

EVALUATION

de la fonctionnalité des frayères à salmonidés

- Bassin de la Hem -



Année 2020



SOMMAIRE

1. INTRODUCTION	3
1.1. Contexte	3
1.2. Mise en place d'une étude d'évaluation de la survie embryonnaire	5
2. MATERIEL ET METHODE	6
2.1. Choix des sites étudiés	6
2.2. Préparation des frayères	7
2.3. Mise en place des sticks hypoxies	10
2.4. Mise en incubation des œufs	12
2.5. Lecture des résultats	13
3. RESULTATS	15
3.1. Réalisation des frayères artificielles et mise en incubation.....	15
3.2. Condition hydrologique et thermique	16
3.3. Survie à l'éclosion.....	18
3.4. Lecture des sticks hypoxies	22
4. Discussion / Conclusion	24
4.1. Corrélation entre survie sous graviers et oxygénation du substrat.....	24
4.2. Facteurs limitants de l'étude.....	25

TABLE DES ILLUSTRATIONS

<i>Figure 1 : A gauche, truite de mer et saumon atlantique. A droite, nid de Grands Salmonidés</i>	<i>3</i>
<i>Figure 2 : Localisation des sites retenus pour la création de frayère artificielle sur le bassin de la Hem</i>	<i>6</i>
<i>Figure 3 : Exemple de site retenu : Station Amont d’Audenfort (en haut) et station de Guémy (en bas)</i>	<i>7</i>
<i>Figure 4 : Exemple de frayère naturelle de Grands Salmonidés</i>	<i>8</i>
<i>Figure 5 : Préparation d’une frayère artificielle sur la Hem (Leulenne)</i>	<i>9</i>
<i>Figure 6 : Mise en place des tubes PVC sur une frayère artificielle</i>	<i>9</i>
<i>Figure 7 : Estimation visuelle de la composition granulométrique des frayères artificielles</i>	<i>10</i>
<i>Figure 8 : Mise en place des sticks hypoxies</i>	<i>11</i>
<i>Figure 9 : Schéma de disposition des sticks hypoxie et des capsules d’incubation</i>	<i>11</i>
<i>Figure 10 : Récupération des œufs</i>	<i>12</i>
<i>Figure 11 : Photos du haut, mise en place des œufs fécondés dans les capsules. Photos du bas, transport en glacière et mise en incubation dans une frayère artificielle</i>	<i>13</i>
<i>Figure 12 : Ecllosion issue du lot témoin à la pisciculture Fédérale</i>	<i>14</i>
<i>Figure 13 : Lecture des sticks hypoxies</i>	<i>15</i>
<i>Figure 14 : Températures journalières cumulée (en °C) sur la durée de l’étude</i>	<i>16</i>
<i>Figure 15 : Températures journalières moyennes (en °C) sur la durée de l’étude</i>	<i>17</i>
<i>Figure 16 : Débit journalier pour les deux stations de suivi de la Hem</i>	<i>17</i>
<i>Figure 17 : Exemple d’œuf lors de la lecture</i>	<i>20</i>
<i>Figure 18 : Graphique illustrant les taux de survie à l’écllosion minimum et maximum obtenus sur les différentes stations</i>	<i>21</i>
<i>Figure 19 : Profondeur d’oxygénation et longueur cumulée d’hypoxie, dans les dômes et hors des dômes, pour chacune des stations, de l’aval vers l’amont</i>	<i>24</i>
<i>Figure 20 : Profondeur d’oxygénation et longueur cumulée d’hypoxie en fonction des taux de survie à l’écllosion</i>	<i>25</i>
<i>Tableau 1 : Caractéristiques des différentes frayères artificielles</i>	<i>15</i>
<i>Tableau 2 : Date clés en fonction des °J obtenue pour l’échantillon témoin de la pisciculture</i>	<i>18</i>
<i>Tableau 3 : Résultats obtenus pour l’échantillon témoin de la pisciculture</i>	<i>18</i>
<i>Tableau 4 : Conditions d’incubations des capsules sur les différents sites</i>	<i>19</i>
<i>Tableau 5 : Résultats bruts de la survie embryonnaire pour les différentes stations</i>	<i>20</i>
<i>Tableau 6 : Taux de survie à l’écllosion pour les différentes stations</i>	<i>21</i>
<i>Tableau 7 : Détails des sticks retrouvés sur l’ensemble des stations</i>	<i>22</i>
<i>Tableau 8 : Résultats de la lecture des sticks disposés dans les dômes incubateurs</i>	<i>22</i>
<i>Tableau 9 : Résultats de la lecture des sticks disposés hors des dômes</i>	<i>23</i>
<i>Tableau 10 : Taux de survie à l’écllosion, profondeur d’oxygénation et longueur cumulée d’hypoxie</i>	<i>24</i>

1. INTRODUCTION

1.1. Contexte

La Hem, d'une longueur de 26 km, prend sa source sur les communes de Surques et Escoeuilles à une hauteur moyenne de 115m. Ancien affluent direct de l'Aa, la Hem se sépare aujourd'hui en deux bras sur sa partie aval. Elle rejoint le canal de Calais à Saint-Omer via le Meulestroom et rejoint l'Aa canalisée via le Tiret en rive droite. Les principaux affluents de la Hem sont situés sur sa partie amont, le Loquin qui conflue en rive droite et le Sanghen qui conflue en rive gauche.

La Hem est principalement alimentée par les nappes de la Craie, qui lui confèrent des fluctuations de débits saisonniers assez faibles. Elle est cependant régulièrement soumise à des crues hivernales qui peuvent être importantes, sous l'effet de forts épisodes de précipitations et des nappes phréatiques saturées d'eau.

La Truite de mer (*Salmo trutta trutta*) est un migrateur potamotocue qui colonisent tous les ans le bassin de la Hem pour se reproduire, tout comme le Saumon atlantique (*Salmo salar*) dont la présence de géniteurs a été confirmée par l'échantillonnage de juvéniles (tacons) en 2017. La Truite fario (*Salmo trutta*) est également présente sur l'ensemble du bassin, mais elle effectue l'ensemble de son cycle biologique en eau douce. Espèces lithophiles, ces salmonidés vont se reproduire sur des frayères typiques disponibles en amont des bassins versants, entre les mois de novembre et janvier, où la ponte sera enfouie sous le gravier.



Figure 1 : A gauche, truite de mer et saumon atlantique. A droite, nid de Grands Salmonidés

L'incubation des œufs sous les graviers des frayères est l'une des phases les plus cruciales du cycle biologique des salmonidés. Les mortalités pendant cette incubation sont essentiellement dues au colmatage des interstices du substrat qui réduit les apports d'oxygène et l'évacuation des déchets métaboliques, ainsi qu'à la destruction des frayères lors des crues. En effet l'eau circulant dans les interstices apporte l'oxygène nécessaire au développement des œufs. Parfois, ces zones souffrent d'un manque d'oxygène provoqué par la respiration des micro-organismes naturellement présents dans le milieu et associés aux particules fines originaires du bassin versant. Elles proviennent souvent des parcelles agricoles dont le sol reste nu après les récoltes car lors de fortes précipitations, le ruissellement entraîne dans la rivière ces matières fines. Ces dernières colmatent l'espace entre les graviers et entravent la circulation de l'eau, asphyxiant petit à petit les œufs en incubation (LISLE et LEWIS, 1992 ; CRISP, 1996 ; RUBIN et GLIMSÅTER, 1996 ; INGENDAHL, 2001 ; TREMBLAY, 2006).

Le bassin de la Hem est caractérisé par une couverture importante des sols agricoles (77%) et les forêts occupent une part marginale du bassin. Les pentes relativement importantes du bassin, la nature limoneuse de ces sols et la pluviométrie non négligeable sont favorables au ruissellement et à l'érosion des sols. Ces phénomènes sont aggravés par l'évolution des paysages et des pratiques agricoles (dégradation du maillage paysager, augmentation de la taille du parcellaire, tassement des sols...). Il en découle ainsi une accélération des eaux sur les parcelles, la création de ravines, l'apparition de coulées de boue et au final, l'augmentation des débits de crues pendant les inondations.

Le Plan Départemental pour la Protection du Milieu Aquatique et la Gestion des Ressources Piscicole (FDPPMA 62) a identifié le contexte Hem comme « perturbé » et présentant un risque « moyen » lié à l'érosion des sols agricoles et le lessivage des surfaces imperméabilisées. Ces perturbations se traduisent par des flux massifs de particules fines (minérales et organiques) vers le lit mineur du cours d'eau dont le substrat se colmate (PDPG 2.0)). Le PDPG préconise de renforcer la connaissance de l'impact de l'érosion des sols agricoles sur la reproduction des espèces salmonicoles (Préconisation 5.4).

Cette problématique est également un enjeu majeur du Schéma Directeur d'Aménagement et de Gestion des Eaux du bassin Artois-Picardie qui recommande dans ses

orientations fondamentales d' « Adopter une gestion des sols et de l'espace agricole permettant de limiter les risques de ruissellement, d'érosion, et de transfert des polluants vers les cours d'eau, les eaux souterraines et la mer » (Orientation A.4 du SDAGE 2016-2021).

L'impact du colmatage sur la qualité des frayères semble se confirmer par les suivis biologiques menés sur le bassin. En effet, des pêches électriques sont réalisées tous les ans à la fin de l'été (Indices d'Abondances) sur des frayères localisées pendant l'hiver, sur lesquelles des nids de ponte de salmonidés sont comptabilisés (FDPPMA 62). Sur certaines frayères particulièrement soumises à ce colmatage, les résultats sont décevants (faibles densités de juvéniles de salmonidés), malgré l'observation de nids de ponte tous les ans.

1.2. Mise en place d'une étude d'évaluation de la survie embryonnaire

Plusieurs études de survie sous graviers d'œufs de truites et de saumons ont été mises en place sur différents bassins salmonicoles ces dernières années : Gave d'Oloron en 2010 et 2011 (FDPPMA 64, 2012) ; Couesnon en 2010 (FDPPMA 35, 2010) ; Bassin de l'Allier et de la Vienne depuis 2009 (LOGRAMI, 2014), etc... et notamment une étude « test » réalisée par notre Fédération sur le bassin de la Canche en 2016 (FDAAPPMA62, 2016). Les résultats de ces études ont permis de confirmer qu'un protocole spécifique pouvait être utilisé afin d'étudier les taux de survie d'œufs de salmonidés et que ce protocole pouvait être mis en application sur les rivières du Pas-de-Calais.

Le principe général consiste à utiliser des œufs de salmonidés fécondés en pisciculture, puis de les mettre en incubation dans des frayères artificielles préalablement préparées dans le cours d'eau étudié (DUMAS et al, 2007). La récupération puis la lecture des œufs au moment de l'éclosion et/ou de l'émergence permet de connaître le taux de survie pendant la phase de développement embryonnaire. Un suivi du niveau d'oxygénation de la frayère est également possible en utilisant la méthode des sticks hypoxies (TREMBLAY, 2006).

Les résultats de ces études ont confirmé l'importance de la bonne oxygénation des frayères pour la survie embryonnaire des salmonidés. Des variations dans les taux de survie

peuvent apparaître sur différents secteurs et sur différents axes, notamment en fonction des conditions hydrologiques et thermiques et de la localisation des frayères sur le bassin (gradient amont/aval). Le protocole doit être maîtrisé de façon optimale pendant tout le déroulement de l'étude. En effet, de nombreux biais peuvent exister, depuis le choix des géniteurs qui permettent de féconder les œufs en pisciculture jusqu'au choix des sites pour la réalisation des frayères artificielles, en passant par la mise en incubation des œufs et par la lecture des œufs au bon moment.

2. MATERIEL ET METHODE

2.1. Choix des sites étudiés

Cinq sites répartis sur l'ensemble de l'axe Hem ont été retenus pour l'installation des frayères artificielles. Ils se trouvent d'amont en aval, sur les communes d'Audenfort, de Clercqes, de Guémy, de Tournehem-sur-la-Hem et de Recques-sur-Hem.

Trois sondes thermiques ont été installées et des stations hydrologiques, localisées à Guémy et à Recques-sur-Hem, afin de suivre précisément les températures, et notamment de connaître les degrés jours tout au long de la durée de l'étude.

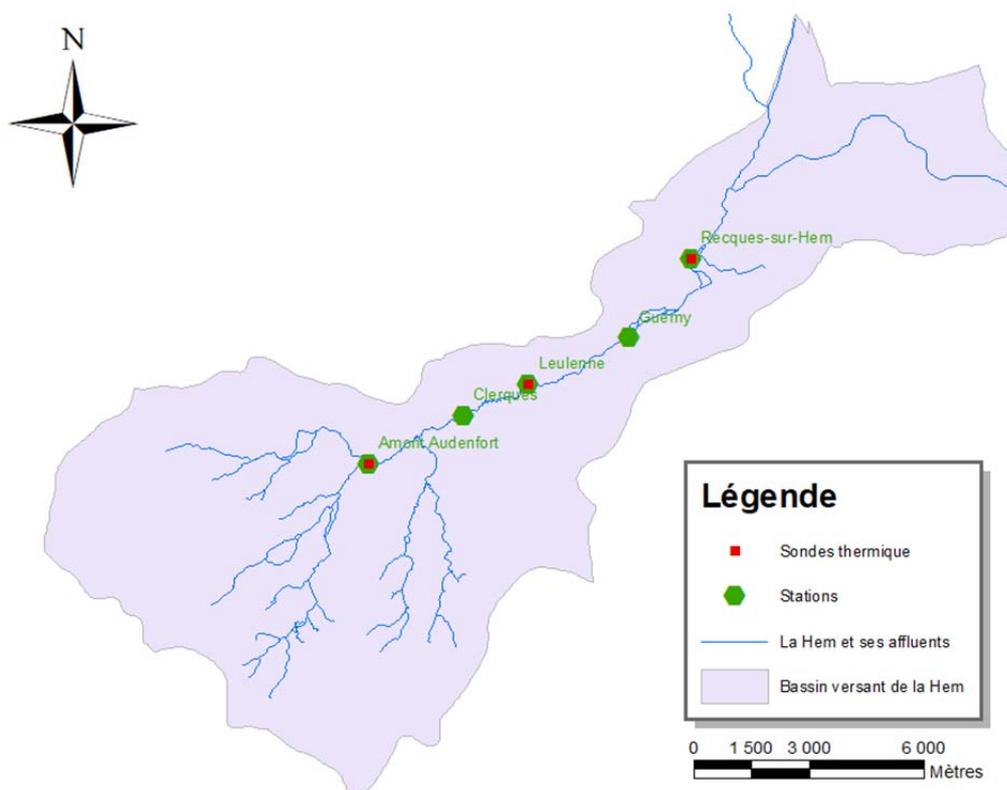


Figure 2 : Localisation des sites retenus pour la création de frayère artificielle sur le bassin de la Hem



Figure 3 : Exemple de site retenu : Station Amont d'Audenfort (en haut) et station de Guémy (en bas)

2.2. Préparation des frayères

Sur chaque site, une frayère artificielle de Grands Salmonidés est réalisée en reproduisant de manière la plus exhaustive possible, une frayère naturelle. Les œufs fécondés seront mis en incubation dans ces frayères artificielles, afin de reproduire de façon la plus naturelle possible cette phase du cycle biologique des salmonidés.

Une frayère naturelle de Grands Salmonidés est une zone d'un à quelques mètres carrés allongée dans l'axe du courant. Elle se situe le plus souvent dans quelques dizaines de centimètres d'eau à la limite amont d'un faciès d'écoulement rapide. Elle est constituée d'un dôme de graviers et de cailloux sous lequel se trouvent plusieurs poches d'œufs à une

profondeur de 5 à 25 cm sous le substrat. Ces poches correspondent à autant de dépressions creusées par la femelle de l'aval vers l'amont, puis remblayées après chaque ponte. Le substrat de la frayère se trouve ainsi débarrassé d'une grande partie des éléments les plus fins (< 2 mm) pour une meilleure circulation de l'eau, véhiculant l'oxygène nécessaire au développement des œufs. Elle se termine en amont par une dépression non remblayée plus large que celles des poches d'œufs.

La morphologie caractéristique de la frayère (dépression suivie d'un dôme) ainsi que sa structure granulométrique favorisent la pénétration et la circulation de l'eau dans les interstices du substrat et donc l'apport d'oxygène nécessaire au développement des embryons puis des larves (LANGE et al, 2006).

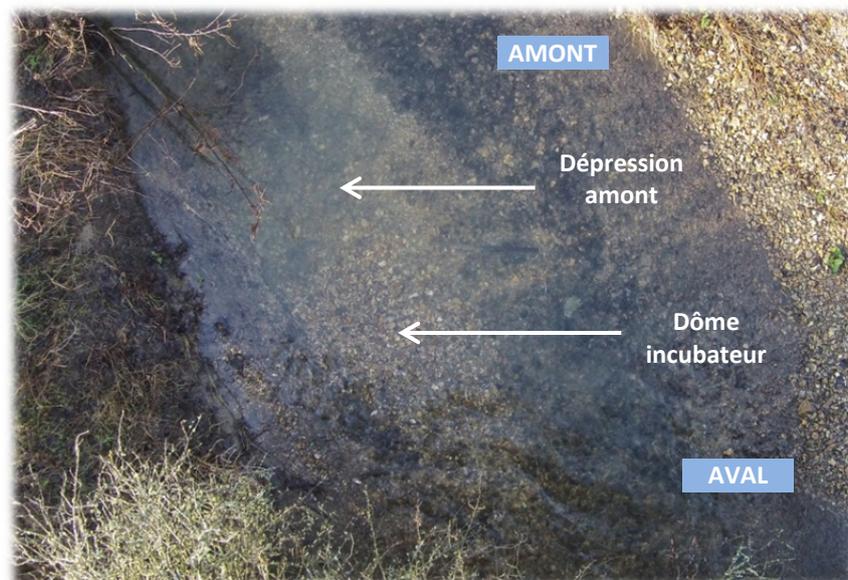


Figure 4 : Exemple de frayère naturelle de Grands Salmonidés

Les frayères artificielles sont réalisées à l'aide de crocs et de râpeaux, en s'aidant du courant pour chasser les particules fines comme le ferait une femelle sur une frayère naturelle. Pour simuler une frayère de Grands Salmonidés, une première cavité d'environ 20 cm de profondeur est creusée en aval. Puis toujours en procédant de la même manière, on creuse vers l'amont, le substrat remué remblayant la cavité en aval et ce sur une distance d'environ 2 m. Elle se présente alors avec un creux en amont suivi d'un dôme en aval.



Figure 5 : Préparation d'une frayère artificielle sur la Hem (Leulenne)

Sur chaque frayère artificielle créée, 10 tubes PVC de 20 cm de long (destinés à recevoir des capsules contenant les œufs fécondés) sont implantés dans les dômes incubateurs. Ils sont placés au moyen d'une barre métallique pointue sur laquelle le tube PVC est enfilé et retenu par un anneau butoir. Une fois enfoncée dans le substrat à la profondeur souhaitée (jusqu'au butoir), la barre métallique est soigneusement retirée en prenant soin de ne pas déloger le tube implanté. Le tube est immédiatement bouché avec de la patafix, afin d'éviter tout dépôt à l'intérieur avant la mise en place des capsules d'incubation (mise en place des capsules d'incubation le lendemain).



Figure 6 : Mise en place des tubes PVC sur une frayère artificielle

Afin d'apprécier les caractéristiques granulométriques générales des frayères artificielles, une évaluation visuelle issue du protocole de détermination de MALAVOI & SOUCHON (1989) est réalisée sur chaque site. La granulométrie principale et secondaire est déterminée. La surface totale du dôme incubateur est également renseignée, ainsi que la profondeur d'eau moyenne à la surface du dôme.



Figure 7 : Estimation visuelle de la composition granulométrique des frayères artificielles

2.3. Mise en place des sticks hypoxies

La présence d'oxygène dans le substrat des frayères est primordiale pour assurer le bon développement des œufs. Ce paramètre peut se mesurer avec une méthode simple qui consiste à enfoncer dans le sédiment une baguette en bois de 30 cm de longueur (« stick hypoxie »). L'utilisation du "stick hypoxie" est facile à mettre en œuvre et son prix de revient reste modeste (TREMBLAY, 2006).

Introduit perpendiculairement dans le sédiment, le stick hypoxie sert de support bactérien. La durée minimale d'exposition pour que les bactéries se développent sur le support est de trois semaines. Lorsque la concentration en oxygène dissous est en dessous de 2 mg/l, des bactéries anaérobies se développent et teintent le bois en gris. En effet, en l'absence d'oxygène, certaines bactéries oxydent des minéraux dissous, ce qui les fait précipiter tachant le bois. A l'inverse, en présence d'oxygène les bactéries respirent normalement laissant au bois sa couleur originelle. La profondeur de noircissement et/ou le nombre et l'importance de tâches permettent au bout de la période d'incubation, d'observer le niveau d'oxygénation de la frayère.

Les sticks hypoxies utilisés sont des baguettes en pin non traité de 30 cm de long et de 1 cm de côté. Ils sont confectionnés avec un fil électrique de repérage qui permet de retrouver facilement le stick le jour de la lecture.



Figure 8 : Mise en place des sticks hypoxies

5 sticks sont implantés directement dans le dôme incubateur des frayères artificielles, dans le périmètre qui a donc été décolmaté. 5 autres sticks sont implantés aux alentours de la frayère artificielle, dans la zone qui n'a pas été décolmatée. L'installation des sticks se fait à l'aide d'un tube guide de diamètre légèrement supérieur à celui de la barre à mine. L'ensemble barre à mine et tube guide est enfoncé dans le substrat avec une masse. La barre à mine est ensuite retirée du tube guide mais ce dernier est laissé en place. Le stick est alors introduit dans le tube guide et poussé au fond avec la barre à mine. Le tube peut alors être retiré et le stick hypoxie est alors implanté.

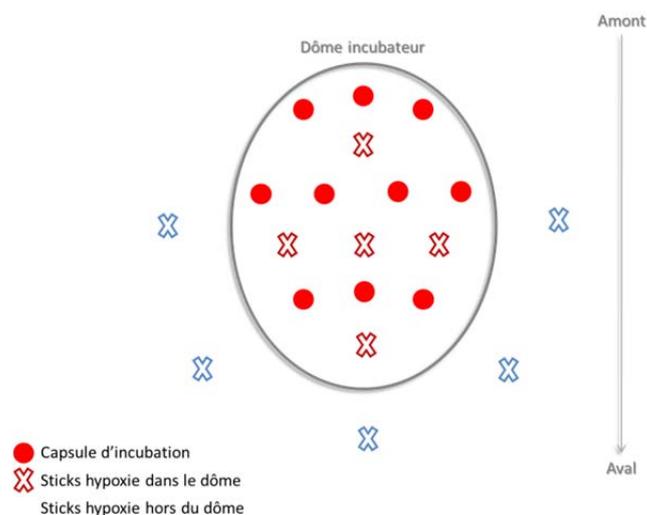


Figure 9 : Schéma de disposition des sticks hypoxie et des capsules d'incubation

2.4. Mise en incubation des œufs

Les œufs fécondés sont obtenus à partir de truites fario de souches Normandes, élevées à la pisciculture de Sainte-Gertrude (Pisciculture Fédérale de la Fédération de Seine-Maritime pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique). Les ovules et la laitance sont récupérés sur dix femelles et trois mâles.

Après gonflement et durcissement (30 minutes après la fécondation), les œufs sont placés dans des capsules d'incubation. Les capsules d'incubation sont constituées de crépines en inox de 9 cm de long et de 1,4 cm de diamètre.



Figure 10 : Récupération des œufs

Des billes de verre de 0,5 cm de diamètre sont disposées entre les œufs, afin d'éviter une mobilité de ces derniers dans la capsule et leur agglomération. Les capsules sont fermées à chaque extrémité par un bouchon en plastique amovible. Un fil plastique de couleur est collé sur une des extrémités pour servir de repère dans la frayère et faciliter l'extraction des capsules à la fin de la période d'incubation.

Dix œufs sont placés par capsule d'incubation et dix capsules (soit 100 œufs) seront implantées dans chaque frayère artificielle. Les capsules sont ensuite disposées dans une glacière remplie d'eau fraîche puis transportées dans les heures qui suivent jusqu'aux frayères artificielles qui ont été réalisées la veille sur le bassin de la Hem. Une fois sur site, les capsules incubatrices contenant les œufs sont introduites dans les tubes PVC installés dans chacune des frayères artificielles. Le tube PVC est ensuite délicatement retiré. La phase d'incubation dans la frayère artificielle peut alors débuter.



Figure 11 : Photos du haut, mise en place des œufs fécondés dans les capsules. Photos du bas, transport en glacière et mise en incubation dans une frayère artificielle

L'éclosion des œufs de truites intervient à approximativement 410 °J. Les degrés-jours (°J) sont calculés simplement par la température moyenne enregistrée pendant une journée. Les 410 °J correspondent par exemple à une eau de 10°C pendant 41 jours (10x41) ou à une eau de 5°C pendant 82 jours (5x82). La température de l'eau est un paramètre décisif pour le développement des œufs et doit rester comprise entre 1°C et 12°C, avec un optimum vers 6°C (ALABASTER et LLOYD, 1980 ; ELLIOTT, 1981 ; CRISP, 1996).

Afin de pouvoir observer le taux d'éclosion dans chaque capsule, un suivi rigoureux des sondes températures installées sur les frayères est mené pendant toute la durée d'incubation. Environ 2 ou 3 jours avant l'atteinte des 410°J après fécondation, les capsules sont retirées des frayères artificielles et transportées jusqu'au siège de la FDPPMA 62, pour une lecture sous loupe binoculaire. Le nombre d'œufs éclos (présence de larve) et d'œufs prêts à éclore (œillage et développement apparent) sera comparé au nombre d'œufs non viables, « blancs » (œufs opaques) et en cours de décomposition.

Un lot témoin de 60 œufs (6 capsules) issus de la même ponte que celle utilisée pour les frayères artificielles, est maintenu en incubation à la pisciculture de Sainte-Gertrude. Ce lot va permettre d'observer le taux d'éclosion optimal espéré avec des conditions d'incubation parfaitement maîtrisées et à partir des mêmes géniteurs et donc du même potentiel génétique. Un taux de fécondation pourra ainsi être obtenu et les résultats dans les frayères artificielles seront corrigés par ce taux.



Figure 12 : Eclosion issue du lot témoin à la pisciculture Fédérale

Les sticks hypoxies sont retirés le même jour que les capsules d'incubation et une lecture est directement effectuée. Deux paramètres sont relevés pour chaque stick, la profondeur moyenne d'oxygénation du substrat (moyenne de la profondeur des 4 côtés du stick avec une couleur originelle du bois) et la longueur cumulée des zones d'hypoxies (moyenne de la longueur des tâches colorées des 4 côtés du stick).

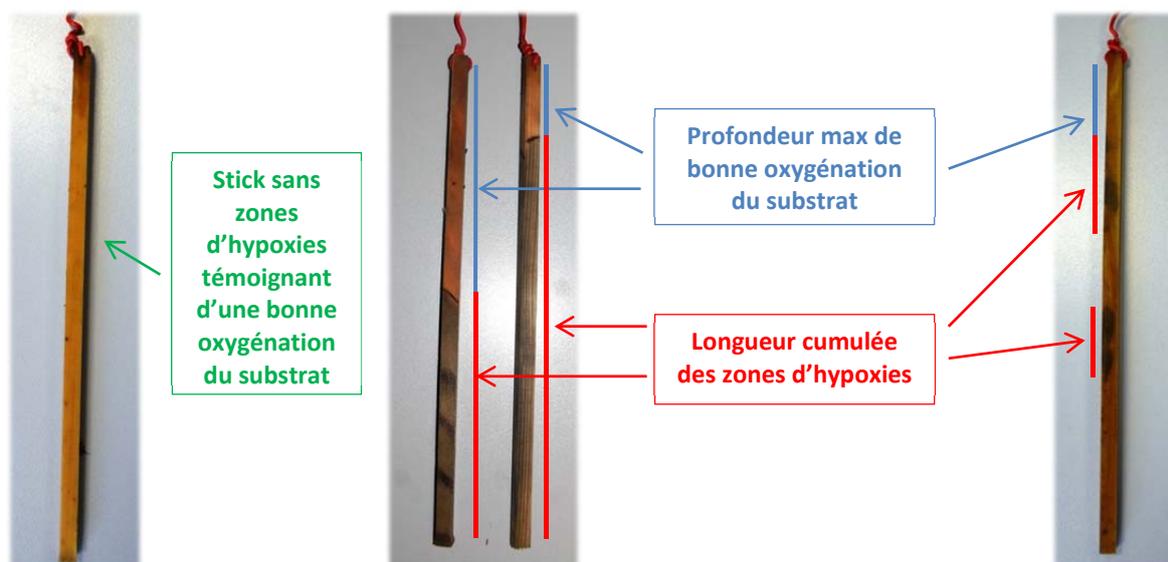


Figure 13 : Lecture des sticks hypoxies

3. RESULTATS

3.1. Réalisation des frayères artificielles et mise en incubation

Les frayères artificielles ont été réalisées le 09 et le 10 novembre 2020. En moyenne, les dômes ainsi créés pour l'incubation présentaient une surface de 1,7 m² sous une profondeur d'eau d'environ 14 cm. La granulométrie était principalement constituée de cailloux (16 à 64 mm) et de pierres fines (64 à 128 mm).

Tableau 1 : Caractéristiques des différentes frayères artificielles

Site	Cours d'eau	Surface d'incubation	Granulométrie principale	Granulométrie secondaire	Profondeur d'eau moyenne sur le dôme incubateur
Recques -sur-Hem	Hem	1,15 m ²	Pierre fines	Cailloux grossiers	20 cm
Leulenne	Hem	2,1 m ²	Cailloux grossiers	Cailloux fins	13 cm
Guémy	Hem	2,1 m ²	Cailloux grossiers	Pierres fines	12 cm
Clerques	Hem	2 m ²	Cailloux fins	Cailloux grossiers	10 cm
Audenfort (amont)	Hem	1,56 m ²	Cailloux fins et graviers grossiers	Pierres fines	18 cm
		MOY = 1,8 cm ²			MOY = 14,6 cm

Lors de la création des frayères, cinq sticks hypoxies ont été disposés dans le dôme incubateur et cinq autres aux alentours du dôme, dans une zone non-décolmatée.

Les œufs ont été fécondés et disposés dans les capsules à la pisciculture le matin du 12 novembre 2020 et mis en incubation quelques heures plus tard (entre 3 et 6 heures après la fécondation) dans les frayères artificielles préparées le 10 novembre.

3.2. Condition hydrologique et thermique

- **La thermie**

La température joue un rôle primordial dans l'incubation et le développement des œufs de salmonidés. Le suivi journalier précis de celle-ci nous permet d'établir les dates d'oeillage et d'éclosion des alevins. L'oeillage ayant lieu à 220°J, il est survenu entre le 3 et le 6 décembre, tandis que l'éclosion (à 410°J) a eu lieu entre le 26 et le 28 décembre.

Au cours de la période d'incubation, la température est restée comprise entre 6,7°C et 11,6°C, elle n'a alors pas dépassé les seuils létaux.

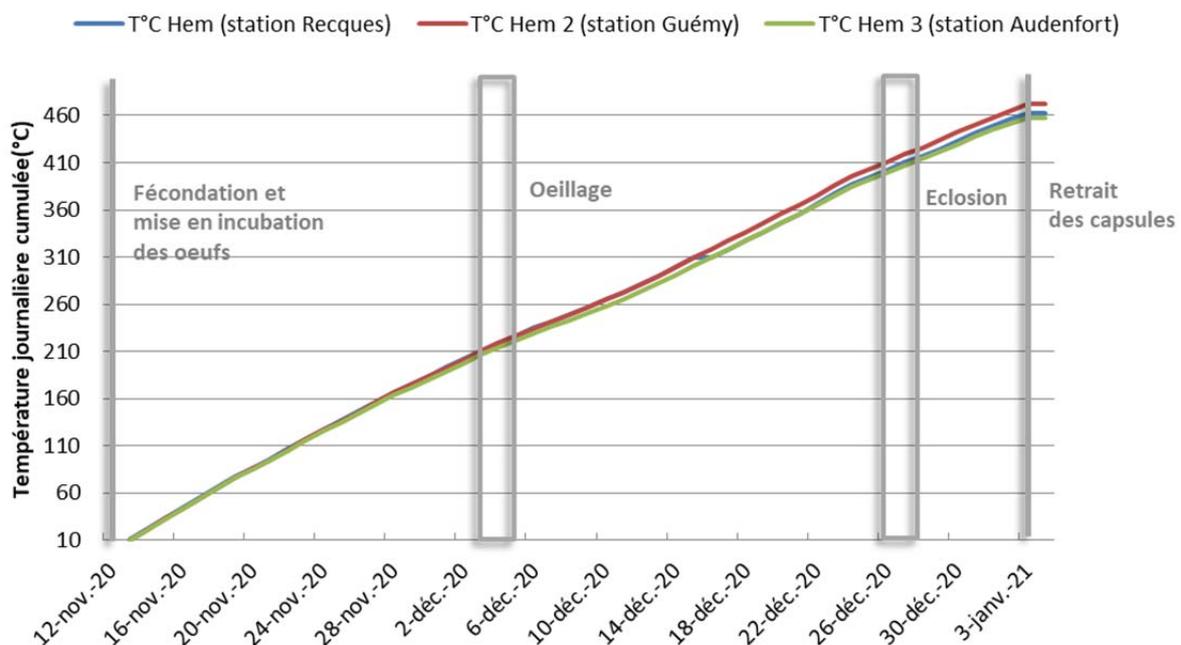


Figure 14 : Températures journalières cumulée (en °C) sur la durée de l'étude

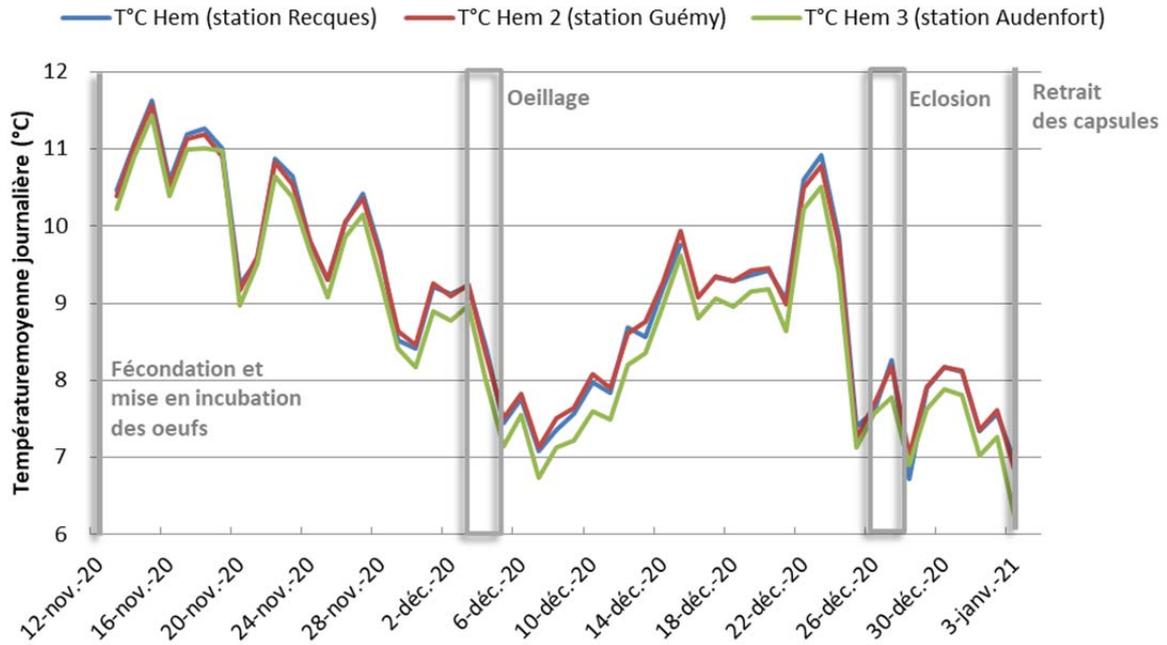


Figure 15 : Températures journalières moyennes (en °C) sur la durée de l'étude

- **Le débit**

Le débit interannuel moyen enregistré à la station hydrologique de Guémy sur la Hem est de 4,8 m³/s (moyenne 1966/2021) et de 3m³/s (moyenne 1963/2021) à Recques-sur-Hem.

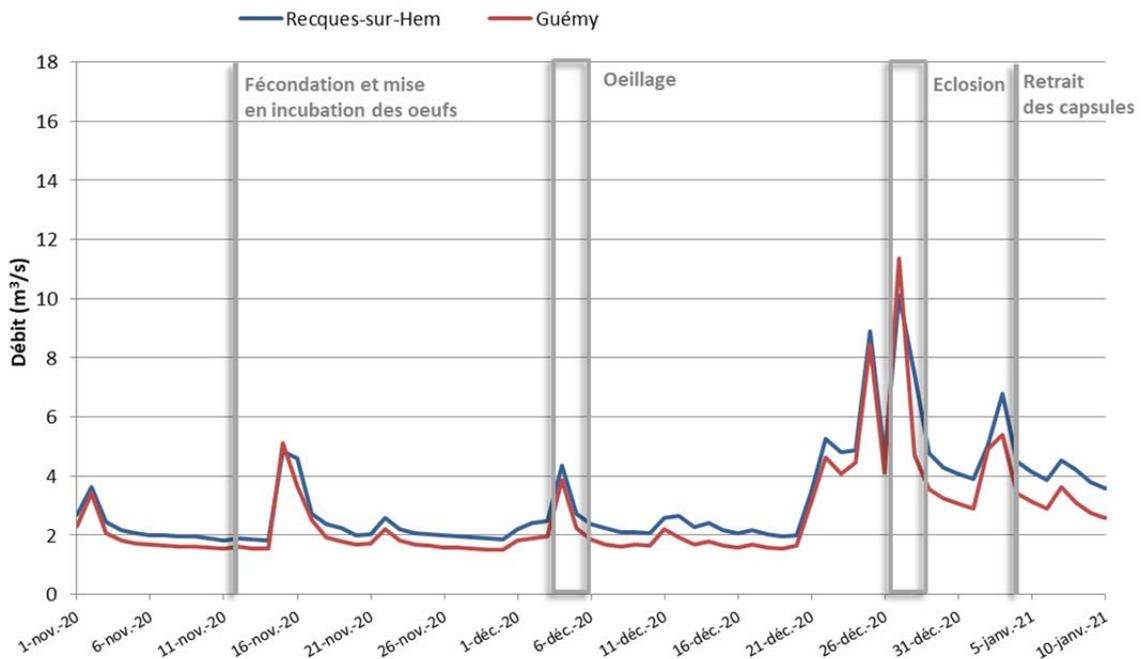


Figure 16 : Débit journalier pour les deux stations de suivi de la Hem

Durant la période d'incubation, plusieurs pics d'augmentation de débits ont eu lieu, notamment le 27 décembre 2020 où le débit a atteint les 10 m³/s. Ces pics, induits par les fortes précipitations, se traduisent par le ruissellement de matières fines dans la rivière, qui sont susceptibles de colmater les frayères. Egalement, l'augmentation brutale des débits peut entraîner des chocs physiques (mobilité du substrat, destruction des frayères) qui sont fatals avant l'œillage des œufs (Bardonnnet et Baglinière, 2000).

3.3 Survie à l'éclosion

- **Lot témoin de la pisciculture de Seine-Maritime (76) de Sainte Gertrude.**

L'échantillon témoin conservé à la pisciculture Sainte-Gertrude, issu des mêmes géniteurs est incubé à une température stable de 10,5°C. Le suivi réalisé par le pisciculteur nous a permis d'obtenir les résultats suivants :

Tableau 2 : Date clés en fonction des °J obtenue pour l'échantillon témoin de la pisciculture

	Date	°J
Fécondation des œufs	12/11/2020	0°J
Oeillage	02 au 04/12/2020	210 à 230°J
Premières éclosions	15/12/2020	350°J
Lecture du lot témoin	22/12/2020	420°J

Tableau 3 : Résultats obtenus pour l'échantillon témoin de la pisciculture

	Œufs éclos et alevins vivants	Œufs éclos et alevins morts	Œufs non éclos vivants	Œufs non éclos morts ou blancs indéterminés	Total œufs	Taux de survie à l'éclosion
Lot témoin pisciculture FD 76	31	3	12	14	60	0,767

Le taux de survie à l'éclosion pour le lot témoin est donc de 76,7%. Ce taux est jugé satisfaisant et les 14 œufs non viables sont interprétés comme des œufs « non-fécondés » étant donné que les conditions d'incubation ont été optimales en piscicultures. Nous pouvons donc affirmer que chaque œuf fécondé par les mêmes géniteurs a une probabilité de 0,767 d'être fécondé. Dans le calcul des taux de survie, seuls 76.7% des œufs classés comme « blancs » seront donc considérés, afin de ne pas sous évaluer la survie des œufs et de ne prendre en compte que les œufs réellement fécondés.

- **Les capsules d'incubation dans les frayères artificielles**

Les capsules d'incubation ont été retirés le 4 janvier 2020, soit 8 à 9 jours après l'atteinte des 410°J et ont été transportées dans une glacière jusqu'à la FDAAPPMA 62 où la lecture a été immédiatement effectuée. Ce retrait un peu tardif (raisons logistiques) n'est pas optimum pour la lecture et l'interprétation des résultats. Par ailleurs, suite aux épisodes de fortes crues survenus le 25 et 27 décembre, et à la remobilisation du substrat constituant les nids artificiels, un nombre conséquent de capsules n'ont pas été retrouvées, notamment sur la station de Guémy, où aucune des 10 capsules n'a pu être récupérée, ou sur la station de Leulenne, avec uniquement une capsule toujours en place.

Tableau 4 : Conditions d'incubations des capsules sur les différents sites

Site	Mise en incubation	T°C MOY	T°C MIN	T°C MAX	Lecture des œufs	°J accumulés	Nombre de capsules retrouvées (/10)
Recques-sur-Hem	12/11/2020	9°C	6,7°C	11,6°C	04/01/2021	470°J	7
Leulenne							1
Guémy		9°C	6,8°C	11,5°C		471°J	0
Clerques							10
Audenfort		8,8°C	6,2°C	11,4°C		457°J	10

La lecture des œufs effectuée sous loupe binoculaire a permis de différencier plusieurs états de développement permettant de classer les œufs en deux catégories : « Survie à l'éclosion » et « Non survie ».

Dans la catégorie « Non survie », on considère les œufs blancs, ainsi que les œufs œillés morts. Dans la catégorie « Survie à l'éclosion », on prend en compte les œufs éclos avec présence d'alevin, les œufs œillés vivants (bien qu'au vu des degrés jour cumulés

depuis la fécondation l'ensemble des œufs auraient dû être éclos), mais également la présence de membrane d'œuf. En effet, la présence de membrane non dégradé est alors considérée comme reliquat d'une éclosion, bien que les alevins ne soient plus forcément présents. Les capsules d'incubation n'étant pas adaptées à l'évolution des alevins, les individus issus des premières éclosions n'ont probablement pas survécu, et ont pu être rapidement décomposés.



Figure 17 : Exemple d'œuf lors de la lecture

Tableau 5 : Résultats bruts de la survie embryonnaire pour les différentes stations

	Œufs éclos et alevins vivants	Présence de membrane : Œufs éclos	Œufs oeillés vivants	Œuf oeillés morts	Œufs blancs	Œufs manquants	Total œufs
Hem-1 _ Recques-sur-Hem	2	8	0	5	32	23	70
Hem-2 _ Leulenne*	0	1	0	0	2	7	10
Hem-3 _ Guémy							0
Hem -4 _ Clerques	0	20	2	8	61	9	100
Hem-5 _ Amont Audenfort	2	8	0	4	61	25	100

**jeu de donnée trop faible pour considérer les résultats*

Pour les œufs manquants, assez nombreux sur l'ensemble des stations, il n'est pas possible de déterminer s'ils ont été dégradés avant ou après leur éclosion. Ainsi des taux de survie minimum et maximum ont pu être calculés selon que les œufs manquants étaient considérés dans la catégorie de « survie » à l'éclosion (taux de survie max) ou dans la catégorie de « non survie » à l'éclosion (taux de survie min). Egalement, le tableau ci-

dessous présente ces taux, de manière brute, mais aussi avec le coefficient de correction correspondant au taux de survie à l'éclosion du lot témoin en condition optimum, soit à la probabilité de fécondation de l'œuf (75,6%).

Tableau 6 : Taux de survie à l'éclosion pour les différentes stations

	Taux de survie brut min	Taux de survie brut max*	Taux de survie avec probabilité de fécondation de 0,767 min	Taux de survie avec probabilité de fécondation de 0,756 max*
Hem-1_Recques-sur-Hem	14,3%	47,14%	16,29%	54%
Hem-2_Leulenne**	10,0%	80,00%	10,49%	84%
Hem-3_Guémy				
Hem-4_Clerques	22,0%	31,00%	26,21%	37%
Hem-5_Audenfort	10,0%	35,00%	11,78%	41%

*max : hypothèse que les œufs manquants soient morts après éclosion

**jeu de donnée trop faible pour considérer les résultats

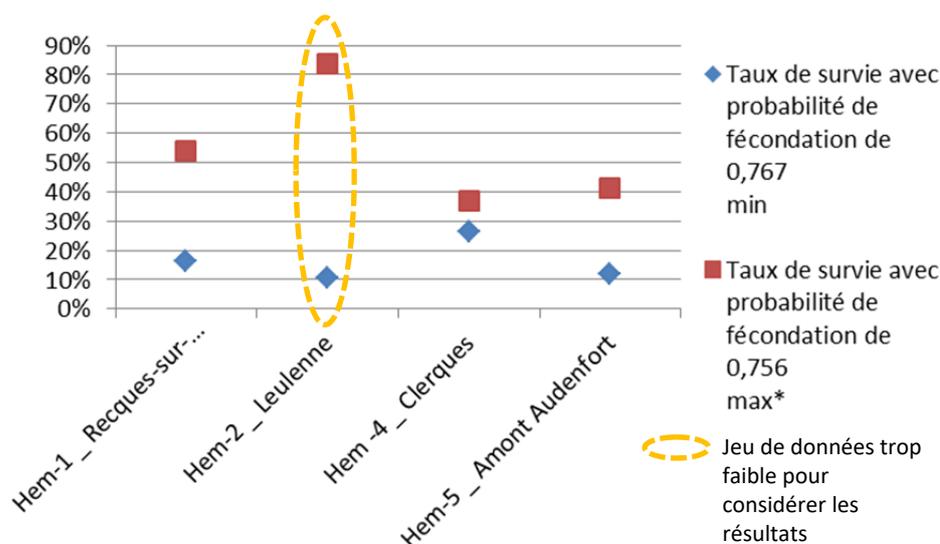


Figure 18 : Graphique illustrant les taux de survie à l'éclosion minimum et maximum obtenus sur les différentes stations

L'interprétation des résultats est délicate dans la mesure où l'écart entre les taux minimum et maximum de survie obtenus est relativement conséquent.

Cependant même si l'on considère les taux de survie maximum (uniquement pour les stations où assez de capsules ont été retrouvées pour analyser les résultats), ceux-ci apparaissent relativement faibles, avec au maximum 54% sur la station de Recques-sur-Hem.

3.4. Lecture des sticks hypoxies

Les sticks hypoxies ont été lus le même jour que les œufs, le 4 janvier 2021. Tous les sticks non pas été retrouvés (tableau x). Ils ont probablement été emportés lors des pics de crue. C'est notamment le cas sur la station de Guémy où aucun stick placés dans le dôme incubateur n'a été retrouvé, tandis que ceux insérés hors du dôme dans un substrat moins meuble car non remobilisé ont tous été retrouvés.

Tableau 7 : Détails des sticks retrouvés sur l'ensemble des stations

	Nombre de sticks retrouvés (/5)	
	Dans le dôme	Hors du dôme
Recques-sur-Hem	4	3
Leulenne	4	4
Guémy	0	5
Clerques	5	5
Audenfort	5	5

Les résultats de la lecture des sticks disposés dans les dômes incubateurs (5 par site) sont détaillés ci-après :

Tableau 8 : Résultats de la lecture des sticks disposés dans les dômes incubateurs

	Dans les dômes					
	PROFONDEUR D'OXYGENATION (cm)			LONGUEUR CUMULEE D'HYPOXIE (cm)		
	MINIMUM	MOYENNE	MAXIMUM	MINIMUM	MOYENNE	MAXIMUM
Hem-1 Recques-sur-Hem	30,0	30,0	30,0	0,0	1,5	6,7
Hem-2 Leulenne	0,0	20,0	30,0	0,0	1,5	7,7
Hem-3 Guémy	/	/	/	/	/	/
Hem-4 Clerques	0,0	19,4	30,0	0,0	4,5	13,9
Hem-5 Amont Audenfort	13,1	18,9	26,0	4,0	11,2	16,9

Les résultats obtenus montrent une oxygénation assez superficielle des frayères artificielles sur la Hem et notamment sur la station la plus en amont, située en amont d'Audenfort qui enregistre les profondeurs d'oxygénation les moins importantes et les longueurs cumulées d'hypoxie les plus importantes. La station de Recques-sur-Hem située la plus en aval, semble moins soumise à ces problèmes d'oxygénation, avec très peu de zone d'hypoxie.

Les résultats de la lecture des sticks disposés hors des dômes incubateurs (5 par site) et donc dans des zones non décolmatées, sont détaillés ci-après :

Tableau 9 : Résultats de la lecture des sticks disposés hors des dômes

	Hors dôme					
	PROFONDEUR D'OXYGENATION (cm)			LONGUEUR CUMULEE D'HYPOXIE (cm)		
	MINIMUM	MOYENNE	MAXIMUM	MINIMUM	MOYENNE	MAXIMUM
Hem-1 Recques-sur-Hem	15,8	26,5	30,0	0,0	0,7	3,2
Hem-2 Leulenne	2,8	23,2	30,0	0,0	0,8	3,2
Hem-3 Guémy	1,9	20,8	30,0	0,0	3,6	19,4
Hem-4 Clerques	3,5	15,8	30,0	0,0	9,8	22,3
Hem-5 Amont Audenfort	5,6	18,3	30,0	0,0	11,8	24,4

En comparant les résultats obtenus par la lecture des sticks dans les dômes incubateurs et en dehors, on observe que la profondeur moyenne d'oxygénation est inférieure hors des dômes, notamment pour les stations de Recques-sur-Hem, de Clerques et d'Audenfort. On remarque donc ici l'importance du décolmatage réalisé lors de la réalisation des frayères artificielles, comme le ferait une femelle salmonidé.

Globalement, le graphique de la figure 19 nous montre que, hors dômes, il y a sur un gradient aval-amont une diminution de la profondeur d'oxygénation, et une augmentation de la longueur cumulée des zones d'hypoxie. Dans les dômes incubateurs des frayères artificielles, la même tendance est observée, mais de manière moins franche (faible coefficient de corrélation R²).

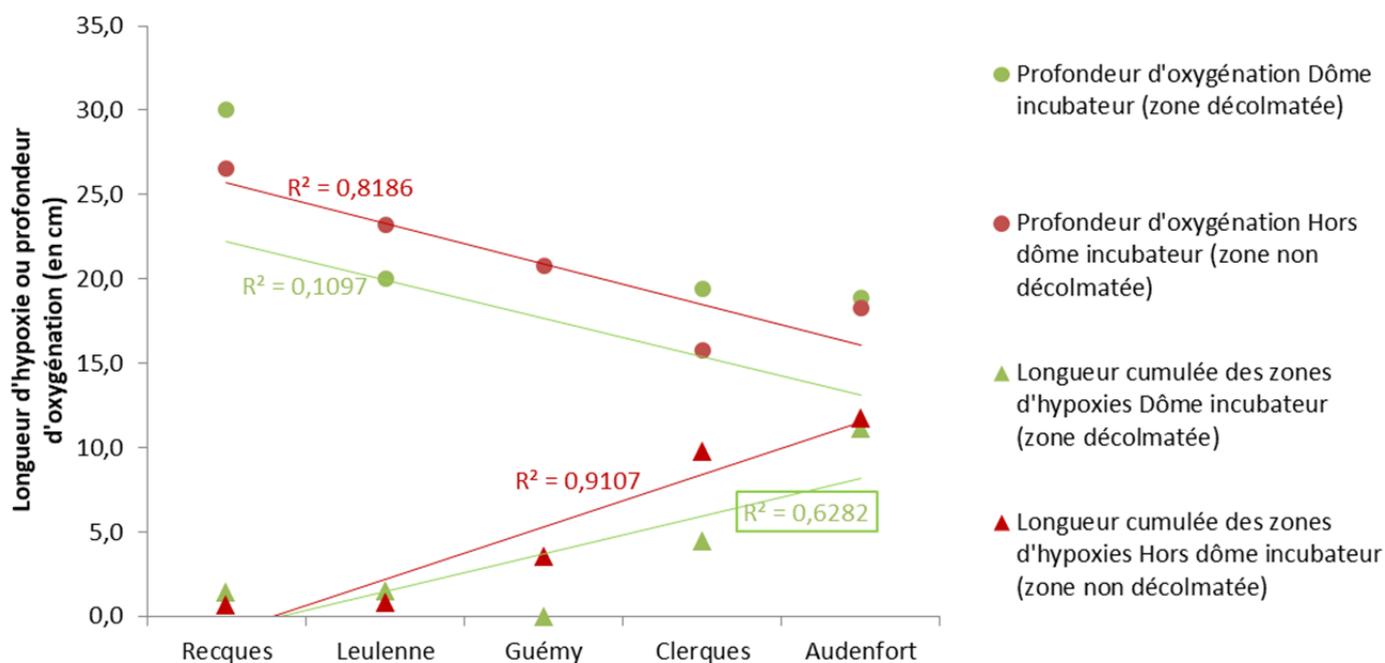


Figure 19 : Profondeur d'oxygénation et longueur cumulée d'hypoxie, dans les dômes et hors des dômes, pour chacune des stations, de l'aval vers l'amont

4. DISCUSSION/CONCLUSION

4.1. Corrélation entre survie sous graviers et oxygénation du substrat

Tableau 10 : Taux de survie à l'éclosion, profondeur d'oxygénation et longueur cumulée d'hypoxie pour les différentes stations (en rouge, les stations pour lesquelles les données sont insuffisantes)

	TAUX DE SURVIE (%)	PROFONDEUR D'OXYGENATION	LONGUEUR CUMULEE D'HYPOXIE
Hem-1 Recques-sur-Hem	54%	30,0	1,5
Hem-2 Leulenne	84%	20,0	1,5
Hem-3 Guémy			
Hem-4 Clerques	37%	19,4	4,5
Hem-5 Amont Audenfort	41%	18,9	11,2

Les résultats obtenus de survie embryonnaire ainsi que l'analyse de l'oxygénation du substrat permettent de mettre en évidence une corrélation entre le taux de survie à l'éclosion et la profondeur d'oxygénation du substrat pour les stations sur lesquelles assez de résultats sont disponibles, c'est-à-dire les stations de Recques-sur-Hem, de Clerques et

d'Audenfort. On observe que plus le substrat est oxygéné en profondeur, plus le taux de survie est important (coefficient de corrélation de 0,92). Egalement, et dans une moindre mesure, plus la longueur cumulée de zone d'hypoxie est importante, moins le taux de survie à l'éclosion est important (coefficient de corrélation de 0,31).

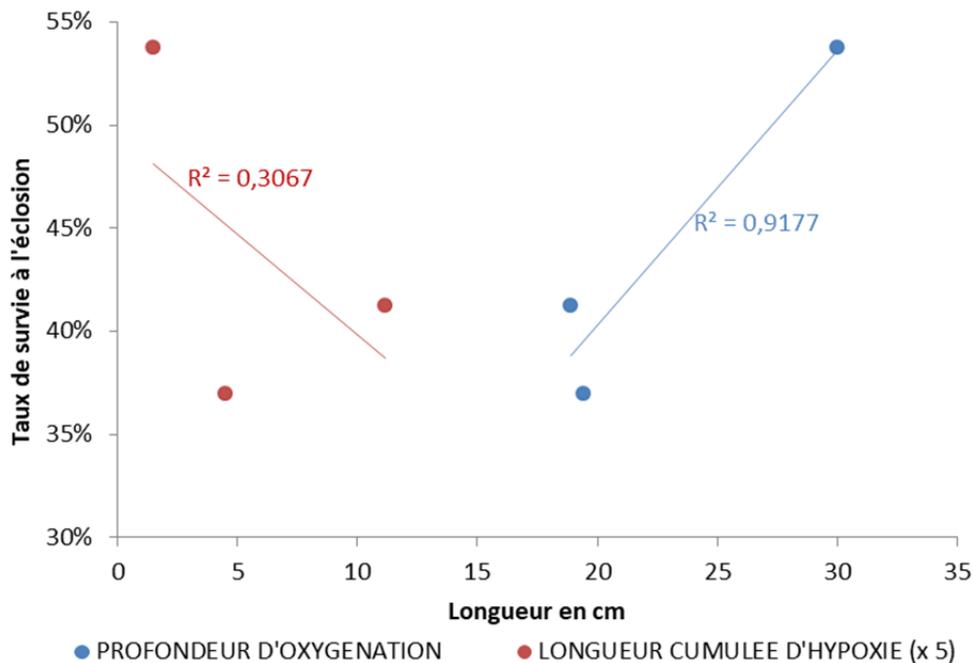


Figure 20 : Profondeur d'oxygénation et longueur cumulée d'hypoxie en fonction des taux de survie à l'éclosion

4.2. Facteurs limitants de l'étude

▪ La période d'étude

La mise en incubation des œufs a été réalisée particulièrement tôt dans la saison (12 novembre 2020) et la température de l'eau à cette période de l'année dépasse certaines années les 12°C, température considérée comme létale pour la survie des œufs, ce qui aurait pu mettre en péril l'ensemble de l'étude. En 2020, le seuil des 12°C n'a pas été atteint lors de la période d'incubation (maximum 11,8 °C le 14/11/20 au niveau de Recques-sur-Hem). Egalement, les premières frayères généralement observées sur le bassin de la Hem, le sont régulièrement à partir du mois de décembre.

La période d'étude a été conditionnée par la date de ponte des géniteurs de la pisciculture de Sainte-Gertrude, qui a lieu tous les ans aux alentours de la première semaine de novembre. Il ne nous a donc pas été possible de retarder davantage la mise en incubation.

- **La date de retrait des capsules et de lecture des œufs**

Le retrait des capsules d'incubation des frayères artificiel et la lecture des œufs doit idéalement être réalisé deux à trois jours avant l'éclosion, soit avant l'atteinte des 410°J. Les 410 °J ont été atteints selon les stations entre le 26 et le 28 décembre. Or pour des raisons logistiques, la phase terrain de retrait des capsules n'a pu avoir lieu à cette période, et les capsules n'ont été retirées que le 4 janvier 2021, soit 7 à 9 jours après la date théorique d'éclosion.

Le problème lié à ce délai trop important est que les individus ayant éclos à l'intérieur des capsules sont probablement morts puis ont été dégradés. Ce qui explique le nombre important d'œufs manquants lors du dépouillement. Seulement, un œuf n'ayant pas été correctement fécondé, ou n'ayant pas survécu après l'œillage, aurait également pu être dégradé dans le cas où sa membrane aurait été endommagée. Il n'est alors pas possible de déterminer si les œufs manquants doivent être considérés comme des individus ayant ou non survie à l'éclosion, ce qui crée un biais considérable dans l'analyse des résultats.

- **Les conditions hydrologiques**

Les conditions hydrologiques lors de la période d'étude et notamment le pic de crue du 27 décembre ont entraîné la perte d'un nombre important de capsules d'incubation et de sticks hypoxie, notamment sur les stations de Guémy et de Leulenne. Cette perte de données considérable ajoute une difficulté à l'interprétation des résultats.

Bibliographie

- ▶ ALABASTER J.S et LLOYD R., 1980. Water Quality Criteria for Freshwater Fish. – 297 pp. London-Boston: Butterworth 1980. ISBN 0 408 10673 5
- ▶ BARDONNET et BAGLINIERE, 2000. Freshwater habitat of Atlantic Salmon (*Salmo salar*). Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 57(2):497-506
- ▶ CRISP, D.T., 1996. *Environmental requirements of common riverine European salmonid fish species in fresh water with particular reference to physical and chemical aspects*. **Hydrobiologia**, pp. 201-221
- ▶ DUMAS, OLÁIZOLA et BARRIERE, 2007. « Survie embryonnaire du saumon atlantique dans un cours d'eau du sud de son aire de répartition, la Nivelle » - INRA St Pée sur Nivelle
- ▶ ELLIOTT J-M., 1981. Some aspects of thermal stress on freshwater teleosts
- ▶ FDPMA 35, 2010 ; « Evaluation de la fonctionnalité des habitats pour la phase dulcicole du saumon atlantique, bassin versant du Couesnon »
- ▶ FDAAPPMA 62, 2016. « Test d'une évaluation de la fonctionnalité des frayères à salmonidés » - Bassin de la Canche
- ▶ FDPMA 64 – MASSEBOEUF, 2012 ; « Evaluation de la fonctionnalité des frayères à salmonidés sur le bassin versant du gave d'Oloron » - FDPMA 64
- ▶ INGENDAHL D., 2001. Dissolved oxygen concentration and emergence of sea trout fry from natural redds in tributaries of the River Rhine
- ▶ LISLE T. et LEWIS J., 1992. Effects of Sediment Transport on Survival of Salmonid Embryos in a Natural Stream: A Simulation Approach. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences
- ▶ LANGE, DUMAS & al., 2006 ; « Méthode d'estimation de la survie embryonnaire de salmonidés par insertion de capsules d'incubation sous graviers » - INRA St Pée sur Nivelle
- ▶ LOGRAMI : PAROUTY, LEON & BAISEZ - 2014 ; « Etude comparative de la survie des oeufs de saumon atlantique sur les zones de reproduction du bassin de l'Allier et de l'Alagnon en 2013 et en 2014 » -
- ▶ MALAVOI J-R. et SOUCHON Y., 1989. Méthodologie de description, quantification des variables morphodynamiques d'un cours d'eau à fond caillouteux : exemple d'une station sur la Fillière (Haute-Savoie). Revue de géographie de Lyon. Vol 64. N°4. P. 252 à 259.
- ▶ PDPG 2.0 du Pas-de-Calais 2018/2022. Plan Départemental pour la Protection des milieux aquatiques et la Gestion des ressources piscicoles du Pas-de-Calais, 2018-2022. FDAAPPMA 62 ; 115p.
- ▶ RUBIN J-F. et GLIMSÅTER C., 1996. Egg-to-fry survival of the sea trout in some streams of Gotland
- ▶ SDAGE Artois Picardie 2016-2021. « Programme de mesures du Schéma Directeur d'Aménagement et de Gestion des Eaux du bassin Artois Picardie pour la période 2016- 2021 »
- ▶ TREMBLAY, 2006. « Le stick hypoxie, une nouvelle méthode pour mesurer l'oxygénation du lit des rivières » - INRA Rennes