assessment of extinction risk and reasons for decline in sturgeon», *Biodiversity and Conservation*, vol. 15, 2006, pp. 1967–1976, <https://doi.org/10.1007/s10531-005-4317-0>
- Lettink, M., & Armstrong, D. P., *An introduction to using mark-recapture analysis for monitoring threatened species*, Department of Conservation Technical Series 28A, 2003, pp. 5–32.

Levin, A. V., «Substrate selection, daily rhythm of vertical distribution and swimming speed of juvenile Russian sturgeon, *Acipenser gueldenstaedi*», *Journal of Ichthyology*, vol. 22, 1982, pp. 130–136

Li, X., Litvak, M. K., & Hughes Clarke, J. E., «Overwintering habitat use of shortnose sturgeon (*Acipenser brevirostrum*): Defining critical habitat using a novel underwater video survey and modeling approach», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 64, n° 9, 2007, pp. 1248–1257, <https://doi.org/10.1139/F07-093>

Lindberg, M. S., «A review of designs for capture-mark-recapture studies in discrete time», *Journal of Ornithology*, vol. 152(SUPPL. 2), 2012, pp. 355–370, <https://doi.org/10.1007/s10336-010-0533-9>

Liss, S. A., Li, H., & Deng, Z. D., «A subdermal tagging technique for juvenile sturgeon using a new self-powered acoustic tag», *Animal Biotelemetry*, vol. 10, n° 7, 2022, <https://doi.org/10.1186/s40317-022-00279-x>

Ludwig, A., Lippold, S., Debus, L., & Reinartz, R., «First evidence of hybridization between endangered sterlets (*Acipenser ruthenus*) and exotic Siberian sturgeons (*Acipenser baerii*) in the Danube River», *Biological Invasions*, vol. 11, 2009, pp. 753–760, <https://doi.org/10.1007/s10530-008-9289-z>

Macaulay, G., Warren-Myers, F., Barrett, L. T., Oppedal, F., Føre, M., & Dempster, T., «Tag use to monitor fish behaviour in aquaculture: a review of benefits, problems and solutions», *Reviews in Aquaculture*, vol. 13, 2021, pp. 1565–1582, <https://doi.org/10.1111/raq.12534>

Mackenzie, D. I., Nichols, J. D., Lachman, G. B., Droege, S., Royle, J. A., & Langtimm, C. A., «Estimating Site Occupancy Rates When Detection Probabilities Are Less Than One», *Ecology*, vol. 83, n° 8, 2002, pp. 2248–2255

MacKenzie, D. I., Nichols, J. D., Royle, J. A., Pollock, K. H., Bailey, L. L., & Hines, J. E., *Occupancy Estimation and Modeling - Inferring Patterns and Dynamics of Species Occurrence* (2<sup>e</sup> éd.), Academic Press, 2017

Mailhot, Y., Dumont, P., & Vachon, N., «Management of the Lake Sturgeon *Acipenser fulvescens* population in the lower St Lawrence River (Québec, Canada) from the 1910s to the present», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 27, 2011, pp. 405–410, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01727.x>

Mann, K. A., Holtgren, J. M., Auer, N. A., & Ogren, S. A., «Comparing size, movement, and habitat selection of wild and streamside-reared lake sturgeon», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 31, n° 2, 2011, pp. 305–314, <https://doi.org/10.1080/02755947.2011.576199>

Margaritova, B., Kenderov, L., Dashinov, D., Uzunova, E., & Mihov, S., «Dietary composition of young sturgeons (*Acipenseridae*) from the Bulgarian section of the Danube River», *Journal of Natural History*, vol. 55, n°s 35–36, 2021, pp. 2279–2297, <https://doi.org/10.1080/00222933.2021.2005838>

Matsche, M. A., «Evaluation of tricaine methanesulfonate (MS-222) as a surgical anesthetic for Atlantic Sturgeon *Acipenser oxyrinchus oxyrinchus*», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 27, n° 2, 2011, pp. 600–610, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01714.x>

Maunder, M. N., & Punt, A. E., «Standardizing catch and effort data: A review of recent approaches», *Fisheries Research*, vol. 70, 2004, pp. 141–159, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2004.08.002>

Maunder, M. N., Sibert, J. R., Fonteneau, A., Hampton, J., Kleiber, P., & Harley, S. J., «Interpreting catch per unit effort data to assess the status of individual stocks and communities», *ICES Journal of Marine Science*, vol. 63, n° 8, 2006, pp. 1373–1385, <https://doi.org/10.1016/j.icesjms.2006.05.008>

Maximov, V., Tiganov, G., Paraschiv, M., Nenciu, M. I., & Zaharia, T., «Preliminary data on the monitoring of sturgeon species in Romanian marine waters», *Journal of Environmental Protection and Ecology*, vol. 15, n° 3, 2014, pp. 933–943, <https://www.researchgate.net/publication/292242827>

McCabe, G. T., & Beckman, L. G., «Use of an Artificial Substrate to Collect White Sturgeon Eggs», *California Fish and Game*, vol. 76, n° 4, 1990, pp. 248–250

McComb, B., Zuckerberg, B., Vesely, D., & Jordan, C., *Monitoring Animal Populations and their Habitats: A Practitioner's Guide*, Oregon State University, 2018

McDougall, C. A., Barth, C. C., Aiken, J. K., Henderson, L. M., Blanchard, M. A., Ambrose, K. M., Hrenchuk, C. L., Gillespie, M. A., & Nelson, P. A., «How to sample juvenile Lake Sturgeon, (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817), in Boreal Shield rivers using gill nets, with an emphasis on assessing recruitment patterns», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 30, n° 6, 2014, pp. 1402–1415, <https://doi.org/10.1111/jai.12581>

McDougall, C. A., Nelson, P. A., Aiken, J. K., Burnett, D. C., Barth, C. C., MacDonell, D. S., Michaluk, Y., Klassen, C. N., & Macdonald, D., «Hatchery Rearing of Lake Sturgeon to Age 1 Prior to Stocking: A Path Forward for Species Recovery in the Upper Nelson River, Manitoba, Canada», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 40, n° 4, 2020, pp. 807–827, <https://doi.org/10.1002/nafm.10417>

McDougall, C. A., Pisiak, D. J., Barth, C. C., Blanchard, M. A., Macdonell, D. S., & Macdonald, D., «Relative recruitment success of stocked age-1 vs age-0 lake sturgeon (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817) in the Nelson River, northern Canada», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 30, n° 6, 2014, pp. 1451–1460, <https://doi.org/10.1111/jai.12555>

McFarlane, G. A., Wydoski, R. S., & Prince, E. D., «Historical Review of the Development of External Tags and Marks», *American Fisheries Society Symposium*, vol. 7, 1990, p.9–29, <https://www.researchgate.net/publication/253238516>

Meulenbroek, P., Hein, T., Friedrich, T., Valentini, A., Erős, T., Schabuss, M., Zornig, H., Lenhardt, M., Pekarik, L., Jean, P., Dejean, T., & Pont, D., «Sturgeons in large rivers: detecting the near-extinct needles in a haystack via eDNA metabarcoding from water samples», *Biodiversity and Conservation*, vol. 31, n° 11, 2022, pp. 2817–2832, <https://doi.org/10.1007/s10531-022-02459-w>

Mihov, S. D., Margaritova, B. K., & Koev, V. N., «Downstream migration of young-of-the-year sturgeons (*Acipenseridae*) in the Lower Danube River, Bulgaria», *Biodiversity*, vol. 23, n° 2, 2022, pp. 72–80, <https://doi.org/10.1080/14888386.2022.2099462>

Minami, M., Lennert-Cody, C. E., Gao, W., & Román-Verdesoto, M., «Modeling shark bycatch: The zero-inflated negative binomial regression model with smoothing»,

*Fisheries Research*, vol. 84, 2007, pp. 210–221,  
<https://doi.org/10.1016/j.fishres.2006.10.019>

Mora, E. A., Lindley, S. T., Erickson, D. L., & Klimley, A. P., «Estimating the Riverine Abundance of Green Sturgeon Using a Dual-Frequency Identification Sonar», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 35, n° 3, 2015, pp. 557–566

Moser, M. L., Bain, M., Collins, M. R., Haley, N., Kynard, B., O'herron, J. C., Gordon, I. I., Thomas, R., & Squiers, S., *A Protocol for Use of Shortnose and Atlantic Sturgeons*, National Marine Fisheries Service, 2000, [http://www.nmfs.gov/prot\\_res/prot\\_res.html](http://www.nmfs.gov/prot_res/prot_res.html)

Neiffer, D. L., «Anesthesia and Analgesia», in C. A. Hadfield & L. A. Clayton (eds.), *Clinical Guide to Fish Medicine*, John Wiley & Sons, Inc, 2021, pp. 198–212

Neiffer, D. L., & Stamper, A., «Fish Sedation, Anesthesia, Analgesia, and Euthanasia: Considerations, Methods, and Types of Drugs», *ILAR Journal*, vol. 50, n° 4, 2009, pp. 343–360

Nelson, T. C., Robichaud, D., Challenger, W., English, K. K., Mochizuki, T., Thibault, T., & Gazey, W. J., *Lower Fraser River White Sturgeon Monitoring and Assessment Program 2019: Summary of Sampling Results, Distribution, Growth, and Abundance Estimates Derived From 24-Month Bayesian Mark Recapture Modelling*, 2020

Neuburg, J., & Friedrich, T., «First description of a remnant population of sterlet (*Acipenser ruthenus*, LINNAEUS 1758) in the eastern Austrian Danube», *Journal for Nature Conservation*, vol. 75, 2023, 126473 (numéro d'article),  
<https://doi.org/10.1016/j.jnc.2023.126473>

Nichols, J. D., Noon, B. R., Stokes, S. L., & Hines, J. E., «Remarks on the use of mark-recapture methodology in estimating avian population size», *Studies in Avian Biology*, vol. 6, 1981, pp. 121–136,  
<http://scholar.google.com/scholar?hl=en&btnG=Search&q=intitle:Remarks+On+The+Use+Of+Mark-Recapture+Methodology+In+Estimating+Avian+Population+Size#0>

Nilo, P., Tremblay, S., Bolon, A., Dodson, J., Dumont, P., & Fortin, R., «Feeding Ecology of Juvenile Lake Sturgeon in the St. Lawrence River System», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 135, n° 4, 2006, pp. 1044–1055,  
<https://doi.org/10.1577/t05-279.1>

Novak, A. J., Carlson, A. E., Wheeler, C. R., Wippelhauser, G. S., & Sulikowski, J. A., «Critical Foraging Habitat of Atlantic Sturgeon Based on Feeding Habits, Prey Distribution, and Movement Patterns in the Saco River Estuary, Maine», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 146, n° 2, 2017, pp. 308–317,  
<https://doi.org/10.1080/00028487.2016.1264472>

O'Brien, S., Robert, B., & Tiandry, H., «Consequences of violating the recapture duration assumption of mark-recapture models: A test using simulated and empirical data from an endangered tortoise population», *Journal of Applied Ecology*, vol. 42, 2005, pp. 1096–1104, <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2005.01084.x>

Olsen, E. M., & Vøllestad, L. A., «An Evaluation of Visible Implant Elastomer for Marking Age-0 Brown Trout», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 21, 2001, pp. 967–970

Onăra, D., Suci, R., Paraschiv, M., Iani, M., Holostenco, D., & Taflan, E., «Contributions to Understanding the Spawning Ecology of Sturgeons in the Lower Danube River, Romania», *International Conference on Conservation, Recovery, and Sustainable Use of Danube Sturgeons*, Tulcea, Romania, 2011

Otis, D. L., Burnham, K. P., White, G. C., & R., A. D., «Statistical Inference from Capture Data on Closed Animal Populations», *Wildlife Monographs*, vol. 62, 1978, pp. 3–135

Paragamian, V. L., & Wakkinen, V. D., «Temporal distribution of Kootenai River white sturgeon spawning events and the effect of flow and temperature», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 18, 2002, pp. 542–549, [www.blackwell.de/synergy](http://www.blackwell.de/synergy)

Paragamian, V. L., Wakkinen, V. D., & Kruse, G., «Spawning locations and movement of Kootenai River white sturgeon», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 18, 2002, pp. 608–616, <https://doi.org/10.1046/j.1439-0426.2002.00397.x>

Paraschiv, M., & Suci, R., «First Results of Marking and Recapturing Young of the Year Beluga Sturgeons (*Huso huso*) in the Lower Danube River», *Scientific Annals of the Danube Delta National Institute for Research and Development*, vol. 12, 2005, pp. 75–82

Paraschiv, M., Suci, R., & Suci, M. «Present state of Sturgeon stocks in the Lower Danube river, Romania», *Proceedings 36th International Conference of IAD*, 2006, pp. 152–158

Peterson, M. S., Havrylkoff, J. M., Grammer, P. O., Mickle, P. F., & Slack, W. T., «Consistent SpatioTemporal Estuarine Habitat Use during Emigration or Immigration of a Western Population of Gulf Sturgeon», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 145, n° 1, 2016, pp. 27–43, <https://doi.org/10.1080/00028487.2015.1091382>

Pfleger, M. O., Rider, S. J., Johnston, C. E., & Janosik, A. M., «Saving the doomed: Using eDNA to aid in detection of rare sturgeon for conservation (*Acipenseridae*)», *Global Ecology and Conservation*, vol. 8, 2016, pp. 99–107, <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2016.08.008>

Pikitch, E. K., Doukakis, P., Lauck, L., Chakrabarty, P., & Erickson, D. L., «Status, trends and management of sturgeon and paddlefish fisheries», *Fish and Fisheries*, vol. 6, n° 3, 2005, pp. 233–265, <https://doi.org/10.1111/j.1467-2979.2005.00190.x>

Place, K. «Assessment of Sturgeon Bycatch, Bycatch Mortality and Other Regulatory Discard Mortality in Virginia's Winter/Spring Striped Bass and Other Gill Net Fisheries», *Fishery Resource Grant FRG 2006-09, Virginia Institute of Marine Science, William & Mary*, 2006, <https://scholarworks.wm.edu/reports>

Plough, L. V., Ogburn, M. B., Fitzgerald, C. L., Geranio, R., Marafino, G. A., & Richie, K. D., «Environmental DNA analysis of river herring in Chesapeake Bay: A powerful tool for monitoring threatened keystone species», *PLoS ONE*, vol. 13, 2018, pp. 1–26, <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0205578>

Pollock, K. H., *Capture-Recapture Models: A Review of Current Methods, Assumptions and Experimental Design*, Department of Statistics, North Carolina State University, n° 32, 1980

Pollock, K. H., «A Capture-Recapture Design Robust to Unequal Probability of Capture», *The Journal of Wildlife Management*, vol. 46, n° 3, 1982, pp. 752–757

- Pollock, K. H., «Review papers: Modeling capture, recapture, and removal statistics for estimation of demographic parameters for fish and wildlife populations: Past, present, and future», *Journal of the American Statistical Association*, vol. 86, n° 413, 1991, pp. 225–238, <https://doi.org/10.1080/01621459.1991.10475022>
- Pont, D., Keskin, E., Meulenbroek, P., Ünal, E. M., Bammer, V., Dejean, T., Er, A., Erös, T., Jean, P., Lenhardt, M., Nagel, C., Pekarik, L., Schabuss, M., Stoeckle, B., Stoica, E., Valentini, A., Zornig, H., & Weigand, A. M., «Metabarcoding of fish eDNA samples», *Joint Danube Survey 4 - Scientific Report: A Shared Analysis of the Danube River*, 2021, pp. 133–144
- Pont, D., Rocle, M., Valentini, A., Civade, R., Jean, P., Maire, A., Roset, N., Schabuss, M., Zornig, H., & Dejean, T., «Environmental DNA reveals quantitative patterns of fish biodiversity in large rivers despite its downstream transportation», *Scientific Reports*, vol. 8, 2018, 10361 (numéro d'article), <https://doi.org/10.1038/s41598-018-28424-8>
- Pope, K. L., Lochmann, S., & Young, M. K., «Methods for Assessing Fish Populations», in M. C. Quist & W. A. Hubert (eds.), *Inland fisheries management in North America* (3<sup>e</sup> éd), American Fisheries Society, 2010, pp. 325–351, <http://digitalcommons.unl.edu/ncfwrustaff/73>
- Powell, L. A., & Gale, G. A., *Estimation of Parameters for Animal Populations: A Primer for the Rest of Us*, Caught Napping Publications, 2015, <https://doi.org/10.1353/gpr.2018.0007>
- Poytress, W. R., Gruber, J. J., Van Eenennaam, J. P., & Gard, M., «Spatial and Temporal Distribution of Spawning Events and Habitat Characteristics of Sacramento River Green Sturgeon», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 144, n° 6, 2015, pp. 1129–1142
- Pradel, R., «Utilization of Capture-Mark-Recapture for the Study of Recruitment and Population Growth Rate», *Biometrics*, vol. 52, n° 2, 1996, 703–709
- Pratt, T. C., Gardner, W. M., Pearce, J., Greenwood, S., & Chong, S. C., «Identification of a robust Lake Sturgeon (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1917) population in Goulais Bay, Lake Superior», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 30, n° 6, 2014, pp. 1328–1334, <https://doi.org/10.1111/jai.12566>
- Pravin, P., Bharathiamma, M., Barman, J., & Baruah, D., «Fish trapping devices and Methods in Assam-A Review», *Indian Journal of Fisheries*, vol. 58, n° 2, 2011, pp. 127–135, <https://www.researchgate.net/publication/322819466>
- Priborsky, J., & Velisek, J., «A Review of Three Commonly Used Fish Anesthetics», *Reviews in Fisheries Science and Aquaculture*, vol. 26, n° 4, 2018, pp. 417–442, <https://doi.org/10.1080/23308249.2018.1442812>
- Radinger, J., Britton, J. R., Carlson, S. M., Magurran, A. E., Alcaraz-Hernández, J. D., Almodóvar, A., Benejam, L., Fernández-Delgado, C., Nicola, G. G., Oliva-Paterna, F. J., Torralva, M., & García-Berthou, E., «Effective monitoring of freshwater fish», *Fish and Fisheries*, vol. 20, n° 4, 2019, pp. 729–747, <https://doi.org/10.1111/faf.12373>
- Reid, C. H., Vandergoot, C. S., Midwood, J. D., Stevens, E. D., Bowker, J., & Cooke, S. J., «On the Electroimmobilization of Fishes for Research and Practice: Opportunities, Challenges, and Research Needs», *Fisheries*, vol. 44, n° 12, 2019, pp. 576–585, <https://doi.org/10.1002/fsh.10307>



- Reinartz, R., *Technical Guideline for Sturgeon Habitat Monitoring (Lignes directrices pour le suivi des habitats des esturgeons)*, Contrat de service de la CE (09.0201/2022/885601/SER/D.3) «Soutien aux actions de conservation et de protection en vue de la mise en œuvre du plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons», Office des publications de l'Union européenne, Luxembourg, 2024, 110 p.
- Ricker, W. E., *Computation and Interpretation of Biological Statistics of Fish Populations*, Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada, 1975, <https://doi.org/10.1038/108070b0>
- R.L.&L., E. S. Ltd., *Fraser River White Sturgeon Monitoring Program, Region 2 (Lower Mainland) 1998 Data Report* (vol. 2), s. é., 1999
- Rochard, E., Castelnaud, G., & Lepage, M., «Sturgeons (Pisces: *Acipenseridae*); threats and prospects», *Journal of Fish Biology*, vol. 37, 1990, pp. 123–132
- Rochard, E., Lepage, M., Dumont, P., Tremblay, S., & Gazeau, C., «Downstream Migration of Juvenile European Sturgeon *Acipenser sturio* L. in the Gironde Estuary», *Estuaries*, vol. 24, n° 1, 2001, pp. 108–115
- Rochard, E., Lepage, M., & Meuzé, L., «Identification et caractérisation de l'aire de répartition marine de l'esturgeon européen *Acipenser sturio* à partir de déclarations de captures», *Aquat. Living Resour*, vol. 10, 1997, pp. 101–109
- Rochard, E., *Review of Bycatch Prevention and Mitigation Measures for Sturgeons - Support Document for the Implementation of the Pan-European Action Plan for Sturgeons*, Contrat de service de la CE (09.0201/2022/885601/SER/D.3) «Soutien aux actions de conservation et de protection en vue de la mise en œuvre du plan d'action paneuropéen pour la conservation des esturgeons», Office des publications de l'Union européenne, Luxembourg, 2024
- Roques, S., Berrebi, P., Rochard, E., & Acolas, M. L., «Genetic monitoring for the successful re-stocking of a critically endangered diadromous fish with low diversity», *Biological Conservation*, vol. 221, 2018, pp. 91–102, <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2018.02.032>
- Roques, S., Chancerel, E., Boury, C., Pierre, M., & Acolas, M. L., «From microsatellites to single nucleotide polymorphisms for the genetic monitoring of a critically endangered sturgeon», *Ecology and Evolution*, vol. 9, n° 12, 2019, pp. 7017–7029, <https://doi.org/10.1002/ece3.5268>
- Roseman, E. F., Boase, J., Kennedy, G., Craig, J., & Soper, K., «Adaption of egg and larvae sampling techniques for lake sturgeon and broadcast spawning fishes in a deep river», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 27(SUPPL. 2), 2011, pp. 89–92, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01828.x>
- Rosenthal, H., Bronzi, P., Gessner, J., Moreau, D., & Rochard, E., *Action Plan for the conservation and restoration of the European sturgeon (Acipenser sturio)*, s. é., 2009
- Roussel, J. M., Paillisson, J. M., Tréguier, A., & Petit, E., «The downside of eDNA as a survey tool in water bodies», *Journal of Applied Ecology*, vol. 52, n° 4, pp. 823–826, Blackwell Publishing Ltd, 2015, <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12428>
- Royle, J. A., «N-Mixture Models for Estimating Population Size from Spatially Replicated Counts», *Biometrics*, vol. 60, 2004, pp. 108–115

- Sanderlin, J. S., Morrison, M. L., & Block, W. M., «Analysis of Population Monitoring Data», in L. Brennan, A. Tri, & B. Marcot (eds.), *Quantitative Analyses in Wildlife Science*, John Hopkins University Press, 2019, pp. 131–148
- Sandu, C., Reinartz, R., & Bloesch, J., *Sturgeon 2020 - A program for the protection and rehabilitation of Danube sturgeons*, Danube Sturgeon Task Force (DSTF) & EU Strategy for the Danube River (EUSDR) Priority Area (PA) 6 - Biodiversity, 2013, 24 p.
- Sard, N. M., Hunter, R. D., Roseman, E. F., Hayes, D. B., DeBruyne, R. L., & Scribner, K. T., «Pedigree accumulation analysis: Combining methods from community ecology and population genetics for breeding adult estimation», *Methods in Ecology and Evolution*, vol. 12, n° 12, 2021, pp. 2388–2396, <https://doi.org/10.1111/2041-210X.13704>
- Schiemer, F., «Fish as indicators for the assessment of the ecological integrity of large rivers», *Hydrobiologia*, vol. 422/423, 2000, pp. 271–278
- Schueller, A. M., & Hayes, D. B., «Sensitivity of Lake Sturgeon Population Dynamics and Genetics to Demographic Parameters», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 139, n° 2, 2010, pp. 521–534, <https://doi.org/10.1577/t09-035.1>
- Schumann, D. A., Deslauriers, D., Wagner, M. D., Bertrand, K. N., & Graeb, B. D. S., «Effects of Passive Integrated Transponder Tags on Survival, Growth, and Swimming Performance of Age-0 Shovelnose Sturgeon», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 146, n° 2, 2017, pp. 230–239, <https://doi.org/10.1080/00028487.2016.1254111>
- Schwarz, C. J., & Arnason, A. N., «A General Methodology for the Analysis of Capture-Recapture Experiments in Open Populations», *Biometrics*, vol. 52, n° 3, 1996, pp. 860–873, <https://doi.org/10.2307/2533048>
- Schwarz, C. J., Bailey, R. E., Irvine, J. R., & Dalziel, F. C., «Estimating salmon spawning escapement using capture-recapture methods», *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 50, 1993, pp. 1181–1197, <https://doi.org/10.1139/f93-135>
- Scribner, K. T., & Kanefsky, J., «Molecular sexing of lake sturgeon», *Journal of Great Lakes Research*, vol. 47, 2021, pp. 934–936, <https://doi.org/10.1016/j.jglr.2021.03.015>
- Scribner, K. T., Uhrig, G., Kanefsky, J., Sard, N. M., Holtgren, M., Jerome, C., & Ogren, S., «Pedigree-based decadal estimates of lake sturgeon adult spawning numbers and genetic diversity of stream-side hatchery produced offspring», *Journal of Great Lakes Research*, vol. 48, n° 2, 2022, pp. 551–564, <https://doi.org/10.1016/j.jglr.2021.12.005>
- Seber, G. A. F., «A note on the multiple-recapture census», *Biometrika*, vol. 52, n°s 1/2, 1965, pp. 249–259.
- Seesholtz, A. M., Manuel, M. J., & Van Eenennaam, J. P., «First documented spawning and associated habitat conditions for green sturgeon in the Feather River, California», *Environmental Biology of Fishes*, vol. 98, n° 3, 2014, pp. 905–912, <https://doi.org/10.1007/s10641-014-0325-9>
- Shaluei, F., Hedayati, A., Jahanbakhshi, A., & Baghfalaki, M., «Physiological responses of great sturgeon (*Huso huso*) to different concentrations of 2-phenoxyethanol as an

- anesthetic», *Fish Physiology and Biochemistry*, vol. 38, 2012, pp. 1627–1634, <https://doi.org/10.1007/s10695-012-9659-4>
- Smith, A., Smokorowski, K. E., & Power, M., «Spawning lake sturgeon (*Acipenser fulvescens* Rafinesque, 1817) and their habitat characteristics in Rainy River, Ontario and Minnesota», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 33, n° 3, 2017, pp. 328–337, <https://doi.org/10.1111/jai.13372>
- Smith, K. M., & Baker, E. A., «Characteristics of Spawning Lake Sturgeon in the Upper Black River, Michigan», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 25, n° 1, 2005, pp. 301–307, <https://doi.org/10.1577/m03-229.1>
- Smith, K. M., & King, D. K., «Dynamics and extent of larval lake sturgeon *Acipenser fulvescens* drift in the Upper Black River, Michigan», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 21, n° 3, 2005, pp. 161–168, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2005.00623.x>
- Spindler, B. D., Chipps, S. R., Klumb, R. A., & Wimberly, M. C., «Spatial analysis of pallid sturgeon *Scaphirhynchus albus* distribution in the Missouri River, South Dakota», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 25(SUPPL. 2), 2009, pp. 8–13, <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2009.01283.x>
- Stakėnas, S., & Pilinkovskij, A., «Migration patterns and survival of stocked Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus* Mitchell, 1815) in Nemunas Basin, Baltic Sea», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 35, n° 1, 2019, pp. 128–137, <https://doi.org/10.1111/jai.13871>
- Stakėnas, S., Pilinkovskij, A., & Poviliūnas, J., «Survey-based assessment of recapture data for Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus*) in Lithuanian fisheries», *Boreal Environmental Research*, vol. 26, 2021, pp. 117–128
- Steffensen, K. D., Pegg, M. A., & Mestl, G. E., «Population characteristics of pallid sturgeon (*Scaphirhynchus albus* (Forbes & Richardson)) in the Lower Missouri River», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 29, 2013, pp. 687–695, <https://doi.org/10.1111/jai.12196>
- Steffensen, K. D., Powell, L. A., & Pegg, M. A., «Using the robust design framework and relative abundance to predict the population size of pallid sturgeon *Scaphirhynchus albus* in the lower Missouri River», *Journal of Fish Biology*, vol. 91, n° 5, 2017, pp. 1378–1391, <https://doi.org/10.1111/jfb.13457>
- Steffensen, K. D., Wilhelm, J. J., Haas, J. D., & Adams, J. D., «Conditional Capture Probability of Pallid Sturgeon in Benthic Trawls», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 35, n° 4, 2015, pp. 626–631, <https://doi.org/10.1080/02755947.2015.1035468>
- Stein, A. B., Friedland, K. D., & Sutherland, M., «Atlantic Sturgeon Marine Bycatch and Mortality on the Continental Shelf of the Northeast United States», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 24, n° 1, 2004, pp. 171–183, <https://doi.org/10.1577/m02-123>
- Stoeckle, M. Y., Soboleva, L., & Charlop-Powers, Z., «Aquatic environmental DNA detects seasonal fish abundance and habitat preference in an urban estuary», *PLoS ONE*, vol. 12, n° 4, 2017, <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0175186>
- Stokesbury, K. D. E., Stokesbury, M. J. W., Balazik, M. T., & Dadswell, M. J., «Use of the SAFE index to evaluate the status of a summer aggregation of atlantic sturgeon in Minas

Basin, Canada, and the implication of the index for the USA endangered species designation of atlantic and shortnose sturgeons», *Reviews in Fisheries Science and Aquaculture*, vol. 22, 2014, pp. 193–206, <https://doi.org/10.1080/23308249.2014.913005>

Strelnikova, A. P., «Feeding of juvenile sterlet (*Acipenser ruthenus*, *Acipenseridae*) in the Danube River midstream», *Journal of Ichthyology*, vol. 52, n° 1, 2012, 85–90, <https://doi.org/10.1134/S0032945212010110>

Strickland, G. J., & Roberts, J. H., «Utility of eDNA and occupancy models for monitoring an endangered fish across diverse riverine habitats», *Hydrobiologia*, vol. 826, n° 1, 2019, pp. 129–144, <https://doi.org/10.1007/s10750-018-3723-8>

Sulak, K. J., & Clugston, J. P., «Early Life History Stages of Gulf Sturgeon in the Suwannee River, Florida», *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 127, 1998, pp. 758–771, <http://digitalcommons.unl.edu/usgsstaffpub><http://digitalcommons.unl.edu/usgsstaffpub/1070>

Summerfelt, R. C., & Smith, L. S., «Anesthesia, Surgery, and Related Techniques», in C. B. Schreck & P. B. Moyle (eds.), *Methods for Fish Biology*, American Fisheries Society Publication, 1990

Szalóky, Z., György, Á. I., Tóth, B., Sevcsik, A., Specziár, A., Csányi, B., Szekeres, J., & Erős, T., «Application of an electrified benthic frame trawl for sampling fish in a very large European river (the Danube River) - Is offshore monitoring necessary?», *Fisheries Research*, vol. 151, 2014, pp. 12–19, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2013.12.004>

Taberlet, P., Coissac, E., Hajibabaei, M., & Rieseberg, L. H., «Environmental DNA», *Molecular Ecology*, vol. 21, 2012, pp. 1789–1793, <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2012.05542.x>

Thomas, M. V., & Haas, R. C., «Abundance, age structure, and spatial distribution of lake sturgeon, *Acipenser fulvescens*, in the St Clair System», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 18, 2002, pp. 495–501, [www.blackwell.de/synergy](http://www.blackwell.de/synergy)

Tucker, S. R., Houghton, C. J., Harris, B. S., Elliott, R. F., Donofrio, M. C., & Forsythe, P. S., «Reproductive status of a remnant Lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*) population: Spawning and larval drift in the lower Fox River, Wisconsin», *River Research and Applications*, vol. 37, n° 9, 2021, pp. 1265–1278, <https://doi.org/10.1002/rra.3836>

USFWS, *Range-wide Pallid Sturgeon Tagging and Marking Plan*, s. é., 2019

Vélez-Espino, L. A., & Koops, M. A., «Recovery Potential Assessment for Lake Sturgeon in Canadian Designatable Units», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 29, n° 4, 2009, pp. 1065–1090, <https://doi.org/10.1577/m08-034.1>

Villacorta-Rath, C., Hoskin, C. J., Strugnell, J. M., & Burrows, D., «Long distance (>20 km) downstream detection of endangered stream frogs suggests an important role for eDNA in surveying for remnant amphibian populations», *PeerJ*, vol. 9, 2021, <https://doi.org/10.7717/peerj.12013>

Vine, J. R., Kanno, Y., Holbrook, S. C., Post, W. C., & Peoples, B. K., «Using Side-Scan Sonar and N-Mixture Modeling to Estimate Atlantic Sturgeon Spawning Migration

- Abundance», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 39, n° 5, 2019, pp. 939–950, <https://doi.org/10.1002/nafm.10326>
- Walker, D. J., & Alford, J. B., «Mapping lake sturgeon spawning habitat in the upper tennessee river using side-scan sonar», *North American Journal of Fisheries Management*, vol. 36, n° 5, 2016, pp. 1097–1105, <https://doi.org/10.1080/02755947.2016.1198289>
- Webb, M. A. H., Van Eenennaam, J. P., Crossman, J. A., & Chapman, F. A., «A practical guide for assigning sex and stage of maturity in sturgeons and paddlefish», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 35, n° 1, 2019, pp. 169–186, <https://doi.org/10.1111/jai.13582>
- Webb, M. A. H., Van Eenennaam, J. P., Doroshov, S. I., & Moberg, G. P., «Preliminary observations on the effects of holding temperature on reproductive performance of female white sturgeon, *Acipenser transmontanus* Richardson», *Aquaculture*, vol. 176, 1999, pp. 315–329
- Welsh, A. B., Baerwald, M. R., Friday, M., & May, B., «The effect of multiple spawning events on cohort genetic diversity of lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*) in the Kaministiquia River», *Environmental Biology of Fishes*, vol. 98, n° 3, 2015, pp. 755–762 <https://doi.org/10.1007/s10641-014-0309-9>
- Whitaker, J. M., Price, L. E., Boase, J. C., Bernatchez, L., & Welsh, A. B., «Detecting fine-scale population structure in the age of genomics: a case study of lake sturgeon in the Great Lakes», *Fisheries Research*, vol. 230, 2020, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2020.105646>
- White, G. C., & Cooch, E. G., «Population abundance estimation with heterogeneous encounter probabilities using numerical integration», *Journal of Wildlife Management*, vol. 81, n° 2, 2017, pp. 322–336, <https://doi.org/10.1002/jwmg.21199>
- Williams, B. K., Nichols, J. D., & Conroy, M. J., *Analysis and Management of Animal Populations: Modeling, Estimation and Decision Making*, Academic Press, 2002
- Wilson, N., «Age determination of lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*) by use of the marginal pectoral ray fin», in C. H. Olver (éd.), *Proceedings of a workshop on the lake sturgeon* (*Acipenser fulvescens*), Ontario Ministry of Natural Resources, 1987, pp. 77–83
- Xu, N., Zhu, B., Shi, F., Shao, K., Que, Y., Li, W., Li, W., Jiao, W., Tian, H., Xu, D., & Chang, J., «Monitoring seasonal distribution of an endangered anadromous sturgeon in a large river using environmental DNA», *Science of Nature*, vol. 105, 2018, pp. 11–12, <https://doi.org/10.1007/s00114-018-1587-4>
- Young, H. J., Raoult, V., Platell, M. E., Williamson, J. E., & Gaston, T. F., «Within-genus differences in catchability of elasmobranchs during trawling», *Fisheries Research*, vol. 211 (août 2018), 2019, pp. 141–147, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2018.11.015>
- Yusishen, M. E., Eichorn, F. C., Anderson, W. G., & Docker, M. F., «Development of quantitative PCR assays for the detection and quantification of lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*) environmental DNA», *Conservation Genetics Resources*, vol. 12, n° 1, 2020, pp. 17–19, <https://doi.org/10.1007/s12686-018-1054-8>
- Zahl, I. H., Samuelsen, O., & Kiessling, A., «Anaesthesia of farmed fish: Implications for welfare», *Fish Physiology and Biochemistry*, vol. 38, 2012, pp. 201–218, <https://doi.org/10.1007/s10695-011-9565-1>

Zakharyan, G. B., «The natural reproduction of sturgeon in the Kura River following its regulation», *Journal of Ichthyology*, vol. 11, 1972, pp. 249–259

Zhang, C., Chen, Y., Xu, B., Xue, Y., & Ren, Y., «Evaluating the influence of spatially varying catchability on multispecies distribution modelling», *ICES Journal of Marine Science*, vol. 77, 2020, pp. 1841–1853, <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsaa068>

Zhang, H., Wang, C. Y., Yang, D. G., Du, H., Wei, Q. W., & Kang, M., «Spatial distribution and habitat choice of adult Chinese sturgeon (*Acipenser sinensis* Gray, 1835) downstream of Gezhouba Dam, Yangtze River, China», *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 30, 2014, pp. 1483–1491, <https://doi.org/10.1111/jai.12589>

## **14 Annexes**

### **14.1 Protocole de terrain**

Voir le fichier PDF suivant (en anglais) : [\[Lien ici\]](#)

### **14.2 Exemple de fiche de données utilisée dans le cadre du projet LIFE Boat 4 Sturgeon**

Voir le fichier Excel suivant (en anglais) : [\[Lien ici\]](#)

### **14.3 Élaboration et structure de la base de données STURIO (© IRSTEA, E. Quinton)**

Voir le fichier PDF suivant : [\[Lien ici\]](#)