

Elevage de moules perlières

Projet LIFE13 NAT/FR/000506

EPOC

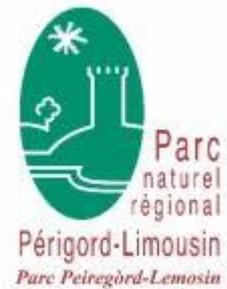


Table des matières

Introduction	2
I. La moule perlière.....	3
Habitat	3
Cycle de vie (figure 3)	4
II. Elevage en captivité de moule perlière.....	5
a. Structure d'élevage	5
b. Suivi de gravidité des géniteurs en milieu naturel	7
c. Mise en contact avec le poisson hôte.	8
Méthode d'infestation.....	8
Résultats	9
d. Maintien des larves en phase parasitaire	10
Résultats	11
e. Récolte et préparation des bacs d'élevages	12
f. Mise en culture et croissance des juvéniles de moule perlière	12
Température	12
Alimentation.....	13
g. Comptage et répartition des juvéniles de moule perlière	13
III. Elevage de moules perlières : résultats obtenus au cours des 5 années d'activité.....	15
Cohorte 1 (2016)	15
Granulométrie.....	15
Alimentation.....	15
Résultats	15
Cohorte 2 (2017)	17
Cohorte 3 (2018)	18
Alimentation.....	19
Suspicion de maladie.....	19
Cohorte 4 (2019)	21
IV. Bilan.....	21
Alimentation et croissance.....	21
Maximiser la survie	22
Réintroductions et suivis en milieu naturel.....	23
Suivi « bigoudis et tubes inox »	23
Réintroduction en milieu naturel	25
Références bibliographiques	26

Introduction

La Dronne sur sa partie amont héberge l'une des plus importantes populations de moule perlière de France, mais cette population est vieillissante. C'est pourquoi une ferme d'élevage de moule perlière a été mise en place dans la commune de Firbeix (Dordogne, France) afin d'augmenter les capacités de dissémination de l'espèce.

Dans le cadre du programme LIFE « Préservation de *Margaritifera margaritifera* et restauration de la continuité écologique de la Haute Dronne » (projet LIFE13 NAT/FR/000506), des infrastructures ont été installées en juin 2016 afin de produire et élever de jeunes mulettes (ACTION C2 : Elevage en captivité de *Margaritifera margaritifera*). Cette action a pour objectifs la production de juvéniles ① à des fins de repeuplement (ACTION C3 : Renforcement des populations de *Margaritifera margaritifera* sur la Haute Dronne ; résultats attendus : réintroduction de 16 000 juvéniles) et ② à des fins scientifiques afin de mieux caractériser la sensibilité des stades juvéniles de moules perlières aux conditions physico-chimiques et de contamination du milieu (Action A5 : Sensibilité des stades juvéniles de *Margaritifera margaritifera* aux micropolluants et à la qualité de l'eau en Dronne).

L'élevage a débuté à l'été 2016 et a pris fin en octobre 2020 (4 cohortes produites).

Quelques fermes d'élevage de moule perlière existent en Europe, toutes visant à des actions de repeuplement. La complexité du cycle de vie de l'espèce et le manque de connaissances sur son écologie rendent son élevage complexe et nous avons bénéficié de l'expérience de deux fermes mises en place dans le cadre de programmes LIFE : la station d'élevage au moulin de Kalborn au Luxembourg (resp : Frankie Thielen), LIFE Moule perlière 2005-2011 porté par l'association natur&emwelt et la ferme d'élevage de la fédération de pêche du Finistère à Brasparts aménagée pour l'élevage de la moule perlière grâce au Programme Life + Conservation de la moule perlière d'eau douce du Massif Armoricaïn 2010-2016 porté par l'association Bretagne vivante (resp : Marie Capoulade).

Ce document est un recueil d'expériences du travail mené à la ferme d'élevage de Firbeix.

I. La moule perlière



Figure 1 :Moule perlière (source : <https://www.paysan-breton.fr/2014/06/la-moule-perliere-le-tresor-de-nos-rivieres/>)

La moule perlière (*Margaritifera margaritifera*, Linnaeus, 1758), aussi appelée mulette perlière, est un mollusque bivalve d'eau douce appartenant à l'ordre des Unionida (figure 1). Les adultes ont une coquille allongée et sombre qui rappelle la forme d'un rein et qui possède deux dents cardinales sur la valve gauche et une seule sur la valve droite. L'intérieur de la coquille est recouvert de nacre de couleur claire. La taille peut atteindre 15 cm mais est généralement entre 8 et 13 cm en France. Les adultes peuvent vivre une centaine d'année (jusqu'à 200 ans dans le nord de l'Europe) mais dans le cadre de nos travaux, les individus dont nous avons déterminés l'âge ne dépassaient pas 70 ans (Bertucci et al, 2017). La mulette perlière est considérée en danger au niveau mondial (UICN 1996) et en danger critique d'extinction (CR) au niveau européen (UICN 2011). En France on estime que 99% des effectifs ont disparu au cours du vingtième siècle. En France, les principales populations sont situées dans le massif central et ses contreforts. La Dronne possède l'une des plus importantes populations du pays avec 15 000 individus dénombrés en 2003 (Cochet et Gouilloux, 2004).

Habitat

La mulette perlière vit en tête des bassins versant dans des rivières oligotrophes coulant sur des socles granitiques (figure 2). Elle affectionne également les terrains acides ou siliceux. Il lui faut des eaux vives et oxygénées, qui doivent abriter des populations fonctionnelles de truite fario (*Salmo trutta fario*) et/ou de saumon atlantique (*Salmo salar*), ces deux espèces de salmonidés étant les seuls poissons hôtes de la moule perlière (voir cycle de vie).

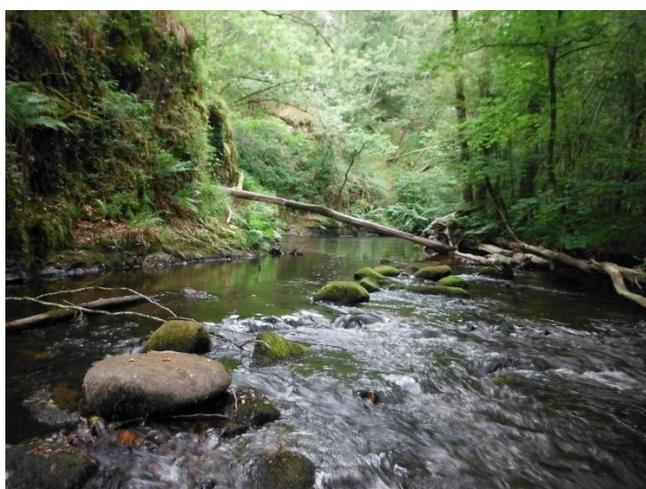


Figure 2 :La Dronne (Alexis Racher)

La qualité du sédiment est primordiale en particulier pour les jeunes moules qui restent enfouies les cinq premières années de leur vie (Geist et Auerswald, 2007).

La qualité d'eau est également importante. La température est le principal facteur limitant, il s'agirait de la principale cause de mortalité des juvéniles. Chez les moules adultes, le seuil létal se situe autour de 28°C. L'eau doit contenir moins de 10 mg /l de calcium. Le recrutement ne peut pas avoir lieu dans des eaux contenant plus de 0.06mg /l de phosphate. L'ammoniaque est également une des principales causes de mortalité chez les juvéniles (Prié, 2017).

Cycle de vie (figure 3)

Les moules perlières sont sexuellement mûres au bout d'une dizaine d'années. Les sexes sont séparés lorsque les conditions environnementales sont bonnes, mais lorsque les conditions sont altérées ou si les effectifs sont trop faibles alors les femelles peuvent devenir hermaphrodites.

La reproduction a lieu entre la fin du printemps et la fin de l'été en fonction des régions. Le mâle libère alors ses spermatozoïdes dans l'eau et la femelle les récupère par filtration. Après fécondation, les embryons incubent dans les branchies de la femelle. Ces embryons évoluent en larve qui à maturité sont appelées glochidies et vont être expulsées dans le milieu. En Dronne, le suivi de gravidité des moules et de la maturation des glochidies était effectué de début à fin août (voir § II b.). Chaque femelle expulse entre 3 et 4 millions de glochidies dans le cours d'eau qui doivent se fixer rapidement sur les branchies d'une truite fario ou d'un saumon puisque la durée de vie n'est alors que de quelques heures (Young and Williams 1984). Les glochidies s'enkystent dans l'épithélium branchial de l'hôte pour une durée variable (entre 1600 et 200 ° jours dans nos conditions d'élevage soit 4.5 à 6 mois). Durant la période d'enkystement, les jeunes moules passent de 0.075 mm à 0.35 mm.

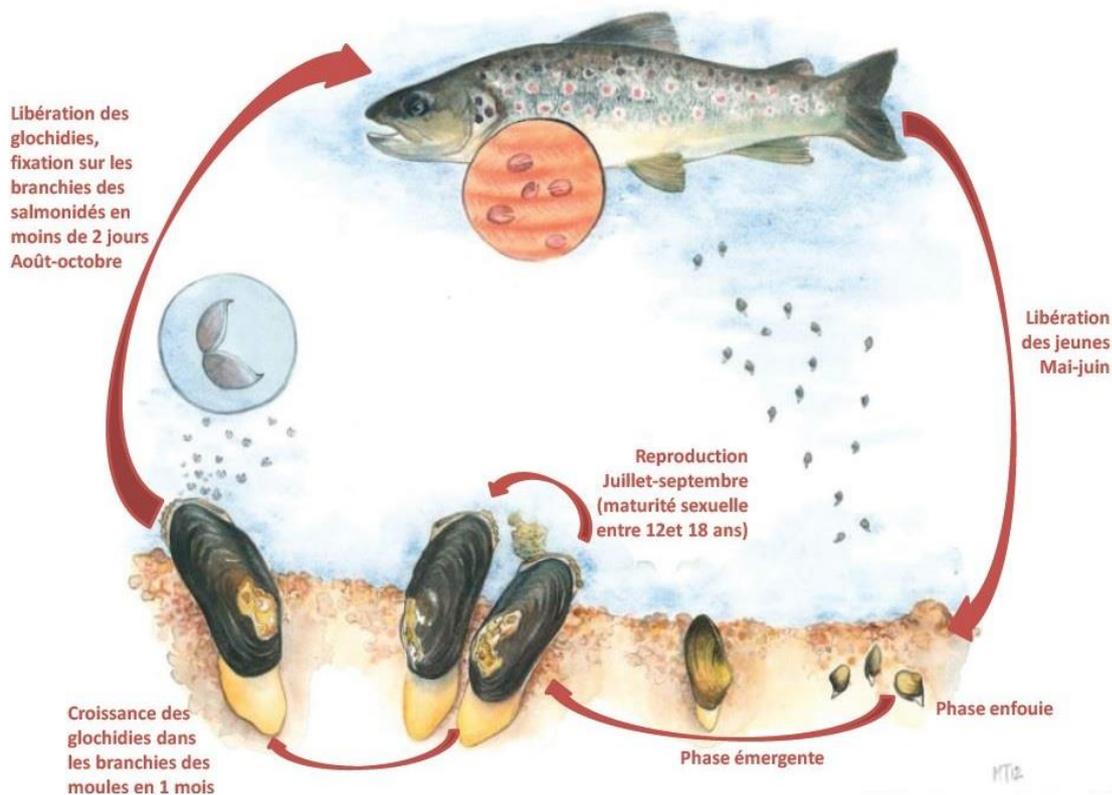


Figure 3 : Cycle de vie de la moule perlière
Source ©CPIE des collines normandes, Manuela Tétrel

La phase de décrochage peut s'étaler sur plusieurs mois. La jeune moule tombe sur le fond du cours d'eau où elle doit s'enfouir dans le sédiment. Nous avons pu observer que les jeunes moules secrètent un micro-byssus, sûrement pour mieux s'agripper au sédiment.

A ce stade, les mulettes se nourrissent en faisant du « pedal feeding », c'est-à-dire qu'elles collent les particules avec leur pied et les apportent jusqu'à leur bouche. Elles se nourriront ainsi jusqu'à la taille de 2 mm (à peu près 1 an) avant de passer à la filtration grâce aux cténiidies (Schartum et al, 2017).

II. Elevage en captivité de moule perlière

a. Structure d'élevage

Le site d'élevage des moules perlières du projet Life Haute-Dronne est situé au nord de la Dordogne dans la commune de Firbeix (figure 4).



Figure 4 : vue aérienne de la ferme d'élevage montrant les 3 unités mobiles (a à c) et le bâtiment bureaux/salle d'observation. (vue Google maps)

Il se compose de trois containers maritimes réaffectés en (a) zone de croissance des jeunes mulettes (container « mulettes »), (b) zone de maintien des truitelles pendant la phase d'infestation (container « truitelles ») et (c) laboratoire.



Figure 5 : Ferme mobile composée de 3 containers et intérieur du container « mulettes » abritant les auges pour la croissance des jeunes mulettes (photos Alexis Racher)

Alimentation en eau

L'eau destinée à la ferme est pompée à 500 mètres du site dans un petit cours d'eau (« le Ru »), choisi pour sa qualité, (cf tableau), ainsi qu'une alimentation de secours sur un puits situé proximité. Cette eau est pompée jusqu'aux containers mulettes, où elle est filtrée jusqu'à 20 μ puis passe par un filtre UV, pour limiter l'entrée d'animaux exogènes et réduire la charge bactérienne. Elle est stockée dans une cuve de stockage de 2 600 L. De cette cuve, l'eau est ensuite redirigée dans le container truitelles ou dans les bacs de mulettes.

Tableau I : Paramètres physico-chimiques de l'eau alimentant la ferme d'élevage

Analyse moyenne du Ru	
Calcium	3 mg/l
Ph	6.8
Conductivité	66 µs
Ammoniac	0.07 mg/L
Nitrite	0.025 mg/L
Nitrate	1 mg/L
Orthophosphates (en PO4)	0.23 mg/l
Phosphore total	0.09 mg/l

Le container « mulettes »

Le container « mulettes » (figure 4 a) abrite les jeunes mulettes depuis leur décrochage des branchies des truitelles jusqu'à leur réintroduction en milieu naturel. Ce container de 12 mètres de long, est équipé d'une climatisation réversible permettant de maintenir une température de 16 C° tout au long de l'année. Il contient quatre racks métalliques pouvant supporter trois auge indépendantes de 2.3 x 0.5 m et 0.15m de hauteur pour un volume de 160 L chacune. Chaque auge est maintenue en circuit fermé grâce à une pompe (1000 l/h). Le tuyau d'évacuation de chaque auge mène à un collecteur permettant de recueillir les mulettes lors des actions d'entretien telles que le dé-colmatages du sédiment ou le renouvellement partiel de l'eau. Une auge peut accueillir jusqu'à 30 000 mulettes de moins d'un an.

Le container « truitelles »

Le container « truitelles » (figures 4 b et 6) est destiné à maintenir les truitelles infestée par les glochidies (période allant généralement d'aout à février).



Figure 6 : bac destinés au maintien des truitelles infestées
(Photo A Legeay)

Le container (L=12m) abrite 6 bacs sub-carrés de 800 L chacun, en circuit fermé et un système de filtration (filtres mécanique, biologique et ultraviolet). Le groupe froid et la climatisation réversible permettent de contrôler la température de l'eau. Chaque bac du circuit fermé est en capacité de maintenir durant toute la durée de l'infestation plus de 300 truitelles. Ils sont équipés d'une bonde de fond permettant la récolte des mulettes au moment du décrochage. Les données physico-chimiques du circuit fermé sont suivies et contrôlées durant la phase d'infestation afin de garantir de bonnes conditions d'élevage pour les poissons comme pour les mulettes.

Le container « laboratoire »

Ce container de 6 mètre de long est équipé d'une pailleuse utilisée pour les analyses d'eau et pour des manipulations d'écotoxicologie devant être réalisées sur place et d'une climatisation réversible (Figure 7). Il abrite les silos utilisés pour la culture d'algues unicellulaires destinées à alimenter les jeunes mulettes.



Figure 7 : Paillasse du laboratoire et culture d'algues (photos A Legeay et A Racher)

b. Suivi de gravidité des géniteurs en milieu naturel

Le suivi de gravidité consiste à vérifier chaque été la maturation des glochidies au niveau des branchies des géniteurs dans le milieu naturel. En effet, les glochidies passent par 5 stades de développement (Scheder et al, 2011) et seul le dernier stade est capable de se fixer sur les branchies du poisson hôte et doit être récolté (Figure 8). La durée de maturation du stade 1 à 5 dépend de la température de l'eau, elle peut varier de 15 jours à 1 mois. Les étapes entre le stade 3 et 5 semblent plus rapides qu'entre les stades 1 et 2.

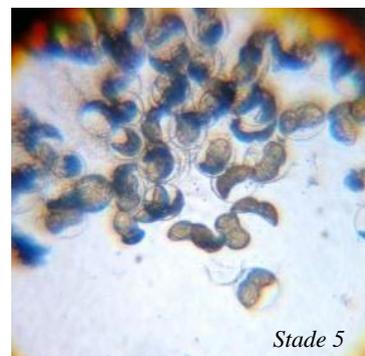


Figure 8 : les 5 stades de développement des glochidies

- 1) La larve est immobile et enfermée dans une enveloppe transparente de forme ronde (40-70 μm de diamètre)
- 2) La larve est toujours immobile et enfermée dans une membrane mais on distingue 2 parties séparées par un axe médian.
- 3) La préfiguration des 2 valves de la future coquille s'ébauche. La larve est toujours immobile et enfermée dans son enveloppe.
- 4) Les 1ers mouvements d'ouverture et fermeture des valves s'observent au stade 4
- 5) Les larves sont libres et leur valves agitées de mouvements. On distingue les épines apicales qui vont leur permettre de se fixer aux branchies

Pour effectuer ce suivi, il faut dans un premier temps identifier un groupe de moules perlières adultes et potentiellement gravides. La méthode la plus simple consiste à sortir plusieurs géniteurs de la rivière (Arrêté préfectoral – Dordogne et Haute Vienne - du 30 juin 2016 portant dérogation à l'interdiction de capture, destruction

et perturbation intentionnelle, transport en vue de relâcher dans le milieu naturel, transport à des fins de conservation et d'études scientifiques, délivré par DREAL Aquitaine – Limousin – Poitou-Charentes) et les placer dans de petits bacs remplis d'eau, qui vont légèrement se réchauffer au soleil (max 21°). Lorsque le temps est maussade, il est parfois nécessaire de chauffer l'eau. Le choc thermique et le stress vont provoquer l'expulsion d'une petite partie des glochidies en incubation. On peut ainsi détecter d'une part les individus femelles, et d'autre part, grâce à l'observation des glochidies au microscope amené pour l'occasion sur le terrain, connaître leur stade de développement. Ce suivi doit être réalisé chaque semaine durant la période estivale (à partir de début juillet sur la Haute-Dronne) puis tous les trois jours lorsque les glochidies sont aux stades 3 et 4. Lorsque les glochidies expulsées par les géniteurs sont au stade 5 (Figure 9), elles sont conservées dans les bacs et transportées rapidement à la ferme d'élevage pour être mises en contact avec le poisson hôte. Afin de favoriser le brassage génétique, les glochidies sont collectées annuellement sur 30 à 40 géniteurs issus de différents sites sur la haute-Dronne. Les glochidies font systématiquement l'objet d'observations au microscope avant l'étape d'infestation.



Figure 9 : géniteurs expulsant les glochidies au stade 5.

Nous avons marqué les individus sur lesquels ce suivi a été réalisé plusieurs années consécutives et n'avons noté aucun impact sur leur survie ou leur reproduction.

c. Mise en contact avec le poisson hôte.

Méthode d'infestation

Dès le retour sur la ferme, les glochidies récoltées sur le terrain sont mises en contact avec de jeunes truites (< 1 an) : c'est l'étape d'infestation. Il est préférable d'utiliser des truitelles pour une infestation réussie, car les truites adultes expulsent plus facilement les glochidies.

Les truitelles ont été fournies par la Fédération Départementale pour la Pêche et la Protection des Milieux Aquatiques de Dordogne, qui mène une gestion patrimoniale sur la Dronne. Elles sont issues de géniteurs sauvages ce qui nous permet de les relâcher dans le milieu naturel sans risque de créer une pollution génétique.

Avant la mise en contact, les truitelles doivent être à jeun et la qualité d'eau du circuit doit être surveillée de près (pas d'ammoniac ni de nitrite et un taux de nitrate bas).

Nous avons réalisé l'infestation dans des bassines de 60 litres, pour 300 truitelles de 3g, avec un brassage d'air important pour permettre un maintien en suspension des glochidies. Le taux d'oxygène durant l'infestation doit être maintenu entre 6 ppm et 8 ppm, attention à la suroxygénation qui diminue la ventilation des truitelles et le taux d'infestation du même coup. Les truitelles restent 1h dans le bac avec les glochidies.

Résultats

Tableau II : Suivi de la gravidité et des mises en contact par année

	2016		2017			2018				2019	2020	
Dates observations stade 5	06/08	11/08	09/08	06/09	12/09	14/08	16/08	17/08	30/08	01/09	06/08	10/08
Dates mises en contact	07/08	12/08	11/08			17/08				01/09	10/08	
T°C Dronne	16		16.5			19.1				17.2	19.5	
Nb de truitelles	1980		2068			2023				2048	2191	
Taux d'exposition Nb gloch / truite	2000		8000			280 000				585 000	6305	
Taux d'infestation Nb gloch/truite	366		938			1300				1503	344	
Taux de survie des truites	77%		74%			90%				77%	95%	

2016 :

Lors de la première année de suivi de gravidité nous avons remarqué que certains géniteurs étaient gravides au stade 1 dès le 25/07/2016 : la mise en contact initialement prévue en septembre a dû être avancée. La mise en place de la ferme aquacole étant tout juste terminée, nous avons choisi de réceptionner les poissons en deux fois pour limiter les risques : il y a donc eu 2 dates pour la mise en contact avec les poissons hôtes. Pour ce faire, un lot de 10 moules perlières gravides a été transporté et maintenu à la ferme afin de palier d'éventuels problèmes de relargage précoce ou de crue pouvant faire rater la mise en contact. Ces dix individus nous ont aussi permis de comparer s'il y avait un écart entre le développement des glochidies en milieu naturel et à la ferme : aucune différence n'a été observée.

2017 :

Les premiers stades 1 ont été observés le 25/07/2017, un lot de moules gravides a été à nouveau ramené à la ferme. En jouant sur la température de l'eau de stabulation nous avons tenté de ralentir le développement des glochidies. Nous n'avons pas réussi à créer un décalage entre les géniteurs de la rivière et ceux gardés la pisciculture (les températures étaient sûrement trop proches). Par contre, nous avons remarqué qu'il y avait plusieurs périodes de relargage des glochidies dans une même saison à partir d'un même individu : certaines moules dont nous suivions la gravidité abritait des larves de stade 1 une semaine après avoir produit des larves au stade 5.

2018 :

Dès l'observation des premiers stades 1 en milieu naturel, dix géniteurs ont été ramenés à la ferme d'élevage et un suivi hebdomadaire des individus marqués en rivière a été effectué. Contrairement aux années précédentes, toutes les moules n'étaient pas synchronisées : nous avons pu constater que des moules stade 4 ont effectué leur relargage, puis ont de nouveau largué du stade 1 et 2. Nous avons aussi pu observer sur des moules la présence de stade 1/2/4/5 au même moment, ce qui laisse supposer que toute la gonade ne mûrit pas au même rythme. Lors de la mise en contact, nous avons décidé d'utiliser la totalité des glochidies que nous avons récoltées, car les truitelles même très infestées que nous avons les années précédentes ne montraient pas de signe de gêne (pas de mortalité, ni de perte de croissance).

2019 :

La mise en contact a eu lieu début septembre avec un retard de 15 jours par rapport aux autres années. Ce décalage est probablement dû aux conditions climatiques (printemps froid et été caniculaire) et il a d'ailleurs été observé un peu partout en France. Comme en 2018, nous avons utilisé la totalité des glochidies récoltées pour la mise en contact.

2020 :

Nous avons observé des larves au stade 1 dès le 22 juillet et les premiers stades 5 le 06/08. La mise en contact a eu lieu le 10 août. La récolte des glochidies a été difficile avec peu d'individus portant des larves matures et beaucoup de géniteurs n'expulsant aucune larve (seuls 14 géniteurs sur 115 moules testées ont produit des glochidies matures). Il semblerait que la meilleure période se situait dans les jours précédents.

d. Maintien des larves en phase parasitaire

Le maintien des truites infestées se fait comme un élevage de truite classique.

Il faut veiller à relever quotidiennement la température pour planifier le décrochage qui, d'après nos observations, commence à 1 800 degrés jour (DJ) et finit vers 2 600 DJ en suivant une courbe en cloche. Le pic se situe autour de 2 100 DJ. Il est donc possible, grâce au contrôle de la température, de planifier le décrochage des jeunes mulettes. Un choc thermique juste avant la récolte permet de synchroniser le décrochage, une semaine de basse température (6°C) suivie d'une hausse sur une journée (jusqu'à 15°C).

La taille des glochidies évolue au cours de la phase parasitaire passant de 75 à 350 microns (Figure 10).

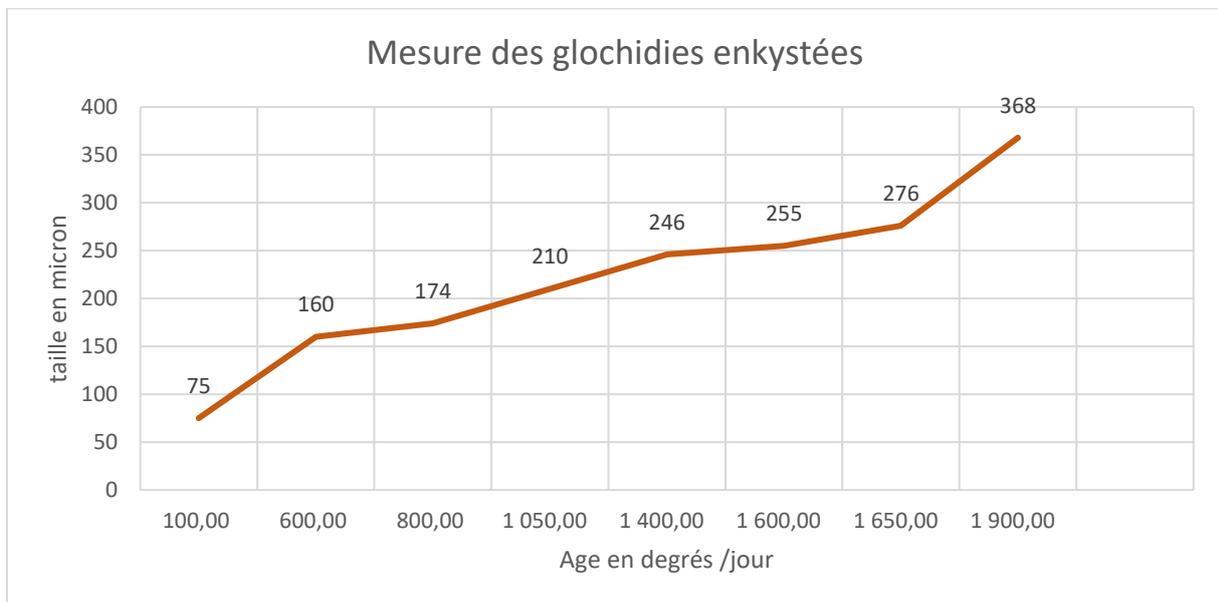


Figure 10 : croissance des larves enkystées sur les branchies en fonction de l'âge en degrés jour

Remarque : L'élevage en circuit fermé engendre des qualités d'eau moins bonnes que dans des circuits ouverts, avec des taux d'ammoniac souvent compris entre 0.25 et 0.5 mg/l et des taux de nitrate presque toujours supérieurs à 20 mg/l. Cette qualité d'eau ne semble pas avoir d'effet négatif sur les mulettes enkystées, il faut par contre veiller à améliorer la qualité d'eau lors du décrochage.

Observation sur les poissons infestés :

Pour avoir une idée de l'impact des mulettes sur la croissance des truites, nous avons comparé le nombre de glochidies enkystées et le poids des truitelles après 5 mois d'élevage. Ces relevés ont été réalisés sur la cohorte 2018. On peut constater que le nombre glochidies enkystées ne paraît pas influencer sur la croissance des truites dans les conditions de notre élevage.

Le taux moyens de mortalité des truitelles est de l'ordre de 17 % (Tableau II). La plupart des pertes est liée au cannibalisme. Cependant nous avons remarqué qu'une surexposition aux glochidies pouvait provoquer un affaiblissement voire même de la mortalité chez les truitelles. Ces mortalités ont été observées sur des truitelles parasitées par plus de 3 500 glochidies, des conditions que l'on ne rencontre pas à l'état sauvage.

Résultats

2016-2017 Lors de cette première année, nous avons été surpris par l'émission précoce des glochidies. Nous n'avons pas eu le temps de préparer notre filtre biologique, ce qui a engendré de dangereuses hausses de nitrite. Pour pallier à cela, nous avons augmenté la salinité de l'eau à 2/1000 durant un mois et demi. Les moules enkystées n'ont pas été affectées par cette hausse de salinité.

Sur cette cohorte, la température du circuit fermé était réglée à 14 °C ce qui a engendré un début de décrochage au bout de 4 mois. Nous avons récolté le maximum de moules possible soit 89 462 moules entre mi-novembre et début février.

2017-2018 La période d'infestation a duré 7 mois et la récolte s'est étalée sur 1 mois, pour un total de 97 957 moules récoltées.

2018-2019 La période d'infestation a duré 7 mois et la récolte s'est faite sur 3 semaines, pour un total de 152 064 moules récoltées. Le taux d'infestation plus fort des truitelles (1300 glochidies/truite) a permis de condenser la période de récolte et aussi de relâcher en rivière de nombreuses moules juste après décrochage.

2019-2020 La période d'infestation a duré 7 mois. Le taux d'infestation élevé (1503 glochidies/truite) des truitelles a provoqué une sur-mortalité de 20 % juste après la mise en contact. La récolte a duré 1 semaine, nous avons récolté 109 244 moules et un excédent de plus d'1 million de juvéniles juste décrochés a été réintroduit en milieu naturel.

2020 Le projet LIFE touchant à sa fin et faute de financements pour poursuivre l'activité de la ferme aquacole, les truitelles ont été réintroduites en rivière fin novembre à 1100 DJ . Ces truitelles portaient au moins 500 000 moules enkystées (figure 11).

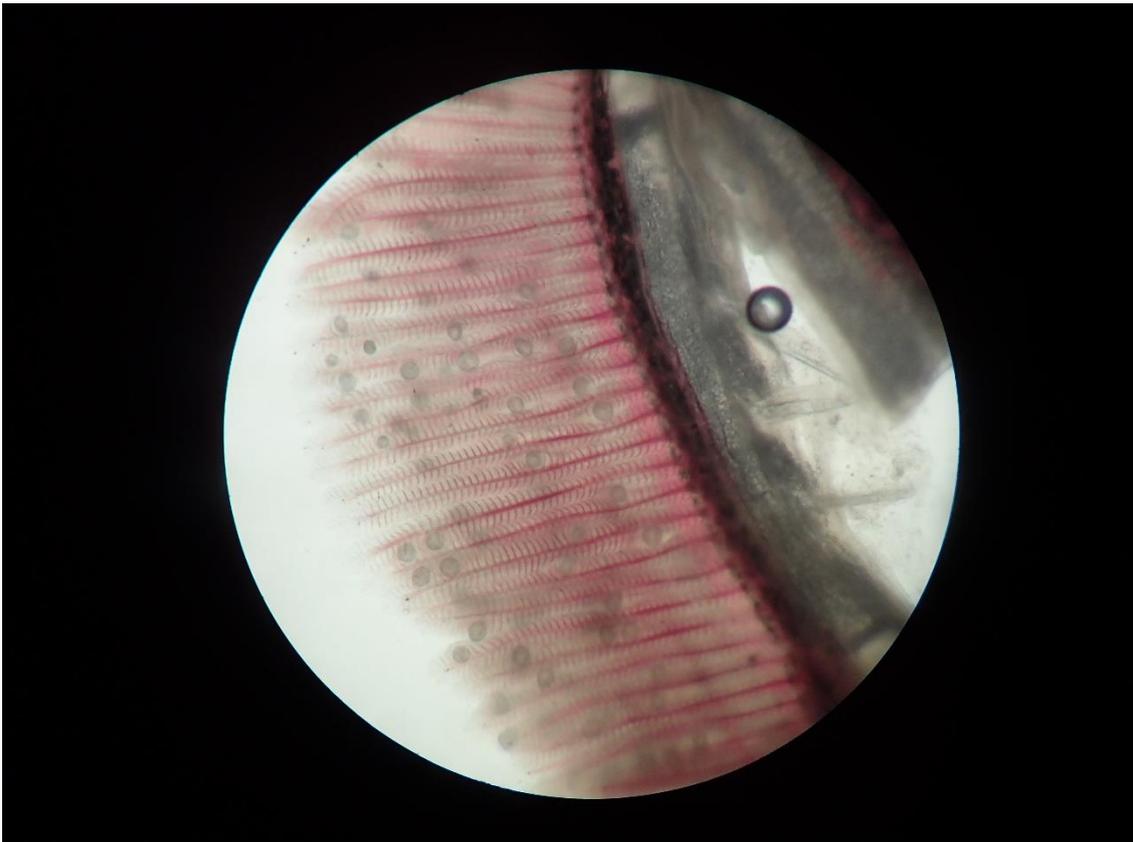


Figure 11 : Filaments branchiaux de truitelle portant des glochidies (photo Alexis RACHER)

e. Récolte et préparation des bacs d'élevages

Un mois avant le décrochage, nous mettons en eau les auge de grossissement pour réceptionner les jeunes mulettes.

Chaque auge est remplie avec une couche uniforme de sable (silice diamètre 0.4 à 0.9 mm) sur 1 cm d'épaisseur. Une fois les auge mises en eau avec leur sédiment, nous procédons à deux nourrissages par semaine pour installer une population de bactéries nitrificatrices.

Arrivé autour de 1 800 DJ, nous procédons aux premières récoltes afin de chercher les premières moules vivantes et avoir une idée de l'abondance du décrochage. Les mulettes doivent être bien mobiles, signe de bonne qualité.

Pour une récolte dans de bonnes conditions, il faut laisser les poissons à jeun les trois jours précédents afin de diminuer la quantité de fèces dans le bac et améliorer la qualité d'eau de façon générale.

Nous avons choisi, en 2018 et 2019, de regrouper les truites dans 3 bassins (au lieu de 6) afin de pouvoir récolter tous les bassins chaque jour. En effet, les mulettes ont l'air de dépérir rapidement dans nos bassins truitelles et une partie importante des mulettes se perd dans le circuit d'eau malgré l'absence de prise de fond.

La qualité d'eau doit être optimale durant cette période (taux de renouvellement important).

Pour récolter les mulettes, nous branchons sur la prise de fond un tamis 150 microns et nous filtrons la totalité de l'eau du bassin en balayant le fond et les parois du bac (Figure 12). Le refus de tamis est alors trié sous loupe binoculaire afin de ne récupérer que les mulettes vivantes et éviter d'introduire dans les bassins des organismes exogènes ou un surplus de matière organique. Pour cette étape très gourmande en temps, nous avons dû faire appel à de nombreux bénévoles chaque année.



Figure 12 : Filtration d'un bac truitelle à l'aide d'un tamis 150 microns (photo Alexis RACHER)

f. Mise en culture et croissance des juvéniles de moule perlière

Chaque auge de 160 litres (Figure 5) accueille entre 10 000 et 30 000 mulettes selon les années. Pour l'élevage et le maintien des mulettes dans de bonnes conditions, nous avons profité des connaissances et de l'expérience des personnels des stations d'élevage au moulin de Kalborn au Luxembourg (resp : Frankie Thielen), et de Brasparts en Bretagne (resp : Marie Capoulade).

Température

Les mulettes sont mises en croissance dans les auge pendant 18 mois avant d'être triées pour être dénombrées (estimation des taux de survie) et réparties dans de nouveaux bassins. Nous changeons l'eau des auge deux fois par semaine, une fois à 50% et une fois à 80% avec un décolmatage. Chaque hiver diminuons les températures de

l'eau à 6-8°C pendant au moins 3 mois, pour être plus proche d'un cycle de vie naturel. Le reste de l'année, la température de l'eau est autour des 16 degrés.

Alimentation

Les moules sont nourries quotidiennement soit avec un mélange d'algues vivantes cultivées à la ferme soit avec un mélange d'algues lyophilisées. La quantité d'aliment que nous avons distribué varie entre 30 000 et 677 000 cellules algales/ml. Pour déterminer le réajustement de la ration, nous nous sommes fiés à la turbidité des bassins et au comportement des moules (enfouissement ou pas). Pour confirmer nos impressions, nous procédons à des comptages d'algues avant et après nourrissage (Tableau III). Les comptages permettent d'adapter les rations mais il est également possible de le faire à vue avec un peu d'expérience.

Tableau III : Exemple de comptage de la quantité d'algues distribuée dans deux bassins d'élevage de juvéniles de moule perlière âgés de 18 mois ayant le même effectif à 16°C

Auge	Nombre de cellules/ml Avant nourrissage	Nombre de cellules/ml Après nourrissage	Nombre de cellules/ml consommées sur 24 h
A4	57 880	270 280	212 400
A5	32 880	118 560	85 280

Cet exemple montre que la prise alimentaire varie beaucoup même entre deux bassins ayant une charge identique.

La figure 13 montre les rations distribuées (retour d'expérience sur les deux premières années d'élevage).

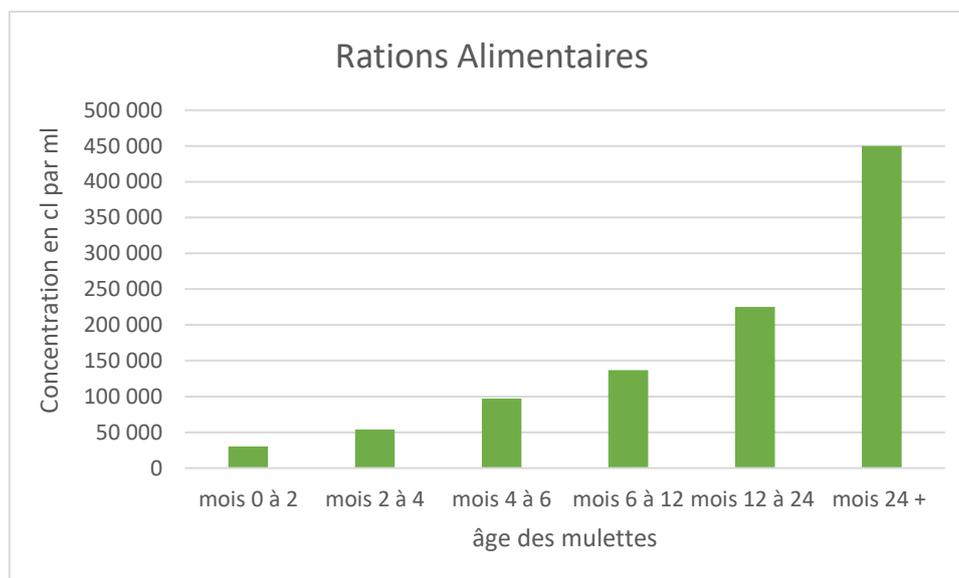


Figure 13 : Ration alimentaire fournie aux juvéniles de moules perlière en condition d'élevage, en fonction de l'âge.

L'alimentation grâce à du phytoplancton vivant permet de garder des bassins plus propres et des rations alimentaires moins fortes (le plancton non consommé reste vivant pour les jours suivants). Par contre il y a un risque d'apporter un excès de calcium dans l'eau à cause du milieu de culture importé en même temps que les algues. Le risque lié à ce type de pollution peut être réduit en faisant décanter les algues vivantes afin d'obtenir un concentré à condition d'avoir de grandes capacités de stockage.

Nous procédons chaque mois à un échantillonnage des moules pour réaliser une taille moyenne et calculer des taux de croissance (Figure 14).

g. Comptage et répartition des juvéniles de moule perlière

Au bout de 18 mois de croissance, les moules sont dénombrées et réparties dans de nouveaux bassins à raison de 5 000 individus maximum.

Séparer les moules du sable n'est pas une mince affaire car à cet âge les moules font entre 1.5 mm et 8mm. Il n'est pas encore possible de tamiser les moules à cause de leur hétérogénéité et leur fragilité. Nous avons donc

mis au point une méthode pour séparer les moules du sable grâce à leur différence de densité : lorsqu'on induit un courant circulaire (à l'aide d'un pinceau ou manuellement) dans une bassine où est disposée du sable et des moules mélangés, les premiers éléments à se déposer au centre sont les plus légers et donc parmi eux les moules. Après des séries de test de différentes méthodes, nous avons conservé une méthodologie qui paraît être la plus fiable, que nous avons baptisé « la technique de Régine ».

Méthode de tri à l'aide de « la technique de Régine » :

- Prélever dans l'auge d'élevage à l'aide d'un siphon une surface de sable accueillant des moules d'un maximum de 200 cm² sur 1.5 cm d'épaisseur.
- Recueillir le prélèvement dans une bassine de 60 l remplie d'eau.
- Disposer le sable le long des parois de la bassine (à l'aide d'un pinceau) puis créer un courant circulaire doux de manière à ce que le sable se déplace, tout en laissant propre le centre de la bassine : c'est là que vont se déposer les moules (cette technique fonctionne dès le décrochage).
- Prélever la partie centrale (les moules + un peu de sable) dans un seau et réaliser à nouveau « la technique de Régine » : les jeunes moules vont se retrouver au centre du seau : les transférer dans leur nouvelle auge de croissance après comptage et éventuellement mesure. On considère que le seau est vide à partir de trois « techniques de Régine » sans résultat.
- Recommencer une « technique de Régine » dans la bassine de 60 l, prélever le centre et ainsi de suite jusqu'à ce que vous enchaînez trois bredouilles dans la bassine de 60 l.
- Vous pouvez alors jeter le sable et prélever une nouvelle parcelle dans votre bassin.

Avec cette méthode nous avons pu constater que les moules occupaient principalement le premier centimètre de sable du bassin.

Une nouvelle opération de comptage est réalisée à 30 mois : cette fois, les moules peuvent être séparées du sable grâce à un tamis 1 mm.

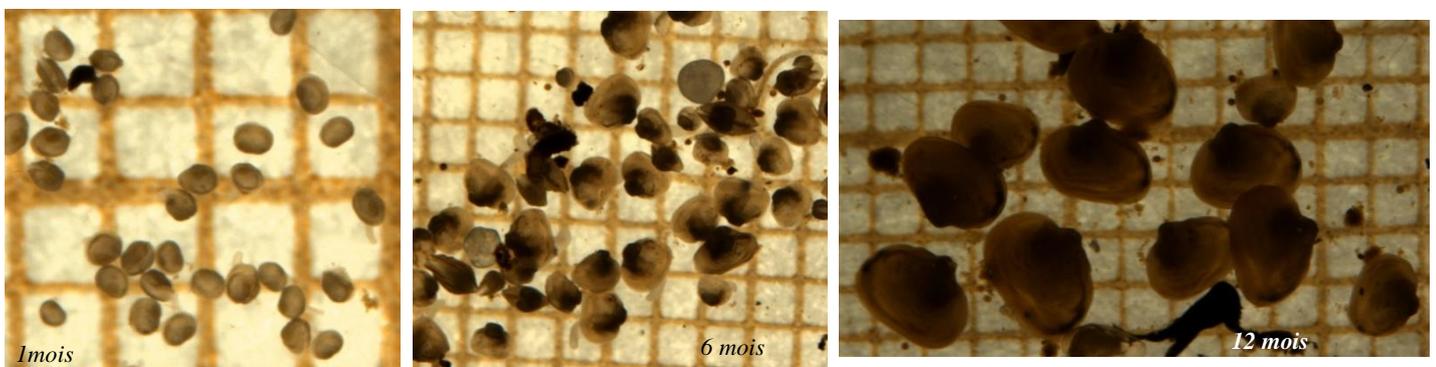


Figure 14 : mesure mensuelle des tailles des juvéniles de moule perlière observées sur un fond de papier millimétré

III. Elevage de moules perlières : résultats obtenus au cours des 5 années d'activité

Cohorte 1 (2016)

Pour la première cohorte, la mise en charge a été de 13 300 moules dans 6 auge et d'une auge à 10818 (Tableau IV). Sur cette première cohorte, nous avons testé plusieurs types de sables (granulométries) et régimes alimentaires.

Granulométrie

Les auge ont tous été remplis de 3 cm de sable : 3 avec de la silice type S2 (0.9 à 1.5 mm) et 4 avec de la silice type S1 (0.4 à 0.9 mm).

La différence entre ces deux granulométries ne semble pas avoir été déterminante pour la survie des moules lors de la première année, puisque nous avons constaté des bons et des mauvais taux de survie sur les deux types de granulométrie.

Alimentation

Le choix a été fait lors du lancement du projet de tester d'alimenter les moules à l'aide d'espèces phytoplanctoniques dulçaquicoles (*Scenedesmus subspicatus*, *Chlorella vulgaris* et *Stichococcus bacillaris*) produites à la ferme d'élevage (voir container « laboratoire », figure 7). Les deux fermes d'élevages de moules perlière avec lesquelles nous avons échangées présents utilisent des mélange d'algues marines lyophilisées destinés aux écloséries de bivalves marins (Shellfish diet 1800 et Nanno 3600 formata). Ce type d'alimentation a déjà fait ses preuves mais l'utilisation de plancton d'eau douce est plus proche de l'alimentation naturelle. Néanmoins, il faut savoir que la production de phytoplancton vivant reste gourmande en temps et peut varier en qualité.

Les moules sont alimentées quotidiennement, une fois par jour.

Pour cette 1^{ère} cohorte, nous avons utilisé les mélanges d'algues marines lyophilisées durant les 30 premiers jours d'élevage car le matériel nécessaire aux cultures d'algues n'était pas encore sur site. Pour cette première phase d'alimentation, nous avons choisi des dosages basés sur les expérimentations faites au Luxembourg (mix shellfish diet 1800 / Nanno 3600). Le mix retenu était alors égal à 96 000 cellules /ml.

Après cette période, nous avons testé différents mix par bassin (Tableau IV) avec pour référence principale le dosage utilisé sur le site de la pisciculture de Brasparts (30 000 cellules/ml).

Tableau IV: Elevage de juvéniles de moule perlière : répartition des moules, taux de survie et régime alimentaire par bassin :

Lots	A1 16	A2 16	A3 16	A4 16	A5 16	A6 16	A7 16	Générale
survie	7%	9%	26%	13%	31%	8%	11%	14,6%
effectif de départ	13400	13300	13300	13300	13300	13300	10818	90718
Effectif récolté	957	1209	3473	1681	4163	1040	1116	13219
Age comptage (jour)	300	454	477	498	504	516	530	
Taille moyenne a la récolte (mm)	1,1	2,54	2,2	2,51	3,4	2,47	3,6	2,36
Régime alimentaire	mélange type "Luxembourg"+ phyto vivant			Phytoplancton vivant		algue marine iophilisée		
Densité alimentaire en cellule algale/ ml	150 000	50 000	50 000	30 000	30 000	60 000	45 000	

Résultats

A1 : alimentation type « Luxembourg » légèrement complémentée par des algues vivantes. Il s'agit du régime alimentaire le plus riche que l'on ait pu donner.

Ce bac a été trié au bout d'un an : le taux de survie des moules était de 7%. Ce faible taux de faible survie peut être dû soit à l'alimentation, soit à la qualité des moules mises en culture. En effet, ce bassin a été rempli avec les première moules à s'être décrochées et nous avons constaté avec l'expérience que les moules décrochées plus tard étaient de meilleure qualité.

A2 et A3 : mix d'algues lyophilisées et vivantes pour une concentration égale à 35 000 cellules/ml. Suite au tri du A1, nous avons préféré nourrir ces bassins de la même manière que le A4 et A5 (d'où la diminution du régime alimentaire). Malgré un régime alimentaire strictement identique, ces deux bassins présentaient des taux de survie à 18 mois très différents (9 et 26%).

A4 et A5 : espèces phytoplanctoniques vivantes avec une concentration allant de 18 000 à 59 000 cellules/ml. Malgré un régime alimentaire identique, les deux bassins présentaient des taux de survie à 18 mois très différents (13 et 31%).

A6 : espèces phytoplanctoniques vivantes avec une concentration double par rapport à A4/A5. Le taux de survie à 18 mois de 8% est le plus faible observé cette année-là.

A7 : algues marines lyophilisées à une concentration comprise entre 18 000 et 36 000 cellules/ml. Le taux de survie à 18 mois était de 11 %.

Pour cette cohorte on observe un taux de survie à 18 mois moyen de 16% (figure 15, moyenne des auge 2 à 7). Nous n'avons pas réussi à identifier la cause des écarts de survie observés entre les bassins.

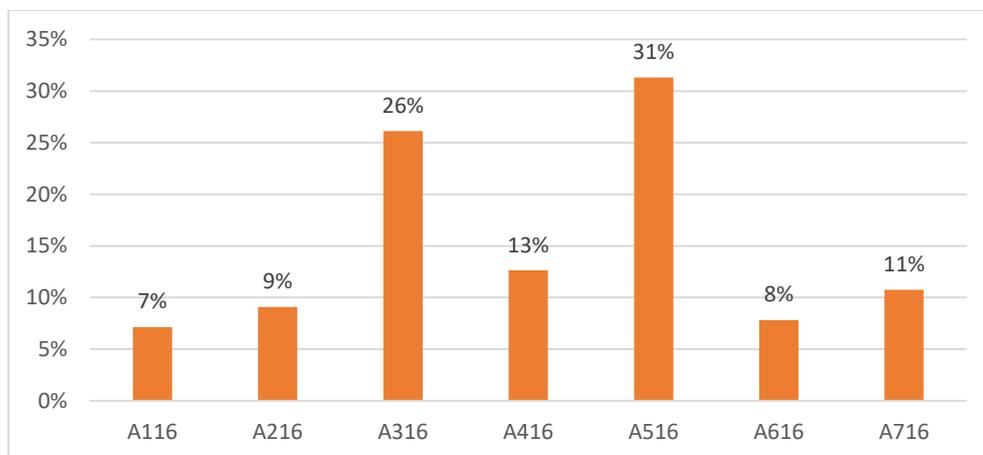


Figure 15 : Taux de survie des juvéniles de moule perlière de la cohorte 2016 à 1 an (bac A1 16) et 18 mois (autres bacs)

Suite au comptage, les mulettes survivantes ont été réunies dans deux auge d'élevage (5 591 mulettes/auge). Chaque bassin était alors nourri avec des concentrations de l'ordre de 250 000 cellules/ml. Pour déterminer le réajustement de la ration, nous nous sommes fiés à la couleur du bassin et à la profondeur à laquelle les mulettes s'enfouissaient, et pour confirmer nos impressions nous avons procédé à des comptages d'algues avant et après nourrissage.

Entre 18 et 42 mois, le taux de survie était de 92%.

Cohorte 2 (2017)

Pour la deuxième cohorte nous avons choisi d'augmenter la mise en charge de départ en passant à 16 000 moules au lieu de 13 000 pour compenser un peu les pertes de la première année d'élevage.

Nous avons réduit de moitié la quantité de sable pour faciliter le travail de tri au bout de 18 mois. Tous les bassins ont été remplis avec 1.5 cm de sable de type S1 (0.4 mm-0.9 mm).

Pour l'alimentation, nous avons choisi de suivre le modèle d'alimentation utilisé sur les A4 et A5 de la cohorte 1, avec une alimentation composée de phytoplancton vivant dès le début de la mise en culture. Nous avons diversifié l'alimentation avec deux repas d'algues marines lyophilisées par semaine.

Nous avons aussi décidé de dénombrer les coquilles vides récupérées dans le tamis lors du nettoyage hebdomadaire afin de déterminer les périodes de mortalité.

A noter : Lors de l'été 2018, la climatisation du container moules a été hors service durant un mois, ce qui nous a obligé à déplacer tous les bassins dans le container truitelles. Cela a pu générer un stress important, car les bacs ont été transférés à sec.

La survie moyenne à 18 mois de cette cohorte n'a été que de 3.14% avec d'importantes variations selon les bassins (figure 16).

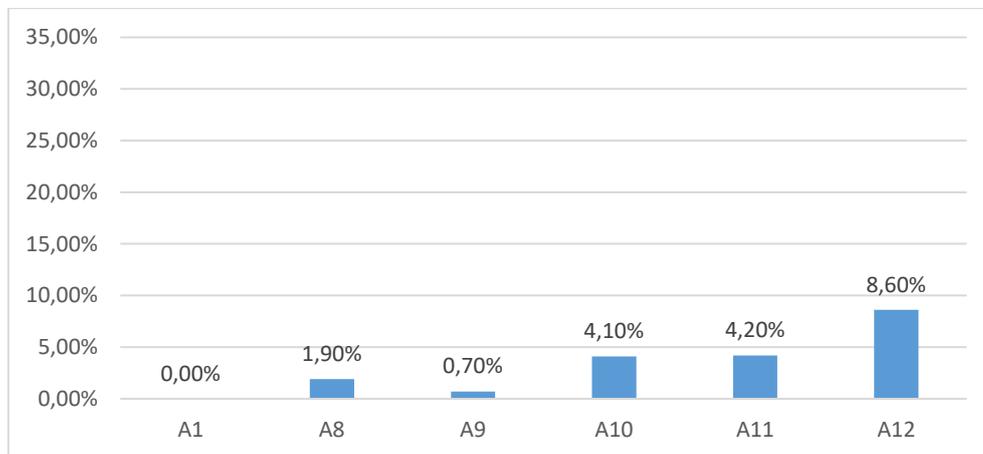


Figure 16 : Taux de survie des juvéniles de moule perlière de la cohorte 2017 à 18 mois

Nous n'avons pas déterminé avec certitude la raison de cette mortalité importante, mais nous pensons qu'elle peut être due à un problème de qualité d'eau. En effet, en 2018, une prairie a été convertie en champs de blé à proximité de notre pompage d'eau, avec peut-être l'usage de pesticides. Nous avons également remarqué des pics en ammoniac dans notre alimentation en eau (jusqu'à 0.4 mg/ml). Pour pallier à ces problèmes, nous avons installé des filtres à charbon actif dans chaque bassin d'élevage des moules, nous avons également réalisé une analyse d'eau du Ru avant chaque renouvellement. L'augmentation de la densité d'élevage ne semble pas être la cause de cette mortalité car elle était la même que les années précédentes dans les A1 et A12. Nous avons également abrité de la lumière les bassins les plus exposés grâce à des plaques « parasol ». Il est également possible que ces pertes importantes soient dues à un problème de qualité des glochidies.

Nous avons aussi observé de nombreuses malformations sur 30% des individus de cette cohorte (figure 17).

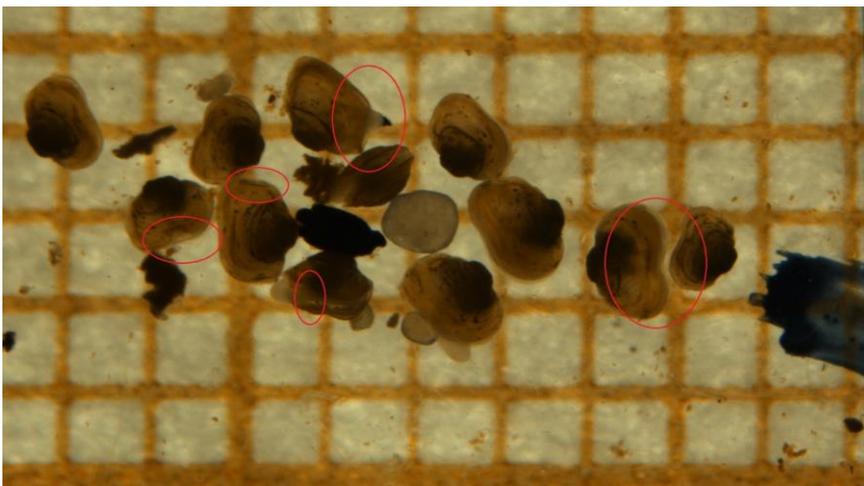


Figure 17 : Entourées en rouge, on peut observer les différents types de malformations des coquilles (photo Alexis RACHER)

Depuis le début de l'élevage de cette cohorte, nous avons réalisé un suivi des mortalités. Lors du décolmatage et du changement d'eau hebdomadaire, l'eau de chaque bac était filtrée à 150 microns afin de nous permettre de récupérer les moules qui s'échappaient lors du nettoyage. A cette occasion, nous comptons les coquilles vides pour avoir une idée de la mortalité. Cette méthode ne permet d'accéder qu'une partie de la mortalité des bacs, mais elle donne une idée de l'état de santé des bassins (figure 18).

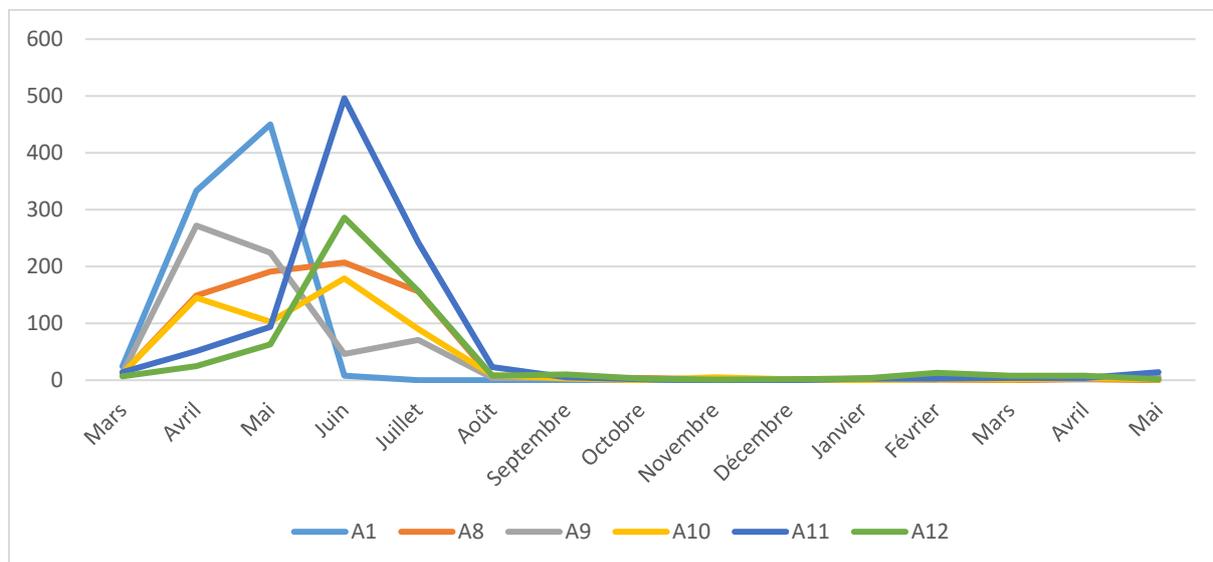


Figure 18 : Nombre de coquilles vides récupérées mensuellement pour chaque bac d'élevage (cohorte 2017)

On observe le maximum de mortalité en début de l'élevage jusqu'au mois d'août. Cette mortalité n'est pas liée à la température car celle-ci est identique jusqu'au mois de décembre. La chute de mortalité correspond à la chute des effectifs.

Sur cette cohorte le taux de survie entre 14 et 27 mois était de 98%.

Cohorte 3 (2018)

Pour la cohorte 2018, nous avons encore augmenté la mise en charge en passant à 30 000 moules par bac pour tenter d'optimiser les résultats.

L'alimentation de ces moules a été faite presque uniquement avec des algues lyophilisées, à cause de problèmes de production d'algues vivantes. Le dosage des rations a été vu à la hausse assez rapidement pour s'adapter aux densités plus fortes. Le bassin A6 a été contaminé par un vers prédateur (potentiellement un oligochète de la famille des naididae – à confirmer) qui, couplé à la mortalité, a quasiment décimé ce bassin ce qui explique la chute des mortalités à partir de la semaine 28 (figure 19). Ces vers ont un développement exponentiel jusqu'à ce que la population de moules s'effondre ou que les moules soient trop grosses pour être ingérées ; ils se nourrissent également d'ostracodes.

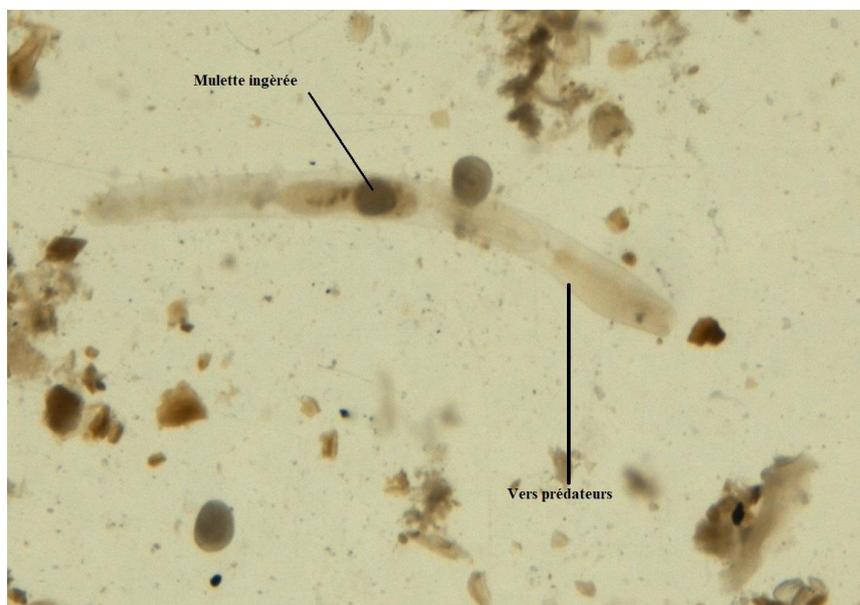


Figure 193 : Vers oligochètes prédateurs de moule (photo Florent LALANNE)

Alimentation

A partir de la semaine 23, nous avons géré l'alimentation « à vue », les rations ont été modifiées en fonction des prises alimentaires. Les rations étaient donc différentes en fonction des bacs et de la température de l'eau, avec un minimum à 140 000 cellules/ml et un maximum à 500 000 cellules/ml.

Ce changement d'alimentation a permis à cette cohorte de gagner en croissance par rapport aux mulettes de 2017 et 2016.

Le taux de survie entre 0 et 16 mois a été de 10.8%, avec là encore de grandes disparités entre les bassins (figure 20).

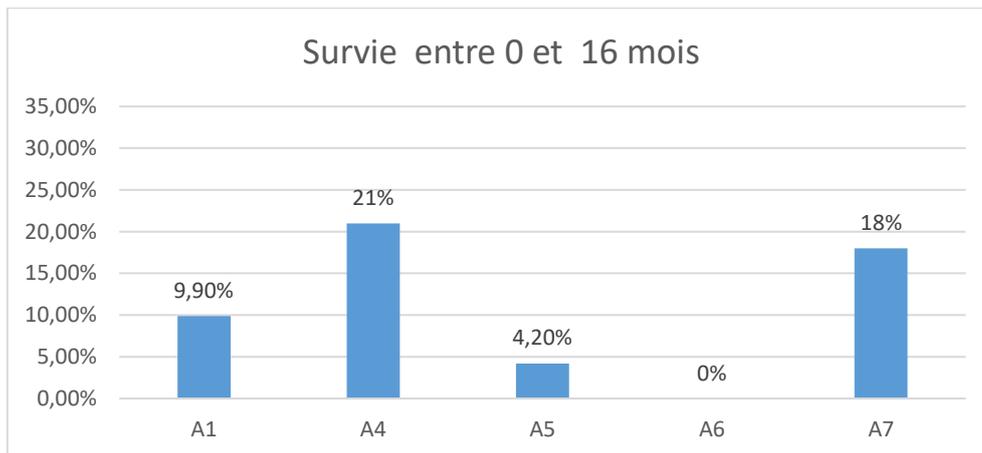


Figure 20 : Taux de survie des juvéniles de moule perlière de la cohorte 2018 à 16 mois

Suspicion de maladie

Les mulettes de cette cohorte ont été touchées par de fortes vagues de mortalités après l'âge de 14 mois. Le A1 est touché en premier durant le mois de mai, avec des pertes très importantes encore jamais observées sur des moules de plus d'un an, avec au total 42% de pertes sur 6 semaines. Cette mortalité a également été observée sur les autres bacs aux mois d'août et septembre, causant 29% de perte sur deux mois.

On ne sait pas ce qui a causé ces mortalités. La qualité d'eau n'avait pas changé et les mortalités n'ont pas atteint tous les bassins en même temps. Les moules des bassins atteints avaient un comportement apathique (plus de déplacement ni d'alimentation). Nous avons aussi remarqué à chaque fois la présence très importante d'ostracodes, leur forte population est sûrement due à l'abondance de nourriture non consommée par les mulettes. Les ostracodes en trop grand nombre peuvent créer des problèmes de harcèlement des jeunes mulettes et générer un stress supplémentaire. Beaucoup de mulettes finissent achevées par la saprolegnia (infection fongique) ou la fatigue. Ces mortalités peuvent aussi avoir été provoquées par un pathogène et/ou un effet en cascade négatif.

On ne connaît pas les pathogènes qui peuvent s'attaquer aux moules perlières, à notre connaissance aucune étude n'a jamais été réalisée sur ce sujet.

Face à ces pertes importantes, nous avons:

- Diminué la ration alimentaire
- Changé l'eau quotidiennement durant une semaine pour faire chuter la population d'ostracodes et retirer un maximum de moules mortes
- placé une partie des moules en aquarium pour voir si la mortalité n'était pas due à un phénomène propre au bassin (sans résultat).
- testé un traitement au bleu de méthylène.

Traitement au bleu de méthylène :

Pour pallier la prolifération de saprolegnia et d'éventuelles proliférations bactériennes, après consultation de notre vétérinaire, nous avons choisi de tester un traitement au bleu de méthylène. Nous avons réalisé les tests pour la première fois en mai 2020.

Le bleu de méthylène utilisé est destiné à l'usage aquacole et est vendu en poudre. Il faut commencer par fabriquer une solution mère 1.6g pour 100ml.

Nous avons commencé à tester un traitement au dosage de 1.5 ml/10l, ce qui correspond à un dosage de forte intensité sur des poissons. Ce test a été réalisé sur 40 mulettes saines du même âge. Au bout de 48h, le taux de survie était de 100% ; 3 jours après rinçage, toujours pas de mortalité ; on a donc entamé un traitement sur le bassin entier durant 48h. On a ensuite recommencé un traitement une semaine plus tard avec une concentration deux fois plus faible mais sur 72h.

La mortalité a diminué au cours des semaines suivantes (figure 21), on continuait à ramasser des coquilles vides mais plus de moule fraîchement morte. On ne sait pas si cette amélioration est due au traitement au bleu de méthylène (figure 22).

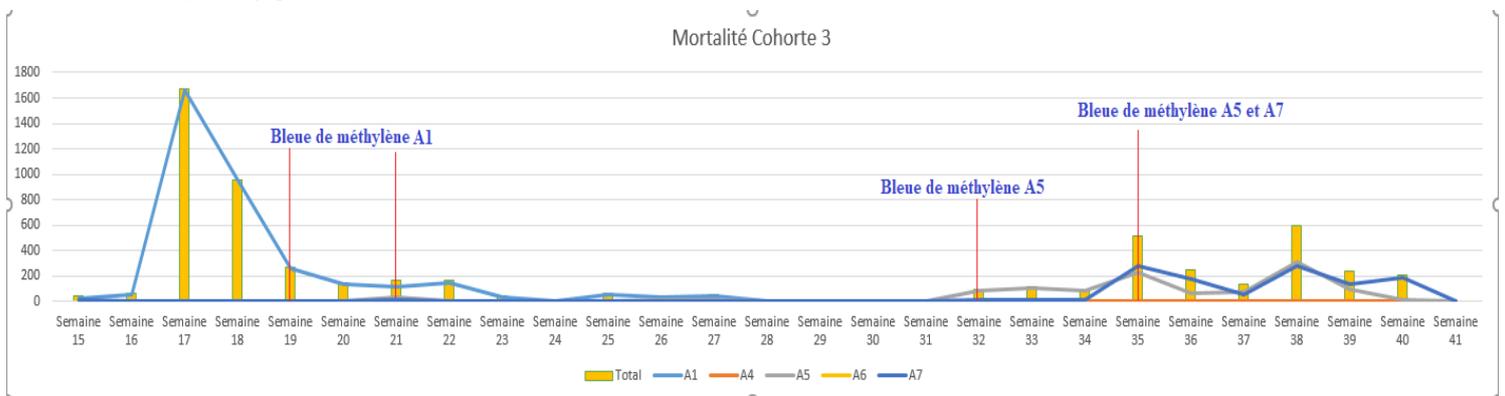


Figure 21 : suivi de la mortalité (nombre de coquilles vides) après traitement au bleu de méthylène (cohorte 3)

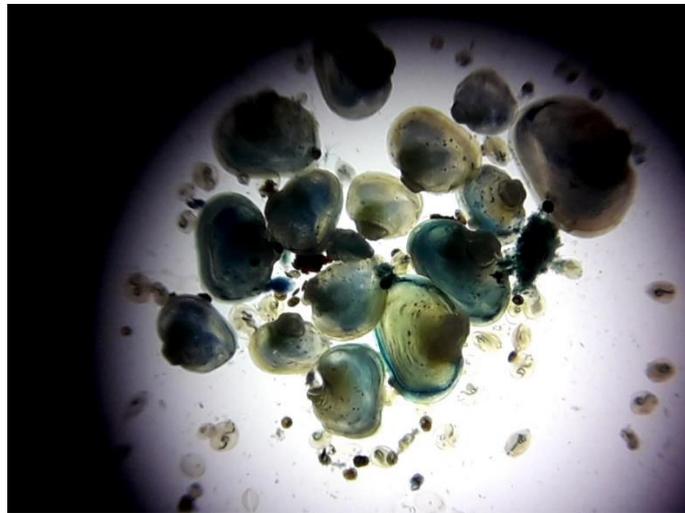


Figure 22 : Les moules traitées au bleu de méthylène restent bleues durant plusieurs semaines (photo Alexis RACHER)

Nous avons recommencé le traitement sur les autres bacs subissant à leur tour une vague de mortalité, les pertes sur ces bassins ont été moins importantes (29% contre 42%).

Cohorte 4 (2019)

Pour la cohorte 4, nous avons fait une mise en charge de 15 000 moules par bassin. Sachant que nous risquons de manipuler ces moules avant l'âge de 1 an (la fin du projet LIFE étant proche), nous avons mis dans ces bassins une couche de sable inférieure à 5 mm.

Nous avons également testé l'élevage de juvéniles dans des aquariums avec des mises en charge de 2 000 individus par aquarium, à l'exception d'un aquarium à 50 000 individus. Les aquariums étaient en eau stagnante avec deux renouvellements d'eau par semaine. Ce test ne fut pas concluant avec des taux de survie proches de 0 au bout de 7 mois.

Ces moules ont été nourries avec des algues vivantes et lyophilisées avec des rations qui ont varié entre 30 000 et 175 000 cellules/ml.

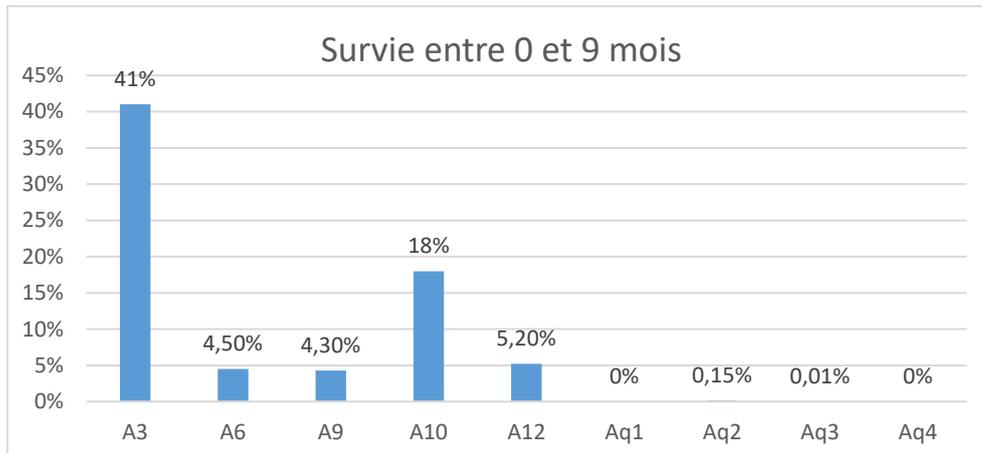


Figure 23 : Taux de survie des juvéniles de moule perlière de la cohorte 2019 à 9 mois

Les moules de la cohorte 4 ont été triées au bout de 9 mois pour être réintroduites en rivière. Le taux de survie à 9 mois était de 7 % avec là encore des variations très importantes entre les bassins (figure 23).

IV. Bilan

Alimentation et croissance

Grâce à l'expérience acquise au cours de l'élevage des différentes cohortes, nous avons pu constater que l'augmentation des rations alimentaires ne semble pas affecter la survie, mais permet au contraire aux moules d'avoir une meilleure croissance (figure 24). Le type d'alimentation ne semble pas non plus être le critère déterminant sur la survie des jeunes moules.

Il faut par contre surveiller les prises alimentaires afin d'adapter les rations ; et éviter les surplus d'algues non consommés qui risquent de dégrader la qualité d'eau.

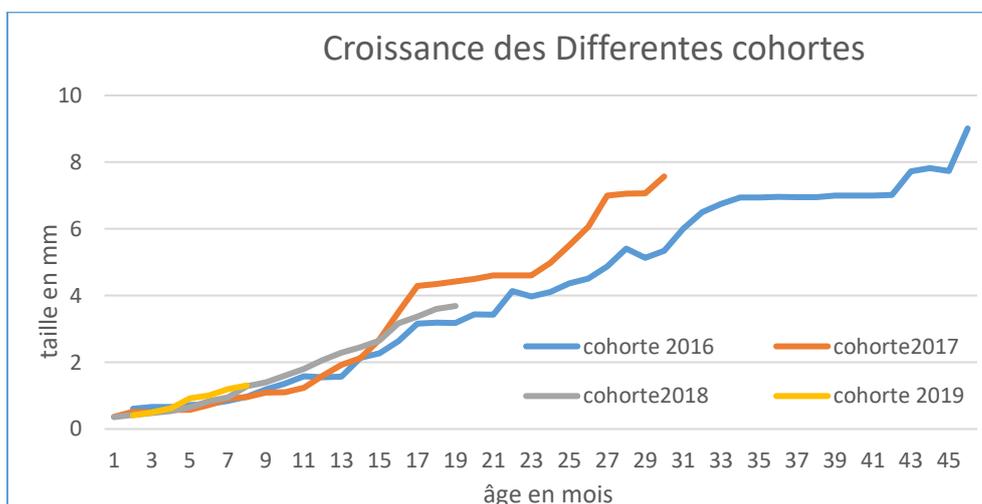


Figure 24 : croissances comparées des différentes cohortes de juvéniles de moule perlière

La croissance des jeunes moules est particulièrement lente comparée aux autres bivalves d'eau douce. Cette petite taille les expose encore plus au risque de prédation.

Maximiser la survie

La plupart des mortalités chez les juvéniles de moule perlière ont lieu la première année, de mars à septembre (figure 25).

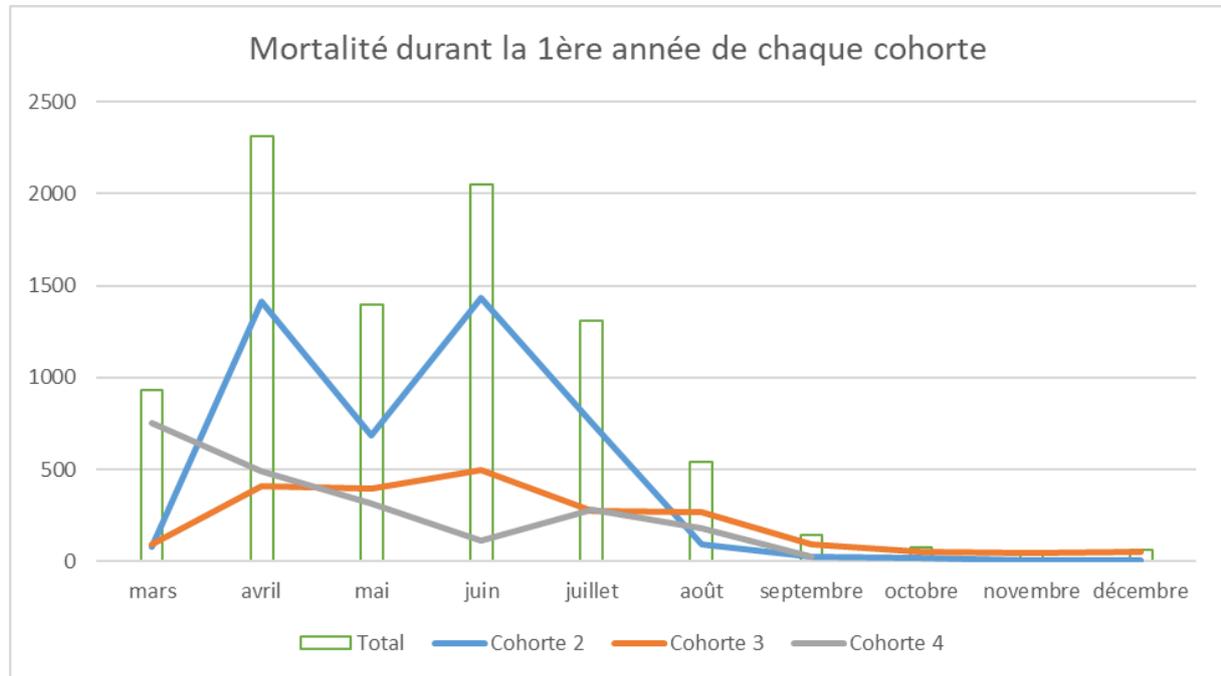


Figure 25 : Mortalités (nombre de coquilles vides) affectant les juvéniles de moule perlière la 1ère année d'élevage

Afin de maximiser la survie des juvéniles d'une cohorte donnée nous avons choisi de remplir un maximum de bacs lors de la première année, car les taux de survie varient beaucoup d'un bassin à l'autre. Un seul bac avec un bon taux de survie peut représenter une part importante de la cohorte (par exemple, sur la quatrième cohorte, le bassin A3 représente 77% des effectifs). Avant la mise en culture de la cohorte n il faut donc trier et regrouper les individus de la cohorte n-1 dans 1 ou 2 auges afin de libérer de nouveaux bassins pour la génération suivante.

Il est également important de bien surveiller la qualité d'eau afin de maintenir les moules dans une qualité de vie optimale.

Il faut maintenir les moules dans le noir ou la pénombre, la lumière semble être en effet une source de stress.

Comme dans toute exploitation aquacole, un protocole sanitaire strict doit être établi afin de limiter les intrants de tout animal exogène (notamment vers prédateur) et d'éventuels pathogènes.

Nous n'avons pas trouvé d'explication à la variabilité de la survie d'un bac à l'autre, et il reste encore beaucoup de pistes à explorer.

Réintroductions et suivis en milieu naturel

Suivi « bigoudis et tubes inox »

Afin d'avoir une idée du taux de survie des mulettes en rivière, une partie des mulettes étaient réintroduites dans des « bigoudis ». Ce sont des tubes en inox de 5 cm de long et d'un diamètre de 12 mm (figure 26). Ces tubes sont placés sous des pierres et dans le sédiment sur les zones de réintroduction. Un bigoudi contient 5 mulettes d'au moins 17 mois et qui ne dépassent pas 10 mm. Un total de 310 mulettes a été placé dans des bigoudis afin de suivre les taux de survie et de croissance en milieu naturel (mais dans des conditions un peu différentes car les bigoudis ne sont pas enfouis dans les sédiments). Par ailleurs, les bigoudis empêchent les mulettes d'éviter les dégradations de la qualité de l'eau et peuvent engendrer des mortalités.



Figure 26 : Un bigoudi près à accueillir 5 mulettes
(photo Florent LALANNE)

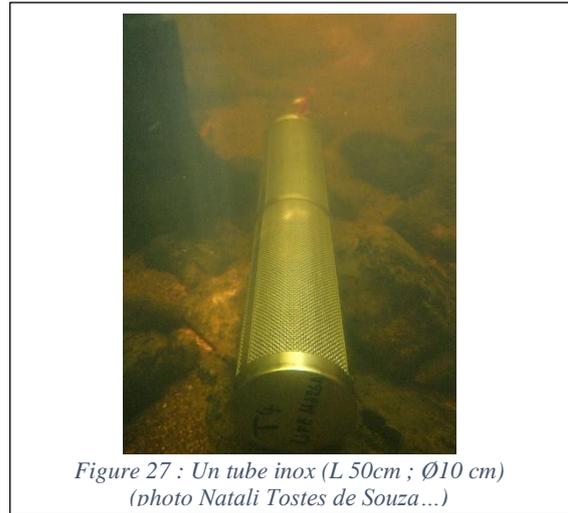


Figure 27 : Un tube inox (L 50cm ; Ø10 cm)
(photo Natali Tostes de Souza...)

Pour reproduire des conditions de vie plus naturelles, nous avons fait fabriquer des tubes en inox plus gros, de 50 cm de long pour 10 cm de diamètre avec un maillage 1 mm (figure 27). Dans ces tubes, nous pouvons introduire du substrat de la rivière permettant l'enfouissement naturel des mulettes. La survie en tube est plutôt bonne, par contre ils sont plus sujets aux crues, car plus gros. Ainsi, nous avons perdu plusieurs tubes durant l'hiver 2019-2020.

Les bigoudis et les tubes inox ont été suivis tous les mois ou tous les deux mois en termes de mortalité (figure 28 et Tableau V) et de croissance (figure 29).

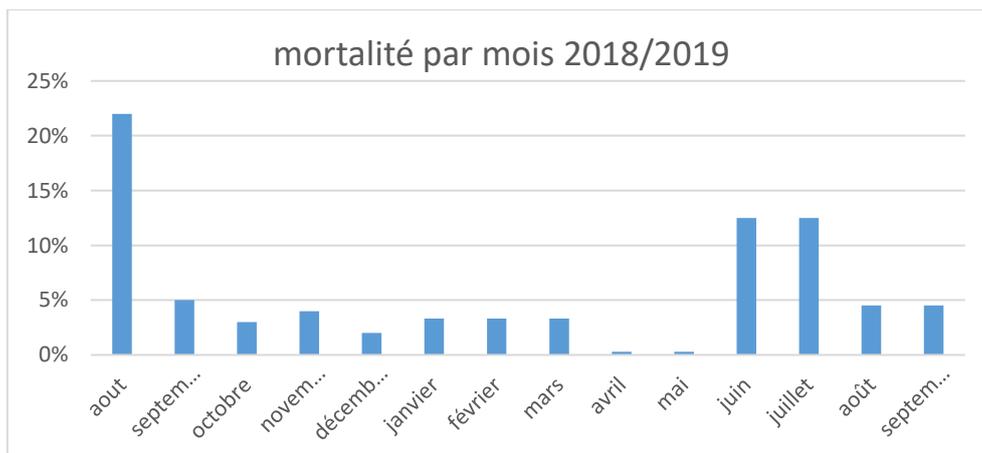


Figure 28 : Taux de mortalité dans les bigoudis et tubes inox placés en milieu naturel

Le fort taux de mortalité observé le premier mois est dû à des erreurs de placement des bigoudis (bigoudis enterrés ou zone sans courant en période d'étiage). Les principales périodes de mortalité sont estivales.

Tableau V : Survie des mulettes en tubes et bigoudis par site

	survie 29 mois	survie 25 mois	survie 16 mois	survie 11 mois	Survie corrigée (moule perdue retirée)
La Maque			38%	60%	43%
Vachamard	16%	56%	80%	92%	
La Dorie	20%	38%	47%	69%	29%
Dournadille		92%	100%	100%	
Dournajou d6b		24%	24%	24%	33%
Dournajou La Soupéze			40%	44%	
Le trou du Papetier					
Lacouchie			53%	62%	69%
Aval pont du Manet			46%	46%	92%
Moyenne par mois	18%	53%	56%	62%	
Moyenne générale	42%				
Moyenne générale corrigée	52%				
Survie en élevage sur la même période	84,7%				

La survie varie aussi beaucoup en fonction des sites (par exemple, les mulettes présentes au Trou du Papetier ont été perdues au bout de 4 mois).

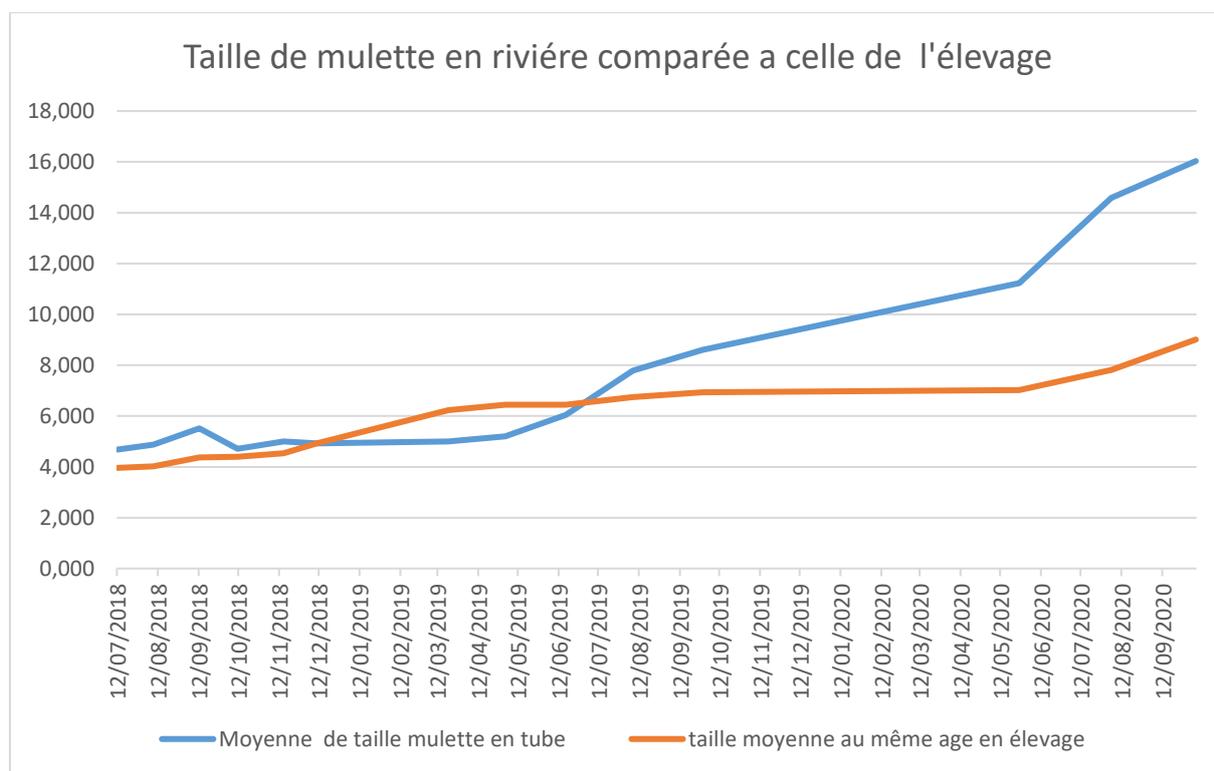


Figure 29 : Suivi comparatif des taille des mulettes placées dans des bigoudis ou des tubes en milieu naturel (courbe bleue) ou conservées à la ferme d'élevage (courbe rouge)

La croissance des mulettes placées en rivière dépasse rapidement celle des mulettes en captivité.

Réintroduction en milieu naturel

Les réintroductions de mulettes au cours du projet LIFE ont été réalisées en début d'été et en début d'automne. Nous avons essayé de lâcher les mulettes les plus âgées possibles afin d'optimiser leur survie.

Les sites de lâcher ont été choisis pour leur qualité du milieu suite aux analyses écotoxicologiques (action D5), des résultats des tests en bigoudis et en fonction de la présence sur site de juvéniles sauvages.

Sur les conseils de Bretagne vivante qui a déjà expérimenté la réintroduction en rivière de moules perlières dans le cadre du Life + Conservation de la moule perlière d'eau douce du Massif Armoricaïn, la réintroduction se fait en « injectant » les moules directement dans le sédiment à l'aide d'une seringue adaptée (50 ou 100 ml) prolongée d'un tuyau de 1 cm de diamètre et d'un embout de pipette sérologique 10 ml (figure 30).



Figure 30 : Injection des mulettes dans le sédiment (photo Alexis RACHER)

Nous choisissons des placettes pour chaque injection de mulette. Ces placettes doivent être dans la veine principale du cours d'eau (pour moins souffrir des étiages), tout en étant un peu abritées du courant (derrière une pierre par exemple). Le choix des placettes est très important, avec les tests bigoudis nous avons pu observer de grandes différences de survie en fonction des micros habitats où ils ont été placés.

Nous avons aussi multiplié les placettes pour augmenter les chances de survie. Nos 30 564 mulettes pré-grossies ont ainsi été lâchées dans plus de 1 000 placettes réparties sur 25 km de Dronne et un affluent.

Nous avons également réintroduits de nombreuses mulettes justes décrochées, dès lors que les effectifs de nos bacs étaient complets. Leur nombre a été estimé grâce à leur volume : nous avons réalisé plusieurs comptages sur un volume de 0.01 ml pour conclure à une moyenne de 42 800 mulettes par ml. Ces mulettes ont été relâchées avec la même méthode que les autres.

A la fin du projet LIFE, la ferme d'élevage a permis de lâcher au moins **1 180 664 mulettes** dans la Dronne et **7053 truitelles infestées**. Parmi ces mulettes, **30564 ont grandi au moins 8 mois** avant d'être réintroduites. Le site d'élevage a permis aussi de fournir **6 290 mulettes** au laboratoire EPOC pour améliorer les connaissances de l'espèce.

Tableau VI : effectif réintroduit par âge et cohorte

	Juste décrochées	8 mois	+ 1 an	+ 2 an	+ 3 an	TOTAL
cohorte 1	0		1909	3 130	3 291	8 330
cohorte 2	68 000		1 070	1 248		70 318
cohorte 3	47 000		11 810			58 811
cohorte 4	1 035 100	8 105				1 043 205
TOTAL	1 150 100	8 105	14 790	4 378	3 291	1 180 664

La ferme d'élevage a permis de remplir les objectifs qui lui ont été fixés dans le cadre du LIFE et plus encore : la structure est donc opérationnelle et la technique d'élevage validée. Mais il reste encore beaucoup à faire pour optimiser les techniques d'élevage et les connaissances de l'espèce.

Références bibliographiques

Bertucci A, Pierron F, Thébault J, Klopp C, Bellec J, Gonzalez P, Baudrimont M. 2017. Transcriptomic responses of the endangered freshwater mussel *Margaritifera margaritifera* to trace metal contamination in the Dronne River, France. *Environ Sci Pollut Res.* 24(35):27145–27159. doi:10.1007/s11356-017-0294-6.

Cochet G, Gouilloux N. 2004. La moule perlière et les nayades de France: histoire d'une sauvegarde. Catiche Productions (Histoire d'une sauvegarde). <https://books.google.fr/books?id=tLVTGQAACAAJ>.

Geist J, Auerswald K. 2007. Physicochemical stream bed characteristics and recruitment of the freshwater pearl mussel (*Margaritifera margaritifera*). *Freshw Biol.* 52(12):2299–2316. doi:10.1111/j.1365-2427.2007.01812.x.

Prié V. 2017. Naïades et autres bivalves d'eau douce de France. Biotope; Publications scientifiques du Muséum.

Schartum E, Mortensen S, Pittman K and Jakobsen PJ. (2017). From pedal to filter feeding : ctenidial organogenesis and implications for feeding in the postlarval freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera* (Linnaeus, 1758). *Journal of Molluscan Studies* : 83: 36–42. doi:10.1093/mollus/eyw037

Scheder C., Gumpinger C., Csar D., (2011). Application of a fivestage field key for the larval development of the freshwater pearl mussel (*Margaritifera margaritifera* Linné, 1758) under different temperature conditions – A tool for the approximation of the optimum time for host fish infection in captive breeding. *Ferrantia*, 64 : 1322.

Young M, Williams J. 1984. The reproductive biology of the freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera* (Linn.) in Scotland. II: Laboratory studies. *Archiv für Hydrobiologie.* 1984, Vol 100, Num 1, pp 29-43