

Université de La Rochelle

Pôle science, Avenue Michel Crépeau, 17000 LA ROCHELLE

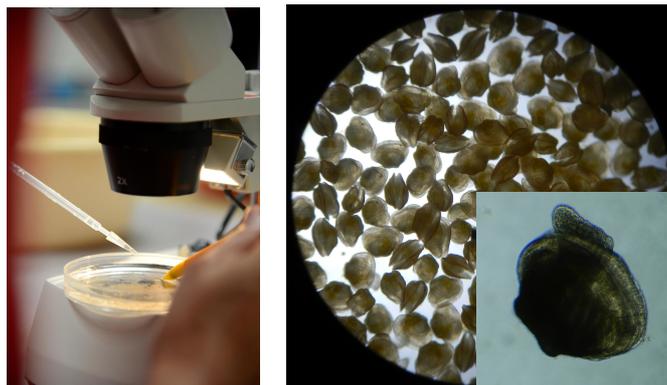
Mémoire de fin d'étude

Pour l'obtention du diplôme de

Licence Professionnelle

« Aquaculture et Gestion Durable de son Environnement »

*Mise en production et optimisation de l'alimentation de l'espèce *Margaritifera margaritifera* du Massif armoricain en élevage intensif.*



Desrues Malo

Étude réalisée à la Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du milieu Aquatique.

Adresse : 04 Allée Loeiz Herrieu Zone de Kéradenec, 29000 Quimper

Tél. - Courriel: 02 98 10 34 20 - fedepeche29@wanadoo.fr

Site internet : <http://federationpeche.fr/29>

Sous la responsabilité de Pierrick Dury – Responsable programme LIFE pour la FDAAPPM29.

- année 2012 -

Remerciements

Je remercie tout d'abord M. Pierre Péron, président de la Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique, qui a bien voulu m'accepter en stage ainsi que M. Parache et M. Fichet coordinateur de la licence professionnelle Aquaculture et Gestion Durable de son Environnement pour m'avoir permis d'effectuer mon stage dans les meilleures conditions.

Pour son accueil et mon intégration au programme, je tiens à remercier M. Pierrick Dury, coordinateur du programme LIFE+ au sein de la Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique. Sa sympathie, sa convivialité et ses compétences m'ont permis de m'épanouir et de mener à bien mon expérimentation tout au long de ces 5 mois passés au sein de salmoniculture. Nos réflexions en concertation ainsi que la confiance qu'il a pu me manifester m'ont permis de nourrir mes compétences et gérer certaines responsabilités pour mener à bien ce beau projet aquacole.

Pour leur aide et leur convivialité, je tiens sincèrement à remercier l'ensemble de l'équipe de la fédération de pêche du Finistère et plus particulièrement M. Jean-Louis Ollivier gérant de la salmoniculture avec lequel j'ai pris beaucoup de plaisir à travailler.

Pour m'avoir hébergé, fait partager son expérience en élevage salmonicole ainsi que son goût pour la pêche sportive, je remercie François Castineiras avec qui j'ai passé de très bon moment aussi bien à la salmoniculture qu'au bord de l'eau.

Mes remerciements vont aussi à l'ensemble de l'équipe et des bénévoles de Bretagne Vivante et tout particulièrement Mlle Marie Capoulade pour leur précieuse aide lors des tris et comptage de mulette qui sans eux n'aurait pas été si enrichissant.

Toutes ces personnes citées et bien d'autres ont su durant l'ensemble de mon stage m'épauler et alimenter ma réflexion pour mener à bien mon projet.

Pour finir, je tiens à adresser mes remerciements à l'ensemble de la promotion 2011 – 2012 pour cette année riche d'enseignements.

Sommaire

Résumé.....	1
Abstract.....	1
Introduction.....	2
I- Contexte général de l'étude.....	3
1-Présentation de la Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique. 3	3
1.1- Historique et Missions.....	3
1.2- La pisciculture du Favot.....	3
2- Présentation du programme LIFE.....	5
2.1- Généralités.....	5
2.2- Le programme LIFE+ conservation de la moule perlière du Massif armoricain.....	5
3-Margaritifera margaritifera dans l'espace et le temps.....	6
3.1-Historique et statut de conservation de l'espèce.....	6
3.2-Sa répartition géographique et ses évolution.....	7
4-Biologie de l'espèce.....	8
4.1- Taxonomie et description.....	8
4.2-Cycle de vie.....	9
4.3-Paramètres influençant sa production.....	11
II-Matériel et méthode.....	12
1-Culture des glochidies.....	12
2-Système de culture des juvéniles de M. (L.) margaritifera.....	13
3-Aliment et alimentation.....	14
4-Eau et entretien.....	15
5- Les juvéniles de M. (L.) margaritifera.....	15
6-Mesures biométriques.....	16
III-Résultats.....	18
1-Évolution du taux de survie en fonction de l'alimentation.....	18
2-Évolution de la croissance des mulettes en fonction de l'alimentation.....	19
3-Évolution du taux de croissance spécifique (TCS) des mulettes.....	20
IV- Discussion.....	21
1-Généralités.....	21
2- Influence de l'alimentation sur la survie des jeunes mulettes.....	22
3-Influence de l'alimentation sur la croissance des jeunes mulettes.....	22
Conclusion.....	24
Glossaire.....	25
Bibliographie.....	26

Liste des figures

Figure 1: Plan général de l'écloserie.	4
Figure 2: Cartes de la répartition géographique de la moule perlière <i>Margaritifera margaritifera</i> dans le monde; en Europe; en France.	7
Figure 3: Carte de répartition de la moule perlière <i>Margaritifera margaritifera</i> dans le Massif armoricain.	8
Figure 4: À gauche: <i>Margaritifera margaritifera</i> dans son milieu naturel (Bretagne Vivante). En haut à droite: <i>Margaritifera margaritifera</i> adulte (E. Holder). En bas à droite: <i>Margaritifera margaritifera</i> en filtration (H. Ronné).	9
Figure 5: Cycle de vie de <i>Margaritifera margaritifera</i> (Manuela Tetrel).	10
Figure 6: En haut à gauche: truite fario infestée (H. Ronné). En bas à gauche: Branchie de truite infestée (H. Ronné). À droite: Contrôle visuel des tamis (H. Ronné).	12
Figure 7: Système de récupération des glochidies.	13
Figure 8: Système d'élevage.	14
Figure 9: À gauche: Tri des mulettes sous loupe binoculaire à l'aide d'une micro-pipette et d'une aiguille droite (H. Ronné). En haut à droite: Jeune mulette sur une lame micrométrique ($\times 100$). En bas à droite: Tamis prêt à être nettoyé à l'aide d'une pissette et d'un vaporisateur.	16
Figure 10: Survie moyenne et écart-type des mulettes des 5 alimentations durant l'étude.	18
Figure 11: Longueur moyenne et écart-type des mulettes des 5 alimentations durant l'étude.	19
Figure 12: Taux de croissance spécifique des mulettes des 5 alimentations durant l'étude.	20

Résumé

La moule perlière d'eau douce *margaritifera margaritifera* est aujourd'hui un des invertébrés les plus en danger d'extinction. Voilà pourquoi un nombre important d'initiatives en faveur de sa réintroduction ont vu le jour.

Cette présente étude vise à tester le taux de croissance spécifique, la croissance linéaire et le taux de survie de cette espèce en élevage *ex-situ*, dans le cadre du projet LIFE+ NAT/FR/000583 « Conservation de la moule perlière d'eau douce du Massif armoricain ». Le nourrissage étant l'élément clé de la réussite en élevage intensif, cinq alimentations composées de concentrés de micro-algues marines et non marines, d'eau de rivière et de résidus de zone humide ont été testées.

Les résultats obtenus indiquent que concernant le taux de survie, un complément de concentré de *Nannochloropsis sp.* commercial (3×10^5 cellules / mL) a été significativement plus performant ($85 \pm 3,5\%$). L'alimentation au concentré de micro-algues marines a permis la plus grande croissance linéaire sur 7 semaines avec une taille moyenne des moules de $0,560 \pm 0,035$ mm et un meilleur taux de croissance spécifique.

Les résultats indiquent qu'il n'existe pas de relations entre croissance et survie. Cependant, l'ajout de phytoplancton de petite taille ($1\mu\text{m}$) permet un meilleur taux de survie. La disponibilité en alimentation riche en espèces phytoplanctoniques mais peu concentré permet une meilleure croissance des juvéniles.

Mots clefs: LIFE – *Margaritifera margaritifera* – Élevage intensif – *Ex-situ* – Alimentation – Taux de croissance – Taux de survie.

Abstract

Freshwater pearl mussel *margaritifera margaritifera* is today one of the most endangered invertebrate. That's why a lot of things are done to reintroduce this species.

This study was done to test the specific growth rate, linear growth and survival rate of this species in *ex-situ* breeding, in the executive of the LIFE+ NAT/FR/000583 program "Conservation of freshwater pearl mussels in the armorican massif".

The feeding being the key element of the success in intensive breeding, five different foods composed with marine and not marine micro algae, freshwater from the river and wet zone residues were tested.

The obtained results indicate that concerning the survival rate, a commercial complement of *Nannochloropsis sp.* concentrate (3×10^5 cells / mL) was significantly more performant ($85 \pm 3, 5\%$). The food with marine micro-algae allowed the most important linear growth during 7 weeks with a mussel averaged size of $0,560 \pm 0,035$ mm and a better specific growth rate.

Results indicate that there is no relationship between the growth and the survival. However, the addition of small phytoplankton ($1\mu\text{m}$) allows a better survival rate. The availability of rich phytoplanktonic food but low concentrated allows a better growth of young.

Introduction.

Les rivières françaises sont aujourd'hui en croix à une diminution de leur biodiversité. Un grand nombre d'espèces sont en déclin voir même en danger d'extinction. La moule perlière *Margaritifera margaritifera* en fait partie et est un spectateur privilégié de la dégradation de son habitat étant donné sa longévité et la complexité de son cycle de vie. C'est dans ce contexte de dégradation générale que certains programmes, à l'image des LIFE ont été mis en place. Le territoire du Massif armoricain semblable à la France est lui aussi en pleine « crise ». Sa particularité réside dans la diversité des acteurs et des activités sur son territoire menant très souvent à des conflits d'intérêts au détriment de la protection de son milieu. Ce programme qui se concentre sur cette espèce de moule en particulier est aussi l'occasion de protéger l'ensemble de leur habitat, incluant alors bon nombre d'espèces faunistiques et floristiques.

Le soutien des populations de moules passe aujourd'hui par la réintroduction directe de juvéniles dans le milieu naturel ainsi que la conservation d'une base génétique en cas de disparition totale de l'espèce ; risque non exclus étant donné les effectifs sauvages. Ce stade avancé de disparition a motivé la création de l'écloserie, outil essentiel à l'élevage des bivalves d'eau douce. Cette année « test » a vu la mise en route de l'écloserie, l'heure est donc toujours à la recherche, pour trouver le protocole le plus efficace entre les moules gravides et la réintroduction des jeunes individus dans les différentes rivières. C'est dans ce contexte que s'inscrit mon expérimentation en collaboration avec la Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique, qui vise à tester différentes alimentations sur les juvéniles de moule dès leur plus jeune stade. Le but étant de réduire au maximum la mortalité et accroître leur taille à ce stade très critique de l'élevage.

I- Contexte général de l'étude.

1-Présentation de la Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique.

1.1- Historique et Missions.

La Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique située à Quimper (29) est une association de type loi 1901 qui émane du regroupement des 25 AAPPMA¹ du département du Finistère qu'elle coordonne et contrôle leurs différentes actions. Au même titre que l'ensemble des 93 FDAAPPMA², la fédération de pêche du Finistère est en charge de développer et promouvoir la pêche récréative, la surveillance et la protection du domaine piscicole ainsi que son aménagement. Son originalité réside dans la création d'une salmoniculture afin de mener à bien ses missions.

En effet, le réseau hydrographique départemental est touché par de nombreux problèmes d'aménagement et de qualité d'eau tout en possédant une grande faune piscicole, à l'image des grands migrateurs fréquentant ces cours d'eau.

1.2- La pisciculture du Favot.

La pisciculture du Favot a été créée en 1989 par la Fédération de pêche du Finistère et se situe au centre du Finistère sur la commune de Brasparts. Elle est alimentée en eau par un petit bassin versant forestier, d'un affluent de la Douffine. Le site salmonicole se compose de trois unités: le bâtiment technique d'alevinage, vingt-quatre bassins de grossissement extérieurs et depuis le mois d'avril 2012, une écloserie de bivalves d'eau douce.

Sa création a été motivée par le déclin des populations de saumons atlantique (*Salmo salar*) en général et plus particulièrement sur le bassin versant de l'Aulne en Finistère très touché par des pollutions et autres obstacles à la migration. La salmoniculture a en charge le soutien d'effectif des populations de saumon grâce à la production de juvéniles issus de souches sauvages. Ce sont en moyenne quelques 80 000 smolts qui sont relâchés chaque année dans l'Aulne grâce à ce programme.

Les structures à disposition permettent de stabuler les saumons capturés sur l'Aulne rivière à Châteaulin et sur la Douffine (affluent maritime de l'Aulne) à Pont-de-Buis, en attendant la période de reproduction. Une fois tous les géniteurs à maturité, une fécondation artificielle est effectuée. La phase d'élevage durera 16 mois, permettant d'obtenir des poissons au stade de smolt apte à être libérer dans le milieu naturel à une taille d'environ 18 centimètres et un poids allant de 20 à 60 grammes. Les poissons avant d'être relâchés sont marqués par ablation de la nageoire adipeuse, pour faciliter leur suivi.

AAPPMA¹: Association Agréée de la Pêche et de la Protection du Milieu Aquatique.

FDAAPPMA²: Fédération des Association Agréé de la Pêche et de la Protection du Milieu Aquatique.

Deux salariés qualifiés, Jean-Louis Ollivier responsable du site et du programme saumon, et François Castineiras s'occupent de cette mission à plein temps mais aussi de la production de truites arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) pour développer la pêche loisir en alimentant les six plans d'eau stockés du département ainsi que le lac Saint-Michel.

Une nouvelle activité de production de moule perlière *Margaritifera margaritifera* a récemment vu le jour sur le site salmonicole de la fédération de pêche du Finistère. Au mois d'avril 2012, la construction d'un bâtiment dédié à l'élevage de muette a vu le jour, dans le but de repeupler certaines rivières. Cette nouvelle activité est menée dans le cadre du programme LIFE+ NAT/FR/000583 « Conservation de la moule perlière d'eau douce du Massif armoricain » en collaboration avec l'association Bretagne Vivante qui coordonne le projet et Pierrick Dury responsable du programme LIFE+ au sein de la fédération de pêche. Il consacre l'entière partie de son temps à cette activité d'élevage.

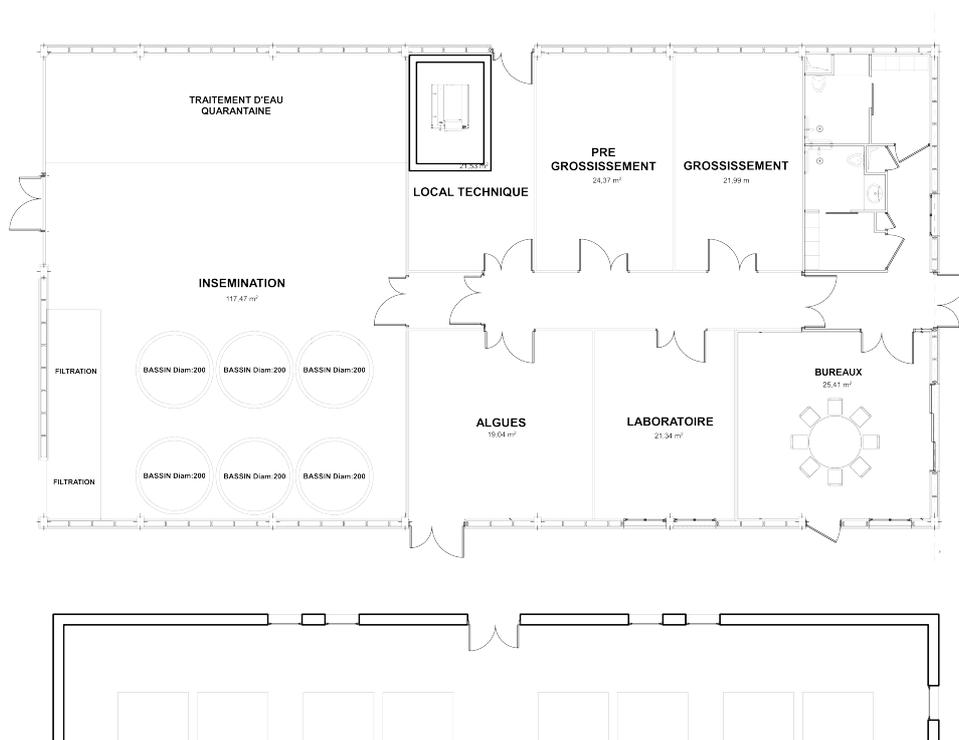


Figure 1 : Plan générale de l'écloserie.

2- Présentation du programme LIFE.

2.1- Généralités.

Les programmes LIFE sont des outils financiers au service de l'environnement. Ils contribuent à l'élaboration et à faciliter la politique environnementale communautaire dans le but de pallier à la dégradation du milieu naturel au sein de la Communauté européenne. Sur la période 2007 – 2013, les programmes LIFE+ « nature » sont lancés et s'inscrivent dans la continuité des LIFE. Ils contribuent à la mise en place des directives « oiseaux » et « habitats-faune-flore ».

2.2- Le programme LIFE+ conservation de la moule perlière du Massif armoricain.

L'espèce *Margaritifera margaritifera* en temps qu'espèce inscrite en annexe II et IV de la directive « habitats-faune-flore » est susceptible de bénéficier d'un programme LIFE+ et d'un co-financement européen de 50 % ce qui a motivé l'association, reconnue d'utilité public en 1968 Bretagne Vivante – SEPNB³ à déposer un dossier le 23 juillet 2010 (Jacques & Le Bihan 2010). Cette association, en partenariat avec la Fédération du Finistère pour la pêche et la protection du milieu aquatique et la CPIE⁴ Collines normandes a proposé un projet LIFE+ de conservation de la moule perlière d'eau douce aussi appelé mulettes (*Margaritifera margaritifera*).

Le projet LIFE+ NAT/FR/000583 « Conservation de la moule perlière d'eau douce du Massif armoricain » accepté par la Commission européenne, dispose d'une enveloppe globale de 2,5 millions d'euros sur la période du 1er septembre 2010 au 31 août 2013 co-financé par l'Union européenne, les DREAL⁵ Basse-Normandie et Bretagne, l'Agence de l'eau Seine-Normandie, les Conseils régionaux de Basse Normandie et de Bretagne, les Conseils généraux des Côtes d'Armor, du Finistère, de la Manche et de l'Orne (Capoulade 2010).

Son but est de protéger et conserver cette espèce dite « parapluie » (Degerman & al. 2009) sur le territoire du Massif armoricain. Six sites en zone Natura 2000 sont concernés par le projet. Trois se trouvent en Basse-Normandie et trois en Bretagne (Cf figure 3). Ils regroupent les principales populations de mulette du massif armoricain et ne comptent plus que de 59 à 964 individus selon les sites. La mise en place d'un projet de cette ampleur est primordiale afin de pallier aux menaces qui pèsent sur cette espèce. L'outil majeur pour maintenir et renforcer les populations sauvages de moules perlières est la création d'une station d'élevage sur le site salmonicole de la FDAAPPMA 29. Cela permettra de disposer de 4 000 moules perlières de 4 à 5 ans pour chaque souche identifiée afin de pallier aux risques de disparition, par un repeuplement des cours d'eau (plaquette 1). A terme, le but est d'avoir une meilleure connaissance et gestion des populations sauvages.

En parallèle, une « re-naturation » des cours d'eau afin d'améliorer la qualité des habitats est mise en œuvre par les acteurs de terrain grâce à la mise en place d'inventaires, d'arrêtés de protection de biotope, ainsi que par la réglementation des périodes de pêche pour protéger les mulettes, les poissons hôtes et leur habitat.

SEPNB³: Société pour l'Étude et la Protection de la Nature en Bretagne.

CPIE⁴: Centre Permanent d'Initiatives en Environnement.

DREAL⁵: Directions Régionales de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement.

Les deux bénéficiaires associés à Bretagne Vivante, la CPIE Collines normandes et la Fédération du Finistère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique sont respectivement chargés: des actions de terrain et de la communication sur le territoire normand au même titre que Bretagne Vivante sur le territoire breton. De mettre en place une station d'élevage et de conservation *ex-situ* des moules perlières afin d'alimenter le programme en juvéniles de *Margaritifera margaritifera* pour le repeuplement.

3-Margaritifera margaritifera dans l'espace et le temps.

3.1-Historique et statut de conservation de l'espèce.

Depuis le Moyen Age, les mulettes perlières ont été recherchées et sacrifiées pour une raison très particulière: les perles de nacre. A cette époque, bon nombre de croyances plus ou moins étranges s'attachent à ces fameuses perles. Né de l'imaginaire collectif, les perles semblaient être pour ces civilisations des larmes congelées de certaines bêtes fauves venues tout droit de l'enfer.

A partir du XIV^{ème} siècle, la majorité de la population continua à croire à ces histoires. Il a fallu attendre la rédaction de l'encyclopédie pour voir apparaître l'idée que les coquillages qui renfermaient ces perles étaient à l'origine de leur fabrication.

A partir de cette époque et jusqu'au XIX^{ème} siècle, bon nombre de savants se mirent à faire des recherches sur la création de ces perles. Les techniques de recherche consistaient à pêcher des individus sauvages, diminuant par la même occasion les populations (Bonnemère 1901).

Parallèlement, la moule perlière d'eau douce était très recherchée par les pêcheurs de perles, qui au fil du temps est devenue un objet de convoitise et de luxe très recherché.

Ce n'est que vers la fin du XIX^{ème} siècle que la moule perlière *Margaritifera margaritifera* a bénéficié d'un statut de conservation. En 1966, elle a été classée en liste rouge des espèces « en danger » par l'IUCN⁶. Aujourd'hui, la mulette perlière est protégée au niveau Européen par des statuts de protection. Elle figure aux annexes II et V de la directive « Faune-Flore-Habitat » (Directive 92/44/EEC). Depuis 1987, elle figure aussi en annexe III « Protected fauna species » de la convention de Bern.

Au niveau national, la moule perlière est protégée au titre de l'article 2 de l'arrêté du 23 avril 2007 fixant la liste des mollusques protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection. Plus précisément, ce texte interdit leur capture, leur ramassage et toute perturbation des animaux dans leur milieu naturel mais aussi leur vente et colportage. Ainsi que la destruction, l'altération ou la dégradation de leur habitat de quelque manière que ce soit.

IUCN⁶: International Union for Conservation for Nature and Natural Ressources.

3.2-Sa répartition géographique et ses évolution.

La répartition mondiale de la moule perlière est dite holarctique* du fait de sa présence dans le Nord-Est de l'Amérique du Nord et du Canada, le Nord-Ouest de la Russie et dans tout le Nord de l'Europe. Ses limites de répartition Nord/Sud se trouvent respectivement être la Pennsylvanie et le Portugal, avec une répartition très aléatoire suivant les régions. Les populations présentes au niveau de la péninsule de Kola, à l'ouest de la Russie, regroupant une centaine de millions d'individus ainsi que la population de Norvège, regroupant 300 millions d'individus, sont les plus préservées et encore fonctionnelles (Prié & Cochet 2011) (Cf figure 2). Un déclin général s'observe au niveau mondial.

En Europe, la population de moules suit la même tendance que l'ensemble des populations mondiales à l'exception de la Lutter, rivière allemande qui grâce à un programme LIFE a réussi à obtenir un recrutement positif depuis 2000.

Les moules perlières (*Margaritifera margaritifera*) étaient vraisemblablement présentes dans toutes les rivières cristallines et oligotrophes* de France (Prié & Cochet 2011) mais l'espèce a vu son territoire régresser de plus de 60 % en comparaison au siècle dernier. L'effectif global a diminué de 99 %. Les effectifs de la population française sont aujourd'hui estimés à environ 100 000 individus (Cochet 2010, Cochet 1998) et leur présence est avérée sur 80 rivières, cantonnée pour la plupart aux vieux massifs (Cf figure 2). L'ensemble de ces rivières ne compte seulement qu'une dizaine de populations actives.

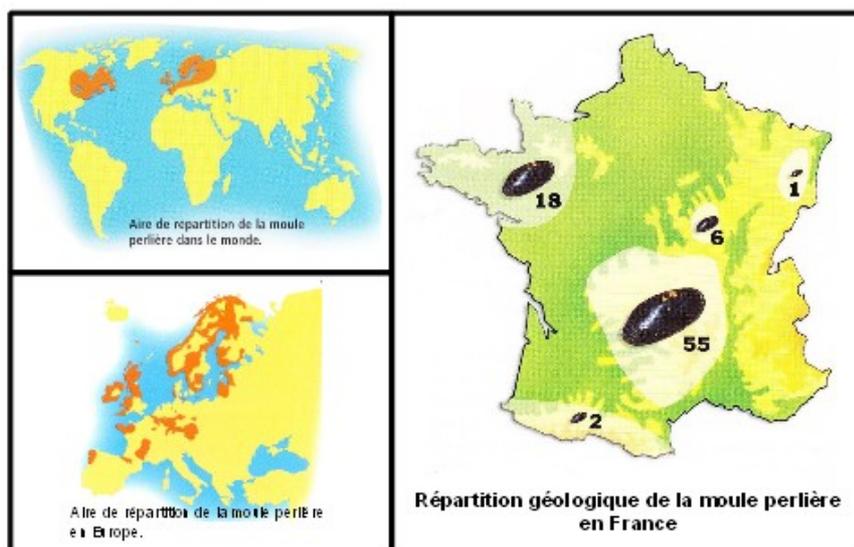


Figure 2 : Cartes de la répartition géographique de la moule perlière *Margaritifera margaritifera* dans le monde; en Europe; en France.

Au sein du Massif armoricain, sa présence est avérée sur 6 cours d'eau principaux (Cf figure 3), alors qu'historiquement, la moulette était présente sur une très large majorité des cours d'eau. Suite à la pêche intensive et à la dégradation de la qualité physique et chimique des eaux, les effectifs se sont effondrés.

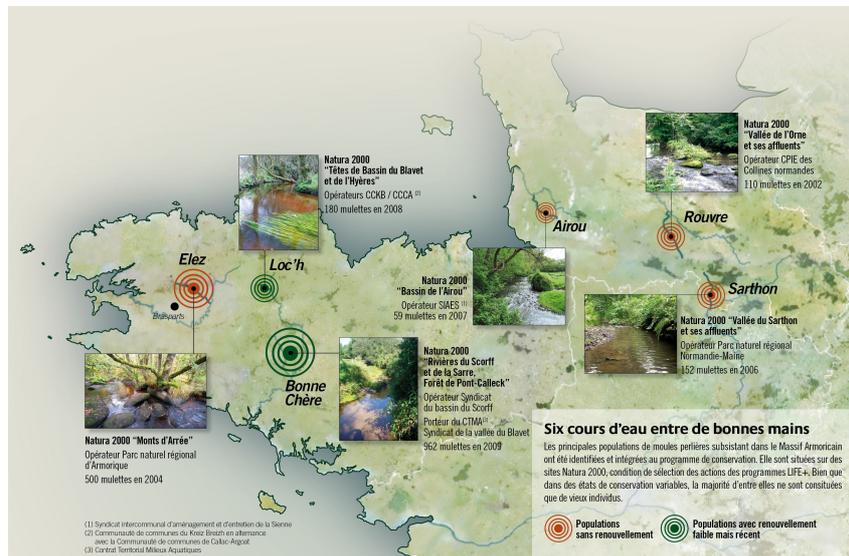


Figure 3 : Carte de répartition de la moule perlière *Margaritifera margaritifera* dans le Massif armoricain.

4-Biologie de l'espèce.

4.1- Taxonomie et description.

L'espèce *Margaritifera margaritifera* décrite pour la première fois par Linné en 1758 sous le nom de *Mya margaritifera* fait partie de l'embranchement des Mollusques, de la classe des Bivalves et de l'ordre des Unionidae (Cochet 2002, Degerman 2009).

Avant toute chose, il est important de faire une petite description de l'espèce, pour éviter toute confusion avec *Pottomida littoralis* et les espèces du genre *Unio* que l'on retrouve sur les cours d'eau de basse altitude.

La moulette de forme plutôt allongée a une longueur comprise entre 110 et 159 mm pour une largeur de 40 à 50 mm. Le périostracum* est brun chez les jeunes et noir chez les sujets plus âgés (Bonnemère 1901). L'umbo* n'est pas proéminent et très souvent érodée ayant subi les agressions chimiques et physiques du temps (Cochet 2010). Les valves sont dans la partie intérieure nacrées de blanc aux reflets roses. On remarque aussi fréquemment la présence de points lacrimiformes*.

La charnière des valves présente des dents cardinales au nombre de deux sur la valve gauche et une sur la valve droite (Prié & Cochet 2011, Young 2005) alors qu'elle ne comporte pas de dents latérales ce qui permet de la discerner de manière certaine de ses proches cousines. (Cochet 2002, Vrignaud 2004). La mulette perlière ne comporte pas de dimorphisme sexuel (Cochet 2002, Prié & Cochet 2011) ni de véritable siphon mais plutôt d'un orifice inhalant bordé de papilles brunes et d'un orifice exhalant vertical à bord lisse séparé par un épaississement du manteau dans sa partie antérieure. La partie postérieure est fermement ancrée dans le sédiment par un pied musculueux.



Figure 4 : À gauche: *Margaritifera margaritifera* dans son milieu naturel (Bretagne Vivante). En haut à droite: *Margaritifera margaritifera* adulte (E. Holder). En bas à droite: *Margaritifera margaritifera* en filtration (H. Ronné).

4.2-Cycle de vie.

De nombreuses études ont fait la description des caractéristiques biologiques de la mulette perlière en Europe, notamment son cycle de développement qui est aujourd'hui bien connu si particulier soit-il. *Margaritifera margaritifera* possède un des plus long cycle de vie connu chez les invertébrés avec une durée de vie pouvant atteindre plus de 100 ans.(Hastie & Young 2003). Cochet fait état d'une variation de longévité décroissante Nord / Sud allant de 20 à plus de 100 ans ainsi qu'une observation d'individus de 150 ans en Europe (2002).

La maturité sexuelle de la mulette perlière est atteinte à l'âge avancé de 20 ans. Les sexes sont séparés mais certaines observations (Cochet 2002) montrent que certaines femelles isolées peuvent devenir hermaphrodites. Les spermatozoïdes ultérieurement expulsés dans la rivière par le mâle vont être récupérés par la femelle grâce à son système de filtration. Les quelques 200 000 à plusieurs millions d'ovules de la femelle vont alors être fécondés.

Commence alors le cycle de développement des embryons. (1) Les œufs vont évoluer en glochidies* ou larves glochidium d'environ 0,05 mm incubées durant 2 à 3 mois (Araujo 2001) dans le marsupium* de la femelle gravide*. Ce stade est interdépendant de la température du milieu. (2) La présence de poissons hôtes à proximité va déclencher l'expulsion des glochidies qui vont alors (3) dévaler la rivière sur une durée maximale de six jours dans de bonnes conditions avant de s'enkyster en nombre sur les branchies, nageoires ou écailles d'un poisson hôte. Les poissons hôtes de *Margaritifera margaritifera* sont exclusivement les jeunes truites fario *Salmo trutta fario* et le saumon Atlantique *Salmo salar* (Taeubert & al. 2010). Ce parasitisme va permettre aux larves de se développer pendant une durée de 20 - 60 jours à 7 - 8 mois suivant leur stratégie. (4) Elles vont ensuite se décrocher en fin d'été ou au printemps de l'année suivante à une taille d'environ 0,5 mm et une forme de véritable bivalve pour s'enfouir dans le substrat meuble de la rivière. À ce stade, elles ressemblent à de véritables bivalves. (5) Après deux à quatre ans enfouies, elles vont faire surface et se placer verticalement tête bêche à une taille de 2 à 3 cm. (6). Leurs chances de parvenir à la maturité sexuelle sont minces étant donné leur sensibilité aux facteurs biotiques et abiotiques (Cochet 2010, Cochet 2002, Aranjo & Ramos 2001).

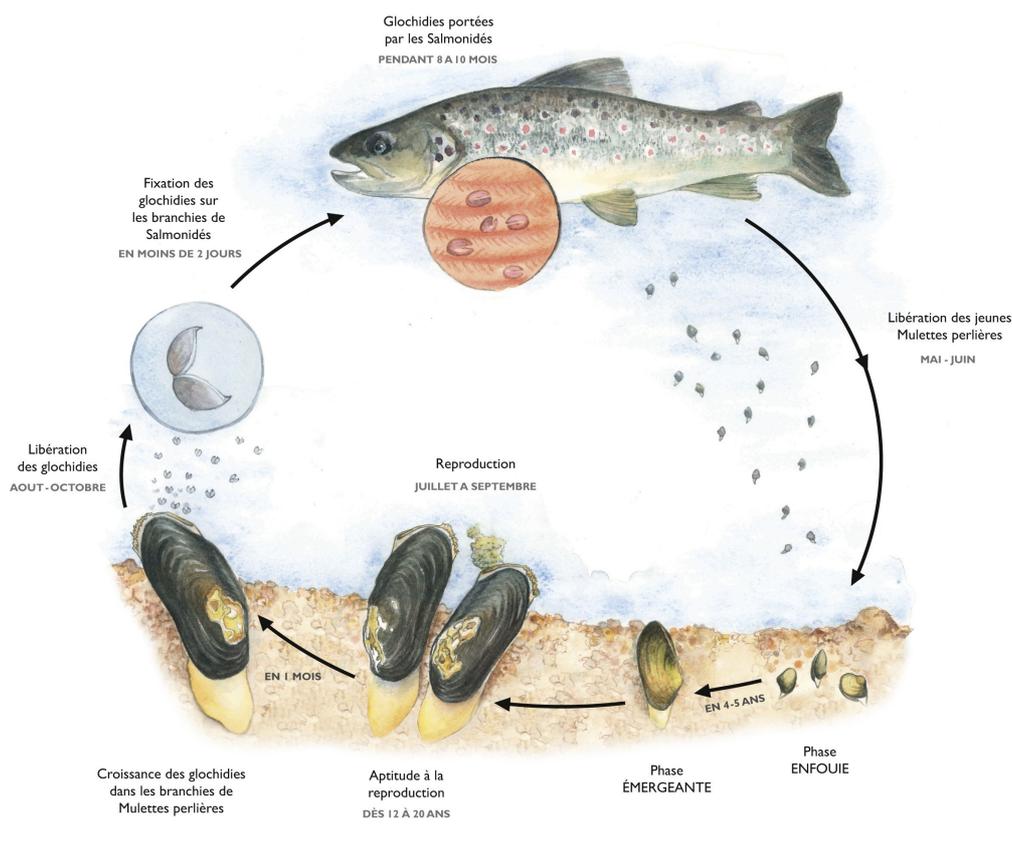


Figure 5 : Cycle de vie de *Margaritifera margaritifera* (Manuela Tetrel).

4.3-Paramètres influençant sa production.

La moule est une espèce très sensible aux variations des paramètres physico-chimiques et demande pour son élevage des paramètres stables et une qualité d'eau irréprochable. L'élevage *ex-situ* comporte un grand avantage par rapport au milieu naturel, le contrôle quasi total de l'ensemble des paramètres physico-chimiques. Plusieurs études ont montré que les exigences de la moule perlière d'eau douce sont particulièrement pointues mais les taux d'acceptation varient suivant les auteurs.

Dans le milieu naturel, la moule se rencontre sur les cours d'eau plutôt acides avec un pH compris entre 6,5 et 7,2, une eau très bien oxygénée avec un taux d'oxygène dissous entre 90 % et 110 % de la saturation et des taux de nitrate inférieurs à 0,5 mg / L (Young 2005). Sur la station de moule de l'Elez, les taux de nitrate variant de 3,4 à 5,2 mg / L (Holder 2007) en fonction des saisons, cette observation ne confirme donc pas les résultats précédemment cités. On peut donc penser que les seuils d'acceptation ont une plus grande amplitude. Elles sont aussi très sensibles à l'exposition aux polluants tels que le DDT, le Cadmium et autres métaux lourds (McIvor & Aldridge 2008).

La turbidité de l'eau est un paramètre essentiel à la survie des moules et ne doit pas dépasser 1 FNU⁷, sous peine d'un colmatage rapide du fond ou des tamis (Degerman 2009). L'optimum thermique de la moule se situe à une température avoisinant les 15 – 16 °C. Au-delà de 25 °C, sa survie est menacée (Degerman 2009). L'effet de la photopériode sur son activité est mal connu. Cependant, il est recommandé pour son élevage d'utiliser une photopériode naturelle (McIvor & Aldridge 2008).

FNU⁷: Formazine Nephelometric Unit.

II-Matériel et méthode.

Cette étude se base sur des juvéniles de *Margaritifera margaritifera* issus d'individus sauvages de la rivière Elez. Cette rivière accueillait en 2004, 500 individus adultes tous âgés de plus de 80 ans (Holder 2007) représentant la rivière la plus fournie en moules. Cette population n'est aujourd'hui plus fonctionnelle et aucune reproduction ou jeunes sujets n'y ont été observés. L'ensemble de l'étude est basée à la salmoniculture du Favot, dans l'écloserie de bivalves prévue à cet effet. Les individus adultes ne sont en aucun cas exportés de leur milieu pour des raisons évidentes de sauvegarde de l'espèce. Ceci est rendu possible grâce à la proximité de la salmoniculture.

1-Culture des glochidies.

Les glochidies, sont récoltés sur le terrain, par choc thermique des moules gravides. Les glochidies expulsées par les adultes, sont mises en contact avec les truites sur la pisciculture, dans un bac contrôlé en oxygène sur une durée minimum de 30 minutes.

Une fois infestées (Cf figure 6), les truites sont placées en bassin d'élevage circulaire de 3 m³ (A). Ces truites sont ensuite nourries à 0,5 % de la biomasse en élevage durant les 8 à 9 mois suivants. Lors du dernier mois d'élevage, elles sont mises à jeun pour éviter tout colmatage des tamis et des juvéniles de moule par la même occasion. L'excès de matière organique (débris végétaux), minérale (grains de sable) provenant de la rivière, de fèces et autres déchets issus des poissons (écailles) sont à proscrire au maximum. Le contrôle de l'exkystement* est journalier et s'effectue par une « chasse » qui consiste à abaisser brusquement le niveau des bassins grâce aux cannes de vidange (B) pour en évacuer les déchets éventuels et les moules qui auraient pu décanter au fond du bassin. Une simple récupération sur tamis de 150 µm (C) et un contrôle visuel ou à l'aide d'une loupe à main ronde (× 2) suffisent à déceler ou non leur présence (Cf figure 7).



Figure 6 : En haut à gauche: truite fario infestée (H. Ronné). En bas à gauche: Branchie de truite infestée (H. Ronné). À droite: Contrôle visuel des tamis (H. Ronné).

La récolte de juvénile de moules s'est étalée pour cette année sur trois semaines, du 29 mai au 14 juin. Elles ont été préalablement triées par tamisage (900 μm - 560 μm - 300 μm - 180 μm) puis triées à l'aide d'un microscope (grossissement $\times 10$ et / ou $\times 30$) permettant de les débarrasser de tous les débris organiques et minéraux et de les compter. Le tri s'effectue dans des boîtes de pétries avec de l'eau de rivière à l'aide d'une aiguille droite et de micro-pipettes stériles en plastique (Cf figure 9).

La dernière récolte triée a permis d'obtenir un nombre suffisant de juvéniles de moules perlières pour mener mon expérimentation.

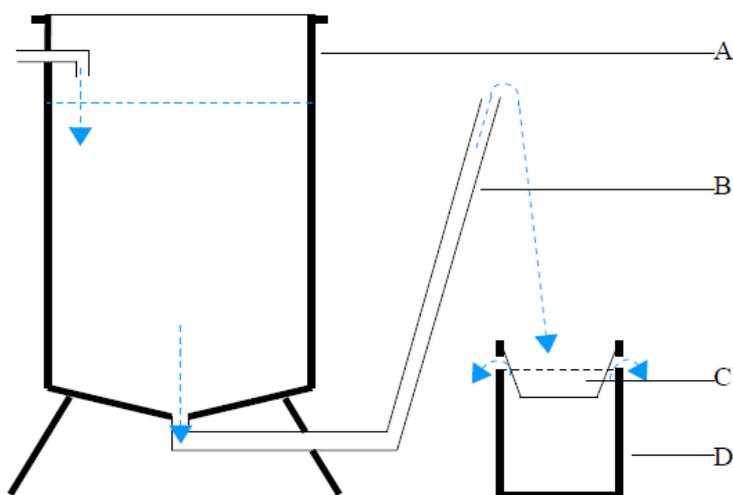


Figure 7 : Système de récupération des glochidies. Les flèches indiquent la direction du flux d'eau. Les pointillées indiquent le niveau d'eau. A. Bassin d'élevage. B. Canne de vidange. C. Tamis circulaire de 150 μm . D. Bac de niveau.

2-Système de culture des juvéniles de *M. (L.) margaritifera*.

La croissance et le taux de mortalité des juvéniles de moules perlières, *Margaritifera margaritifera* sont comparés dans cinq circuits fermés identiques. Ces systèmes s'inspirent du travail effectué par Barnhart (2005) aux États-Unis.

Le système d'élevage se compose (A) d'un bac permettant de contenir l'eau d'une dimension (longueur \times largeur \times hauteur \times niveau d'eau = 440 \times 340 \times 240 \times 134). (B) d'un support pour les tamis directement encastré dans le bac d'eau faisant aussi office de barrière physique et (C) de deux tamis à artémias (85 \times 78 \times 43) (Art. Nr 21630 distribué par Dohse Aquaristik KG) encastrés l'un dans l'autre emprisonnant chaque lots de mulette. La circulation de l'eau, entre la partie inférieure et

supérieure du système d'élevage est assurée par (D) un air-lift permettant une circulation gravitaire de l'eau et de l'alimentation à travers les tamis. Ce système utilise l'air soufflé pour faire remonter l'eau dans le tuyau. Il est très bien adapté à ces petits volumes d'élevage car il permet de n'utiliser qu'une pompe à air d'un débit de 200 L / min. permettant de diminuer les coûts de l'installation. Le coût n'a pas été le seul argument à l'utilisation d'air-lift, il permet un brassage, un débit minimum et l'indépendance des cinq systèmes d'élevage. Un système d'élevage contient 20 litres d'eau et une capacité d'accueil de 8 lots de 100 moules (Cf figure 8).

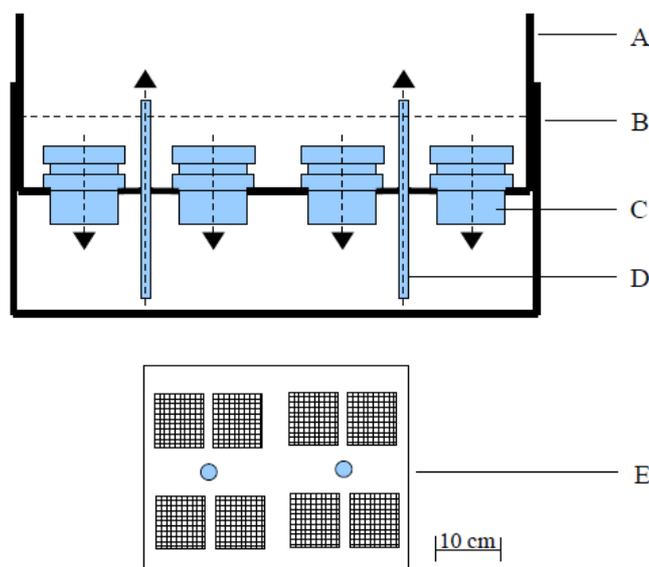


Figure 8 : Système d'élevage. Les flèches en pointillé indique la direction du flux d'eau. Le trait en pointillé indique le niveau d'eau. A. Support. B. Bac. C. Chambre (deux tamis). D. Air-lift. E. Vue supérieur du système d'élevage montrant la position des tamis.

3-Aliment et alimentation.

L'alimentation est un des grands enjeux pour le maintien de bivalves et d'autant plus pour *Margaritifera margaritifera*. Elle va déterminer la survie ainsi que la croissance des moules. Le but de cette expérience est de trouver la meilleure alimentation (1) pour diminuer au maximum la mortalité (2) et obtenir la meilleure croissance. Ces deux critères détermineront la réussite du repeuplement de l'Elez. Plus les moules sont développées, moins elles seront sensibles aux variations du milieu naturel (Kovitvadhi & al 2008).

Cinq alimentations ont donc été testées, dans les conditions identiques préalablement définies. Les critères ayant permis de choisir ces alimentations sont simples : un coût accessible, la non disposition d'une salle de production de micro-algues et un approvisionnement garanti.

La première alimentation (APA1) testée est le Shellfish Diet 1800™ (SFD), un concentré de micro-algues marines commerciales. Cette « pate d'algue » est un mélange d'*Isichrysis* (40%), de *Pavlova* (15%), de *Tetraselmis* (25%) et de *Talassiosira weissflogii* (20 %) d'une taille comprise entre 5 à 20 µm pour une concentration à 2×10^9 cellules / mL.

La deuxième alimentation (APA2) est un concentré de *Nannochloropsis sp.* commercial concentré à 68×10^9 cellules / mL de son nom commercial Nanno 3600™ (Nanno) distribuée par l'entreprise Reed Mariculture Inc.

La troisième alimentation (APA1 + APA2) est un mélange des deux pâtes d'algues.

Les solutions sont préalablement préparées dans des bouteilles d'un litre avec de l'eau de rivière pour obtenir des concentrations égales de 3×10^5 cellules / mL (Gatenby 1996, com. Pers.). Elles sont ensuite distribuées quotidiennement à l'aide d'une pipette jaugée et répartie uniformément sur l'ensemble du bac d'élevage. Chaque bac contient 6×10^9 cellules à disposition des 800 juvéniles présents. La conservation de ces solutions se fait dans une chambre réfrigérée entre 3 et 4 °C.

Pour la quatrième alimentation (AR) seul un 1 / 3 de l'eau est renouvelé chaque jour par une eau de rivière filtrée à 36 µm.

La cinquième alimentation (AZH) consiste à ajouter 25 mL de résidus de zone humide dans le bac. Ces résidus sont collectés à la résurgence de sources, dans une zone humide saturée en eau et qui contient beaucoup de matières organiques végétales, du phytoplancton (moins d'1 %) et des bactéries. (Thielen 2010). Avant la distribution, ils sont filtrés par tamisage à 180 µm.

4-Eau et entretien.

L'ensemble des bacs sont maintenus à une température de 17 ± 1 °C et alimentés par eau de rivière, la même qui alimente l'ensemble de la salmoniculture filtrée à 36 µm.

Chaque semaine, les tamis sont sortis de l'eau pour être nettoyés et rincés de leurs impuretés à l'aide d'une pissette et d'un vaporisateur remplis d'eau de rivière filtrée à 36µm. Cette opération est suivie d'un changement d'eau total qui s'effectue par siphonage des bacs. L'eau utilisé pour les changements d'eau est préalablement stabilisée dans la salle d'élevage pour équilibrer la température de l'eau et éviter tout choc thermique.

5- Les juvéniles de *M. (L.) margaritifera*.

La survie et la croissance seront les deux paramètres contrôlés et comparés sur l'ensemble des cinq bacs d'élevage. Ces critères principaux permettent d'évaluer la qualité de l'alimentation distribuée et l'acceptation de cette alimentation par les mulettes dans leur phase de pré-grossissement.

Trois tamis sur les huit que contient chaque système ont préalablement été identifiés pour y comptabiliser le nombre de juvéniles à un rythme hebdomadaire. Pour l'évaluation de la croissance, un échantillon de 10 mulettes est prélevé au hasard dans ces tamis identifiés, pour être mesuré à l'aide d'une lame micrométrique (Gatenby 1996).

Cette opération s'effectue sur une même journée pour l'ensemble des 5 bacs. Les tamis sont sortis de l'eau puis rincés à l'aide d'une pissette et d'un vaporisateur remplis d'eau de rivière filtrée à 36 μ m (Cf figure 9). Les mulettes sont alors transvasées dans des boîtes de pétries, en prenant bien soin de ne pas en oublier pour un comptage sous loupe binoculaire ($\times 10$ et / où $\times 30$). La durée entre le début de cette opération et la remise à l'eau des tamis est de 20 minutes. L'opération de remise à l'eau, convient de prendre des précautions, pour éviter d'emprisonner de l'air entre les deux tamis (Cf figure 9).

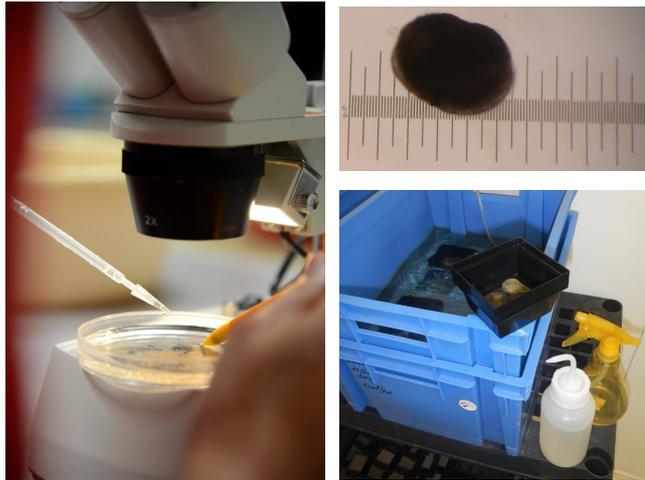


Figure 9 : *À gauche: Trie des mulettes sous loupe binoculaire à l'aide d'une micro-pipette et d'une aiguille droite (H. Ronné). En haut à droite: Jeune mulette sur une lame micrométrique ($\times 100$). En bas à droite: Tamis prêt à être nettoyé à l'aide d'une pissette et d'un vaporisateur.*

6-Mesures biométriques.

Le comptage de trois tamis et la mesure de 30 mulettes est un nombre suffisant pour obtenir des résultats significatifs. Les mesures de longueur et le pourcentage de survie suivant le régime alimentaire distribué sont comparés à l'aide d'un test ANOVA (analyse des variances).

Une fois l'ensemble des mesures récoltées, il a été calculé pour chaque bac :

- Le taux de survie moyen de chaque mulette et leur écart-type pour les 5 expériences :

Formule: $T_S (\%) = (N_v / N_i) \times 100$

Avec N_v : Le nombre de mulettes retrouvées vivantes la semaine en cours.

Et N_i : Le nombre initial de mulettes.

- La taille moyenne des mulettes dans le temps et leur écart-type pour les 5 expériences :

Formule: $L_{\text{moyenne}} = \sum(L_m) / N_m$

Avec L_m : la longueur des mulettes mesurées.

Et N_m : le nombre de mulettes mesurées.

- Le taux de croissance spécifique en longueur (TCS_L) pour les 5 expériences :

Formule: $TCS_L(\%) = ((\ln L_f - \ln L_i) / T) \times 100$

Avec L_f : La longueur d'une mulette la semaine étudiée.

Et L_i : La longueur d'une mulette la semaine précédente.

III-Résultats.

1-Évolution du taux de survie en fonction de l'alimentation.

L'observation générale des graphiques montre que les courbes sont décroissantes de manière plus ou moins rapide suivant les alimentations, avec des mortalités importantes lors des premières semaines pour arriver à une stabilité plus ou moins rapide. La survie moyenne des jeunes moules perlières sur l'ensemble des 7 semaines d'élevage varie entre $65 \pm 20 \%$ et $85 \pm 5 \%$ suivant l'alimentation distribuée et est relativement similaire sur l'ensemble des bacs.

Dans le détail, les variations de mortalités sont les plus importantes lors de la première semaine de mise en culture, avec une perte d'effectif de 15 % pour les bacs alimentés en concentré de micro-algues marines (APA1) et de 17 % pour le bac alimenté par les résidus de zone humide (AZH). La mortalité liée à la première semaine est moins importante pour les bacs nourris grâce au mélange des deux pates d'algues (APA1+APA2), au concentré de *Nannochloropsis sp.* (APA2) et sur eau de rivière (AR) avec une mortalité ne dépassant pas les 6 %.

La deuxième semaine est marquée par d'importantes mortalités et une diminution du taux de survie de l'ordre de 5% pour les moules alimentées par les différentes pates d'algues et l'eau de rivière. Alors que la mortalité, très importante de la première semaine sur le bac AZH a cessé de s'accroître pour une survie quasi totale en comparaison à la première semaine.

Le graphique montre que la mortalité durant la troisième semaine est encore très importante sur les bacs APA1 et AR avec une diminution de 6 % des effectifs totaux. Elle se stabilise avec l'alimentation au concentré de *Nannochloropsis sp.* (APA2) et au mélange des deux concentrés (APA1 + APA2) et ce jusqu'à la fin de l'expérience avec les plus faibles taux de mortalité observés, respectivement $15 \pm \%$ et $21 \pm \%$. Les variations de survie varient pour ces deux bacs entre 1 % et 2 % chaque semaine alors qu'il faut attendre la quatrième et cinquième semaine pour voir cette stabilité s'installer avec une alimentation grâce à l'eau de rivière ainsi que le concentré de micro-algues marines. (Cf figure 10).

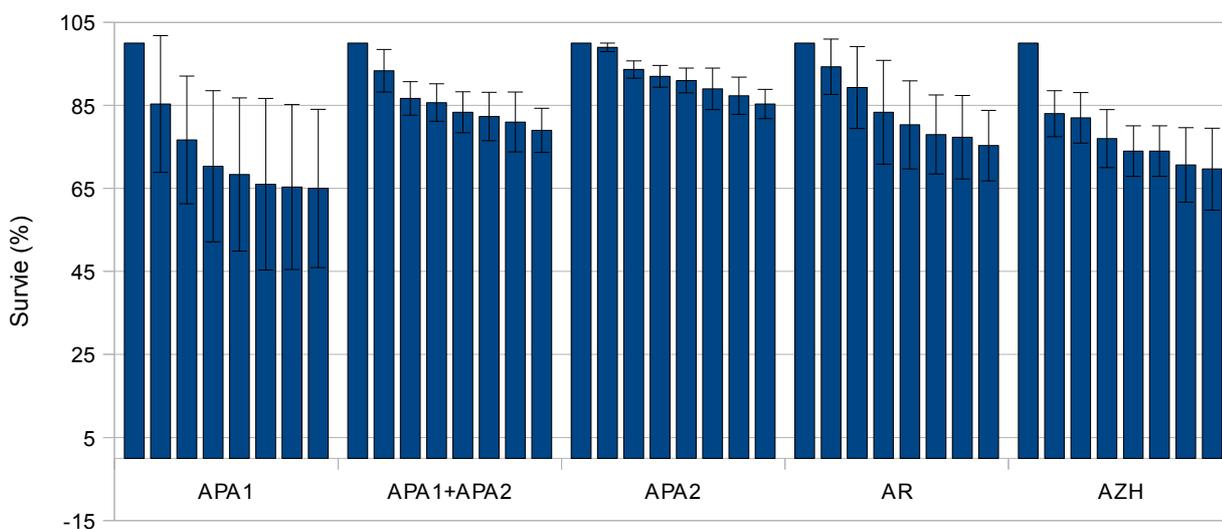


Figure 10 : Survie moyenne et écart-type des moules des 5 alimentations durant l'étude.

2-Évolution de la croissance des mulettes en fonction de l'alimentation.

Les premières séries de mesures effectuées lors du décrochage des glochidies montrent que l'ensemble des juvéniles n'ont pas une longueur similaire. Leur taille est comprise entre 0,441 mm et 0,419 mm avec un écart-type compris entre 0,028 mm et 0,034 mm. Les mulettes nourries aux résidus de zones humides étant les plus grandes alors que celle nourries grâce à l'eau de rivière sont les plus petites. Les mulettes alimentées au concentré de *Nannochloropsis sp.*, au concentré de micro-algues marines et le mélange de ces deux concentrés ont une taille plus uniforme respective de $0,425 \pm 0,023$ mm, $0,425 \pm 0,034$ mm et $0,426 \pm 0,027$ mm.

A la fin de la première semaine, les longueurs des mulettes entre les différentes alimentations s'équivalent. Ce n'est seulement qu'à la deuxième semaine d'élevage que l'alimentation au mélange de pâtes d'algues marines (APA1) et aux résidus de zones humides (AZH) vont se distinguer par leur taille (0,483 mm) alors que la longueur moyenne des mulettes alimentées par les autres modes d'alimentation sont de $0,474 \pm 0,032$ mm. L'observation est similaire lors de la troisième et la quatrième semaine avec une taille de $0,514 \pm 0,031$ mm atteinte par le nourrissage aux résidus de zones humides et une taille minimale de $0,498 \pm 0,030$ mm pour le concentré de *Nannochloropsis sp.*

Durant la cinquième semaine, la longueur moyenne des mulettes nourries au mélange de micro-algues marines (APA1) pour atteindre la taille maximale observée de $0,560 \pm 0,035$ mm lors de la sixième semaine. Jusqu'à présent les mulettes alimentées par les résidus de zone humides avaient une taille similaire voire supérieure. La taille finale est de $0,540 \pm 0,028$ mm dépassé par les mulettes élevées sur eau de rivière, d'une longueur de $0,553 \pm 0,038$ mm. Les mulettes ont en sixième semaine une longueur de $0,541 \pm$ mm pour l'alimentation composé du mélange des deux pâtes d'algues commerciales (APA1 + APA2) et $0,535 \pm 0,035$ mm pour l'alimentation au concentré de *Nannochloropsis sp.* Commerciale.

Il existe une différence significative de longueur entre les cinq alimentations distribuées aux mulettes à 5 % de risques.

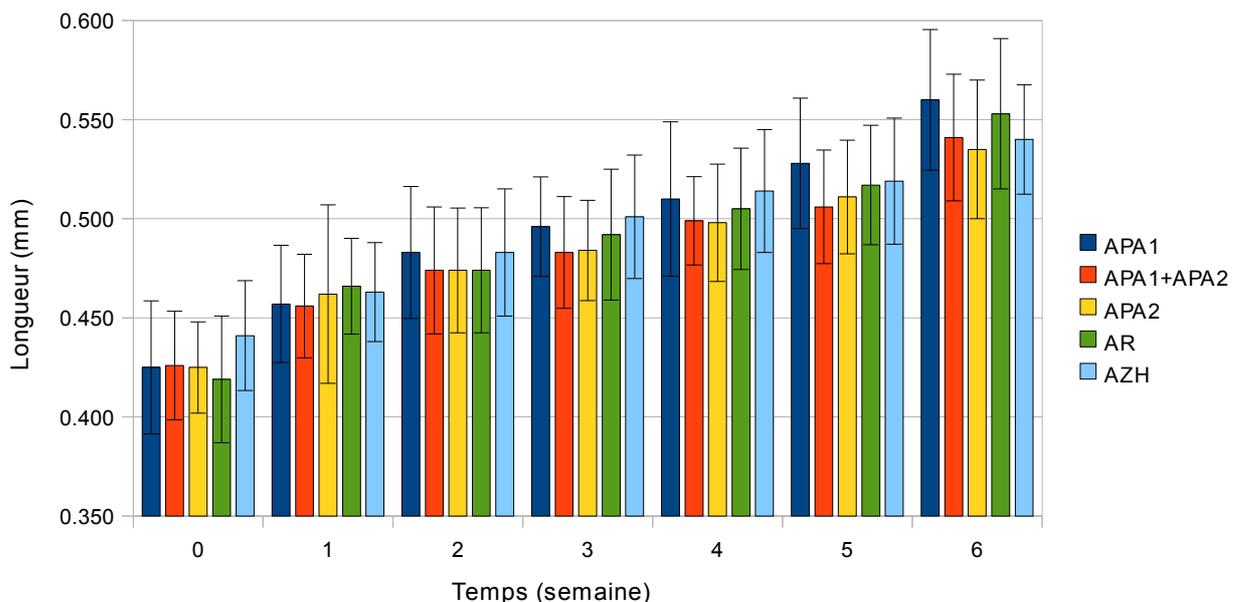


Figure 11 : Longueur moyenne et écart-type des mulettes des 5 alimentations durant l'étude.

3-Évolution du taux de croissance spécifique (TCS) des moules.

Les taux de croissance spécifique ont été généralement plus importants lors de la première semaine et ce pour toutes les alimentations testées. Une diminution générale des taux de croissance est observée jusqu'à la cinquième semaine, pour y atteindre les plus faibles taux de croissance de l'expérimentation.

Les plus forts taux de croissance ont été observés pour l'eau de rivière, avec une croissance de 10,63 % en première semaine, 6,17 % en deuxième semaine et 5,35 % en troisième semaine en comparaison des autres alimentations distribuées. Les moules alimentées par le mélange de micro-algues marines se distinguent aussi en terme de croissance dès la deuxième semaine avec un taux de croissance spécifique de 6,40 %.

Les moules alimentées par distribution de résidus de zones humide ont les plus faibles taux de croissance observés sur l'ensemble de l'expérimentation, descendant en cinquième semaine à (3,26 %) correspondant au taux de croissance le plus faible observé durant les 6 semaines de mesure.

Le taux de croissance pour l'alimentation est équivalent entre une alimentation concentré de *Nannochloropsis sp.* et le mélange entre les deux pâtes d'algues, à partir de la deuxième semaine pour se stabiliser autour des 4 % lors de la troisième, quatrième et cinquième semaine (Cf figure 12).

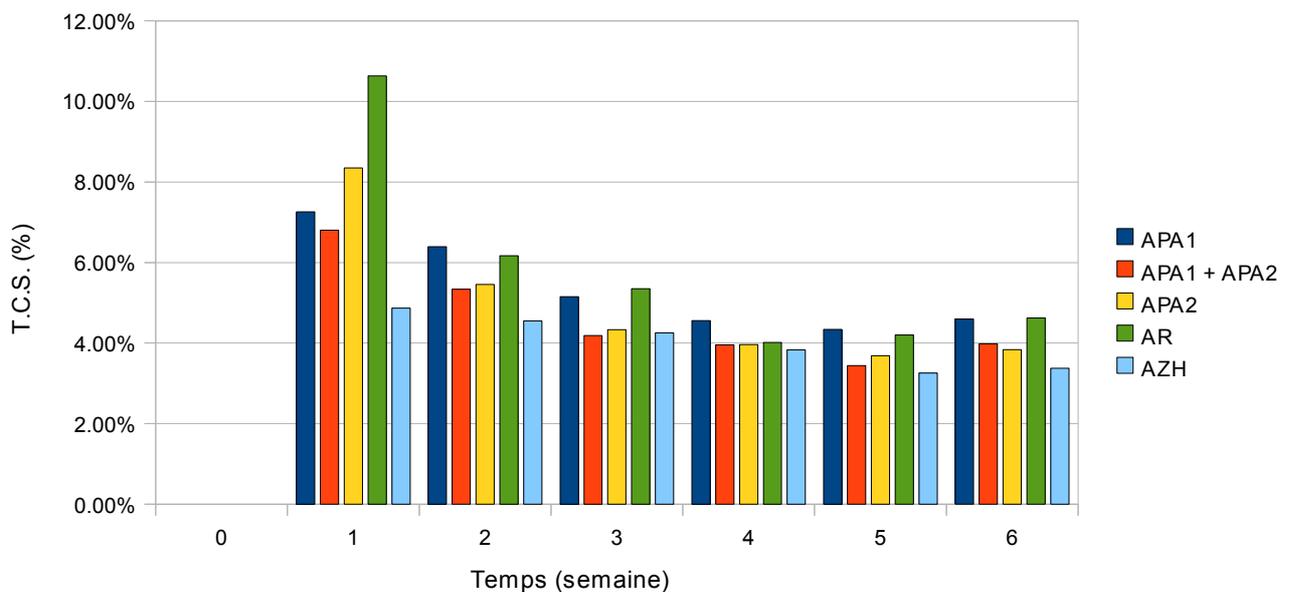


Figure 12 : Taux de croissance spécifique des moules des 5 alimentations durant l'étude.

IV- Discussion.

1-Généralités.

Le système déjà utilisé pour l'élevage d'autres moules (Banhart 2005) est adapté aux manipulations régulières, à l'observation des moules et permet l'élimination des prédateurs. Il est donc très bien adapté à l'obtention de données dans un minimum de temps.

Cependant, ce système ne permet pas d'avoir un grossissement très important aux vues des résultats obtenus au Luxembourg par Thielen (2010). Un taux de croissance de 109 % pour des moules placées à 1 mm sur une durée de 9 mois dans le même système et une croissance de plus de 450 % pour les moules placées en aquarium avec un renouvellement en eau faible et un lit de sable. Il observe aussi une différence de taux de survie, avec respectivement 48 % en tamis contre 13 % pour l'élevage en aquarium. D'autres désavantages s'ajoutent, son entretien doit être très régulier et demande un travail permanent. Il est important de vérifier régulièrement le non colmatage des tamis en les nettoyant à l'aide d'un spray sous peine d'accroître la mortalité et de diminuer la croissance. Cet aspect peut être géré par l'adaptation de la maille des tamis en même temps que l'accroissement de la taille des mulettes (Kovitsvadhi & al 2008).

L'élevage intensif en écloserie, grâce à ce système montre des taux de survie supérieurs à ceux observés en système extensif type boîte de Buddensiek en rivière avec des taux de survie ne dépassant pas les 30% (Buddensiek 1995) et compris plus généralement autour de 0,2 % (Shmidt & Vandr  2010, Capoulade & Dury 2011). En élevage semi intensif (rivières artificiel, élevage en panier) développés au Pays de Galles et au royaume-Uni, les taux de survie se trouvent encore une fois moins importants, compris entre 0 et 40 % (Dury 2010, Hastie & Young 2003, Hastie & Young 2001). Seul l'élevage de mulettes nourries en aquarium ou en boîte montre des taux de survie proches des taux de survie observés lors de mon expérimentation, avec respectivement 63 et 80 % de survie après 110 jours d'élevage (Thielen 2010, Capoulade & Dury 2010). La comparaison des taux de croissance entre les différents systèmes est très hétérogène entre les expérimentations, les résultats ne sont donc pas comparables pour des raisons d'échelle spatiale, de différence d'alimentations et du milieu.

Attention, il est important de modérer les conclusions suivantes, étant donné la durée sur laquelle s'est étalée l'expérience. Au Luxembourg, Thielen (2010) a testé différents systèmes d'élevage de *Margaritifera margaritifera* en laboratoire sur une durée de 9 mois. Au Royaume-Uni Hastie et Young (2003) sur le même thème de recherche mais cette fois dans le milieu naturel ont étalé leurs mesures sur une période de 16 mois. D'autres expérimentations se sont déroulées sur plusieurs mois (Banhart 2005, Kovitvadhi & al 2006, Hastie & al 2000) à plusieurs années, pour obtenir des résultats de croissance comparables (Preston & al 2007, Shmidt & Vandr  2010). Il semble donc approprié de poursuivre l'expérimentation sur une durée plus importante.

2- Influence de l'alimentation sur la survie des jeunes mulettes.

Premièrement, la survie des mulettes en élevage intensif semble affectée par la qualité de la nourriture, plus que la quantité de nourriture. La taille de l'alimentation semble jouer un rôle dans la survie des juvéniles de *Margaritifera margaritifera*. En effet, la survie des juvéniles est meilleure avec des particules de petite taille. Les résultats les plus probants ont été observés avec l'eau de rivière enrichie au Nanno (1 µm) et l'alimentation contenant pour moitié du Nanno. A contrario, l'alimentation avec des particules de taille supérieure montre des taux de survie inférieurs. L'alimentation du bac APA2 enrichie en SFD (5 à 20 µm) et AZH enrichie en nutriments inférieurs à 180 µm (Cf figure 10) confirme cette hypothèse.

La quantité de nourriture distribuée ne semble pas affecter la survie des jeunes mulettes en vue du taux de survie important observé sur le bac non enrichi (AR). Backer et Levinton en 2003 ont observé une préférence pour l'ingestion de phytoplanctons de petite taille (*Microcystis*) inférieurs à 6 µm chez les adultes. Ceci pourrait confirmer leur préférence pour l'alimentation APA2.

Deuxièmement, il semblerait que la prédation et la compétition alimentaire n'ont pas augmenté la mortalité. En deuxième semaine, l'apparition dans les bacs APA1 et AZ de protistes ciliés et de plathelminthe turbellaria. L'utilisation du système intensif en tamis et la non utilisation de substrat a permis l'élimination rapide de ces compétiteurs et de limiter leur impact. L'apparition de ces nuisibles a été fréquemment observé en élevage (Barhart 2005, Kovitvadi & al 2008, Thomas & al 2010). De plus, l'échappement observé par Barnhart n'a pas eu d'incidence grâce aux nombreuses précautions prises lors de leur remise à l'eau (2005).

Troisièmement, la qualité de l'eau semble jouer un rôle très important dans la survie des mulettes. En effet, la putréfaction des micro-algues d'origine marine et des détritiques en quantité supérieure montre un accroissement de la mortalité chez les jeunes sujets alimentés en SFD (APA1) et en AZH alors que les mulettes sur eau de rivière (AR) sont moins touchées. Kovitvadi et al. en 2008 ont observé une forte pollu-sensibilité* de l'espèce *Hyriopsis (Limnoscapha) mysersiana* (L.) les 60 premiers jours de culture alors qu'au-delà, la composition de l'alimentation est le principal facteur.

La mortalité des juvéniles suit les mêmes tendances observées par Shmidt et Vandr  en Allemagne (2010), avec une mortalité importante précoce (jusqu'à 6 mois).

3-Influence de l'alimentation sur la croissance des jeunes mulettes.

La croissance des jeunes mulettes durant les six premières semaines d'élevage est faible. Cette observation n'est pas isolée, l'élevage en tamis flottant à l'écloserie de Mawddach (Royaume-Uni) a observé des longueurs de 0,5 à 0,9 mm en 4 mois d'élevage (Scriven & al XXXX). L'exploitation des résultats est donc difficile, avec des différences faibles de croissance entre les alimentations. Le taux de croissance spécifique élevé lors de la première semaine est aussi difficilement explicable. Ceci dit, certaines hypothèses peuvent être tirées de ces graphiques (Cf figure 11 et 12).

Les juvéniles de mulettes pour leur croissance ont une préférence pour le phytoplancton vivant comme source alimentaire.

Un des constituants présent dans les résidus de zones humides semble freiner la croissance des juvéniles. Les autres alimentations riches en phytoplancton mort ont une croissance supérieure, il

semblerait donc que les bactéries ou les détritiques organiques soient la cause du problème. Les qualités nutritionnelles ou la taille supérieure de ces particules expliquerait cette moindre croissance en vue des résultats évoqués par Baker et Levinton en 2003 sur des sujets adultes. La solution de résidus de zone humide est pauvre en phytoplancton (approximativement 1 % des particules totales) ce qui rend difficile l'accès à cette source de nourriture préférentielle pour les moules dépendant ainsi d'avantage d'énergie (Barnhart 2005).

La présence de phytoplancton dans l'eau de rivière, même en très petite quantité semble avoir une influence positive sur la croissance encore supérieure à une distribution de concentré de micro-algues. Les moules sur eau de rivière (AR) ont eu le taux de croissance spécifique le plus important et ce durant la quasi-totalité de l'expérimentation. Ceci est probablement dû à leur qualité nutritionnelle supérieure. Il serait donc envisageable, en vue des résultats obtenus par Gatenby sur deux autres espèces de moules d'eau douce (1996) de tester une alimentation en phytoplancton vivant type *Chlorella sp.* pour confirmer cette hypothèse.

D'un autre côté, la quantité de micro-algues distribuées reliée à la qualité permet un meilleur grossissement. Le meilleur taux de croissance a été observé sur un mélange de pâte d'algues marines (APA1) distribué à 3×10^5 cellules par mL, alors qu'une diminution de moitié de la concentration de ce concentré de micro-algues (APA1 + APA2) a diminué le taux de croissance spécifique. L'utilisation de pâte d'algue d'origine marine à des concentrations de 5×10^5 cellules / mL avait déjà montré un meilleur grossissement sur ces mêmes systèmes pour d'autres espèces de la famille des Unionidae (Barnhart 2005).

La seconde plus grande croissance a été observée sur les moules n'ayant subi aucun ajout alimentaire (AR) est difficilement explicable à ce stade de l'expérimentation. Cette observation pourrait toutefois être reliée à l'importance de la qualité de l'eau lors des deux premiers mois (Kovitvadi & al. 2008). A noter qu'il est envisageable de penser qu'étant donné la très faible taille de ces organismes (400 / 500 microns) à ce stade; les nutriments naturellement présents dans l'eau de rivière suffisent aux besoins des jeunes.

Conclusion

L'influence de l'alimentation sur la croissance et la survie de la moule en élevage intensif est essentiel à connaître (Backer & Levinton 2003, Kovitvadhi & al 2008, Shmidt & Vendré 2010) pour optimiser les systèmes d'élevage et obtenir des moules rapidement exportables dans leur milieu naturel pour un repeuplement efficace. Le but étant d'obtenir des taux de survie supérieurs à ceux observés dans le milieu naturel afin d'optimiser le temps de travail et compenser le déclin des populations sauvages sur le territoire du Massif armoricain.

En Europe, beaucoup de méthodes d'élevage et d'alimentations ont été testées, mais aucune étude comparative de l'alimentation en élevage intensif n'avait été mise en place jusque-là. Cette expérimentation visait à élever une espèce et à tester l'influence de différentes alimentations composées d'eau de rivière, de phytoplanctons de diverses origines, de détritus et de bactéries sur la survie et la croissance pour un programme LIFE+ dans sa première année d'élevage.

Les premières observations sont concluantes, Cette étude a montré qu'il était possible d'élever de jeunes *Margaritifera margaritifera* dès leur exkystement et que l'alimentation distribuée joue un rôle prépondérant dans la survie plus-que sur la croissance de ces bivalves. Elle a aussi démontré que les taux de croissance et la survie des juvéniles sont indépendantes. La survie dépend plus généralement de la taille, la qualité de l'aliment ingéré, la prédation ainsi que la qualité de l'eau. La croissance dépend plutôt des qualités nutritionnelles des micro-algues distribuées. A ce jour, on ne peut pas affirmer catégoriquement qu'une alimentation est meilleure qu'une autre, du fait des contraintes de temps alloué à l'expérience. Mais, des pistes se profilent déjà, l'utilisation d'eau de rivière sans intrants alimentaires semble le meilleur compromis entre survie et croissance. Les meilleurs taux de survie ont été observés avec un concentré de micro-algues de petite taille (APA2) alors que les taux de croissance ne sont pas satisfaisants. Les conclusions tirées de cette expérimentation pourront être transposées à un système d'élevage plus performant (aquarium sur lit de sable) pour une meilleure croissance.

Ce travail est un avant-goût de l'optimisation possible de l'élevage de ces bivalves en système intensif qui dans les années à suivre devrait se poursuivre. Des pistes d'expérimentations futures sur le même thème se profilent déjà. Il sera prochainement possible avec la mise en place d'une salle d'algues de tester différentes espèces de micro-algues augmentant ainsi la palette des apports nutritifs possibles pour l'élevage de cette fabuleuse espèce. Les enjeux en cours sont si importants que cet élevage tend à se développer dans les années à venir...

Glossaire

Holarctique: Terme de biogéographie utilisé pour définir l'ensemble de l'hémisphère nord.

Oligotrophes: Se dit d'un milieu pauvre en nutriments.

Péριοstracum: « autour de la coquille », couche organique recouvrant l'extérieur de la coquille.

Umbo: Désigne la partie la plus vieille des valves.

Lacrimiformes: « en forme de larmes ».

Glochidies: Larve de moule avant l'exkystement.

Marsupium: Poche spéciale des branchies.

Gravide: Se dit d'un bivalve mature.

Exkystement: Relargage des juvéniles de moules dans le milieu naturel. Elles se décrochent du kiste formé sur les branchies des truite.

Bibliographie

Aranjo P. & Ramos A. 2001. Action plan for *Margaritifera margaritifera* in Europe. Museo Nacional de Ciencia Naturales, Madrid, 41 PP.

Baker S. M. & Levinton J. S., 2003, Selective feeding by three native North American freshwater mussels implies food competition with zebra mussels. *Hydrobiologia*. **505** : 97-105.

Barnhart M.C., 2005, Buckets of muckets: A compact système for rearing juvenile freshwater mussels. *Aquaculture*. **XX** : XXX-XXX.

Bonnemère L., 1901, La coquille in: Les mollusques des eaux douces de France et leurs perles. (eds: BONNEMERE L.). Institut International de bibliographie Scientifique: Paris, 9-12.

Buddensiek V., 1995, The culture of juvenile freshwater pearl mussels *Margaritifera margaritifera* L. in cages: a contribution to conservation programme and knowledge of habitat requirement. *Biologia Conservation*. **74** : 33-40.

Capoulade M. & Dury P., 2010, Action D7. Visite de la station d'élevage de Kalborn – Luxembourg. *Projet LIFE+ « Conservation de la moule perlière du Massif armoricain » LIFE+09 NAT/FR/000583*. Bretagne vivante, Brest, France. 8PP.

Capoulade M. & Dury P., 2011, Action D7. République tchèque Visite des sites d'élevage. *Projet LIFE+ « Conservation de la moule perlière du Massif armoricain » LIFE+09 NAT/FR/000583*. Bretagne vivante, Brest, France. 7PP.

Capoulade M., 2010, Détail de la procédure de mise en culture des moules perlières / Analyse de risques. *Projet LIFE+ « Conservation de la moule perlière du Massif armoricain » LIFE+09 NAT/FR/000583*. Bretagne Vivante, Brest, France. 15 PP.

Cochet G., 1998, Inventaire des cours d'eau à *Margaritifera margaritifera* en France. *Rapport final du ministère de l'environnement*. Cochet G., Saint-Romain-le Lerps, France. 13 PP.

Cochet G., 2002, *Margaritifera margaritifera*, la mulette perlière. Cahier Natura 2000. Tome 7 Espèces animales. La documentation française. 318–321.

Cochet G., 2010. État de l'art sur la Moule perlière (*Margaritifera margaritifera*). *N2000 : 1029. Rapport final de la Direction régionale de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement Auvergne*. Biotope, Mèz, France. 38PP.

Degerman E., Alexanderson S., Bergengren J., Henrikson L., Johansson B. E., Larsen B. M. & Söderlerg M., 2009, Restoration of Freshwater Pearl Mussel Streams. WWF Sweden, Solna, 62 PP.

Dury P., 2010, Action D7. Visite des stations d'élevage de Mawddach et Cynrig – Pays de Galles. *Projet LIFE+ « Conservation de la moule perlière du Massif armoricain » LIFE+09*

NAT/FR/000583. Bretagne vivante, Brest, France. 8PP.

Gatenby C. M., Neves R. J. & Parker B. C., 1996, Influence of sediment and algal food on cultured juvenile freshwater mussels. *J. N. Benthol. Soc.* **15** (4) : 597-609.

Hastie L. C. & Young M. R., 2001, Freshwater pearl mussel (*Margaritifera margaritifera*) glochidiosis in wild and farmed salmonid stock in Scotland. *Hydrobiologia.* **445** : 109-119.

Hastie L. C. & Young M. R., 2003, Conservation of the Freshwater Pearl Mussel I: Captive Breeding Techniques. Conserving Natura 2000 Rivers Conservation Techniques Serie No. 2. English Nature : Peterborough, 1-23.

Hastie L. C. & Young M. R., 2003, Timing of spawning and glochidial release in Scottish freshwater peal mussel (*Margaritifera margaritifera*) populations. *Freshwater Biology.* **48** : 2107-2117

Holder E., 2007. La Moule perlière d'eau douce de l'Elez. Bilan et perspectives. Rapport Bretagne Vivante-SEPNB, 161PP.

Jacques F. & Le Bihan L., 2010, Projet LIFE+ « Conservation de la moule perlière du Massif armoricain » Compte rendu de la réunion du 27 octobre 2010 au Favot à BRASPARTS relative à la présentation du projet modifié. Communication oral, 27 octobre 2010, Braspart, France, 3PP.

Kovitvadh S., Kovitvadh U., Sawangwong P., Thongpan A. & Machado J., 2006, Optimization of diet and culture environment for larvae and juvenil freshwater pearl mussels, *Hyriopsis (Limnoscapha) myersiana* Lea, 1856. *Invertebrate Reproduction and Development.* **49** (1-2): 61-70.

Kovitvadh S., Kovitvadh U., Sawangwong P. & Machado J., 2008, A laboratory-scale recirculating aquaculture system for juvenies of freshwater pearl mussel *Hyriopsis (Limnoscapha) myersiana* (Lea, 1856). *Aquaculture.* **275** : 169-177.

McIvor A. & Aldridge D., 2008. The cultivation of the freshwater pearl mussel, *Maragritifera margaritifera*.

Preston S. J., Keys A. & Roberts D., 2007, Culturing freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera*: a breakthrough in the conservation of an endangered species. *Aquatic Conserv: Mar. Freshw. Ecosyst.* **17** : 539-549.

Prié V. & Cochet G., 2011, Plan national d'actions en faveur de la Mulette perlière *Margaritifera margaritifera*. *Rapport final du Ministère de l'Écologie, du Développement Durable, des Transports et du logement.* Biotope, Mèz, France. 79 PP.

Schmidt C.& Vandr  R., 2010, Ten years of exp rience in the rearing of young freshwater pearl mussels (*Margaritifera margaritifera*). *Aquatic Conserv: Mar. Freshw. Ecosyst.* **20** : 735-747.

Scriven K., Jones H., Taylor J., Aldridge D. & McIvor A., XXXX, Rearing freshwater pearl mussels, *Margaritifera margaritifera* (Bivalvia: Margaritiferidae), at Mawddach Fish Hatchery in Wales, UK. 9 PP.

Taeubert J-E., Denic M., Gum B., Lange M. & Geist J., 2010, Suitability of different salmonid strains as hosts for the endangered freshwater pearl mussel (*Margaritifera margaritifera* L.). *Aquatic Conserv: Mar. Freshw. Ecosyst.* **20** : 728-734.

Thielen F., 2011, Rearing of unionoid mussels (with special emphasis on the Freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera*). Ferrantia 64, Musée national d'histoire naturelle, Luxembourg. 66 PP.

Thomas G. R., Taylor J. & Garcia De Leaniz C., 2010, Captive breeding of the endangered freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera*. *Endang. Species res.* **12** : 1-9.

Vrignaud S., 2004. Numéro spécial: Les Naïades d'Auvergne. *Bulletin de liaison de l'Atlas des mollusques de l'Allier*. Moulin, France. 6PP.

Young M., 2005. A literature reviews of the water quality requierements of the freshwater pearl mussel (*Margaritifera margaritifera*) and related freshwater bivalves. *Scittish Natural Eritage Commissioned repport No. 084 (ROAME No. F01AC609d)*.Edinburgh, UK. 18PP.

Annexe

Mesures brutes.

	J0	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
APA1								
TAMIS 1	100	90	87	85	84	83	81	80
TAMIS 2	100	99	84	76	73	72	72	72
TAMIS 3	100	67	59	50	48	43	43	43
MOY.	100	85.33	76.67	70.33	68.33	66	65.33	65
E.T.	0	16.5	15.37	18.18	18.45	20.66	19.86	19.47
APA1+APA2								
TAMIS 1	100	92	86	86	81	80	79	77
TAMIS 2	100	89	83	81	80	78	75	75
TAMIS 3	100	99	91	90	89	89	89	85
MOY.	100	93.33	86.67	85.67	83.33	82.33	81	79
E.T.	0	5.13	4.04	4.51	4.93	5.86	7.21	5.29
APA2								
TAMIS 1	100	98	92	91	91	89	87	85
TAMIS 2	100	99	96	95	94	94	92	89
TAMIS 3	100	100	93	90	88	84	83	82
MOY.	100	99	93.67	92	91	89	87.33	85.33
E.T.	0	1	2.08	2.65	3	5	4.51	3.51
AR								
TAMIS 1	100	100	96	89	82	77	76	75
TAMIS 2	100	96	94	92	90	88	88	84
TAMIS 3	100	87	78	69	69	69	68	67
MOY.	100	94.33	89.33	83.33	80.33	78	77.33	75.33
E.T.	0	6.66	9.87	12.5	10.6	9.54	10.07	8.5
AZH								
TAMIS 1	100	82	79	72	71	71	65	65
TAMIS 2	100	89	89	85	81	81	81	81
TAMIS 3	100	78	78	74	70	70	66	63
MOY.	100	83	82	77	74	74	70.67	69.67
E.T.	0	5.57	6.08	7	6.08	6.08	8.96	9.87

Semaine 0					
	APA1	APA1+APA2	APA2	AR	AZH
	0.4	0.44	0.39	0.4	0.42
	0.52	0.41	0.44	0.42	0.46
	0.38	0.42	0.43	0.43	0.45
	0.43	0.46	0.45	0.39	0.41
	0.45	0.43	0.45	0.42	0.38
	0.42	0.44	0.42	0.3	0.49
	0.42	0.44	0.47	0.43	0.42
	0.4	0.42	0.4	0.39	0.45
	0.46	0.37	0.4	0.4	0.48
	0.41	0.45	0.41	0.46	0.44
	0.42	0.41	0.45	0.47	0.49
	0.43	0.43	0.41	0.44	0.42
	0.4	0.42	0.39	0.44	0.44
	0.45	0.34	0.4	0.45	0.45
	0.49	0.41	0.41	0.43	0.44
	0.4	0.43	0.44	0.43	0.45
	0.41	0.43	0.42	0.41	0.47
	0.46	0.42	0.44	0.4	0.47
	0.45	0.48	0.42	0.44	0.42
	0.43	0.45	0.46	0.42	0.45
	0.39	0.4	0.43	0.43	0.4
	0.35	0.44	0.44	0.45	0.46
	0.43	0.43	0.38	0.37	0.44
	0.42	0.4	0.43	0.39	0.43
	0.42	0.42	0.45	0.43	0.48
	0.4	0.43	0.4	0.45	0.45
	0.39	0.41	0.41	0.42	0.42
	0.43	0.45	0.43	0.43	0.43
	0.46	0.42	0.45	0.42	0.43
	0.42	0.47	0.42	0.42	0.39
Moyenne	0.425	0.426	0.425	0.419	0.441
Ecart-type	0.034	0.027	0.023	0.032	0.028
Semaine 1					
	APA1	APA1+APA2	APA2	AR	AZH
	0.48	0.4	0.39	0.47	0.47
	0.42	0.46	0.44	0.48	0.47
	0.48	0.44	0.41	0.46	0.46
	0.49	0.46	0.52	0.44	0.44
	0.47	0.48	0.4	0.5	0.5
	0.48	0.42	0.47	0.48	0.45
	0.46	0.44	0.51	0.42	0.45
	0.43	0.45	0.47	0.41	0.46
	0.46	0.43	0.41	0.47	0.48
	0.5	0.47	0.46	0.49	0.48
	0.47	0.47	0.47	0.47	0.46
	0.47	0.48	0.48	0.45	0.48
	0.44	0.43	0.53	0.44	0.47
	0.45	0.45	0.45	0.5	0.45
	0.46	0.47	0.48	0.45	0.49
	0.44	0.42	0.47	0.44	0.47
	0.5	0.46	0.39	0.48	0.48
	0.43	0.49	0.51	0.46	0.44
	0.51	0.46	0.46	0.49	0.43
	0.48	0.42	0.49	0.48	0.45
	0.45	0.45	0.33	0.43	0.51
	0.4	0.43	0.49	0.47	0.49
	0.38	0.49	0.48	0.48	0.51
	0.49	0.46	0.48	0.47	0.49
	0.46	0.47	0.5	0.48	0.44
	0.44	0.44	0.52	0.47	0.43
	0.45	0.48	0.47	0.43	0.44
	0.43	0.5	0.48	0.49	0.42
	0.45	0.51	0.46	0.47	0.42
	0.44	0.45	0.45	0.5	0.47
Moyenne	0.457	0.456	0.462	0.466	0.463
Ecart-type	0.030	0.026	0.045	0.024	0.025

Semaine 2

	APA1	APA1+APA2	APA2	AR	AZH
	0.55	0.45	0.47	0.42	0.52
	0.49	0.49	0.49	0.46	0.49
	0.5	0.51	0.46	0.55	0.51
	0.49	0.5	0.49	0.43	0.46
	0.45	0.44	0.45	0.49	0.53
	0.52	0.48	0.48	0.45	0.51
	0.47	0.46	0.46	0.5	0.47
	0.49	0.52	0.41	0.54	0.5
	0.43	0.37	0.46	0.47	0.54
	0.52	0.5	0.45	0.48	0.45
	0.48	0.49	0.48	0.48	0.48
	0.53	0.48	0.45	0.5	0.49
	0.46	0.47	0.52	0.47	0.53
	0.52	0.49	0.55	0.46	0.49
	0.5	0.46	0.5	0.42	0.47
	0.45	0.42	0.49	0.46	0.48
	0.5	0.44	0.5	0.44	0.46
	0.47	0.51	0.46	0.48	0.48
	0.52	0.45	0.51	0.45	0.5
	0.5	0.49	0.48	0.47	0.43
	0.41	0.49	0.39	0.48	0.44
	0.43	0.49	0.46	0.46	0.47
	0.45	0.47	0.47	0.48	0.48
	0.47	0.51	0.49	0.5	0.5
	0.5	0.48	0.47	0.48	0.38
	0.51	0.45	0.5	0.49	0.49
	0.44	0.52	0.49	0.43	0.48
	0.46	0.47	0.48	0.47	0.49
	0.49	0.46	0.43	0.48	0.5
	0.49	0.46	0.49	0.53	0.48
Moyenne	0.483	0.474	0.474	0.474	0.483
Ecart-type	0.033	0.032	0.031	0.032	0.032

Semaine 3

	APA1	APA1+APA2	APA2	AR	AZH
	0.46	0.5	0.48	0.46	0.45
	0.49	0.44	0.51	0.54	0.51
	0.48	0.47	0.51	0.47	0.51
	0.52	0.49	0.47	0.47	0.47
	0.52	0.52	0.47	0.5	0.54
	0.51	0.44	0.48	0.54	0.46
	0.43	0.49	0.52	0.52	0.55
	0.53	0.49	0.44	0.47	0.47
	0.48	0.5	0.48	0.48	0.52
	0.5	0.48	0.43	0.53	0.48
	0.48	0.42	0.48	0.43	0.52
	0.5	0.46	0.47	0.48	0.48
	0.49	0.52	0.47	0.46	0.48
	0.49	0.5	0.51	0.52	0.44
	0.5	0.45	0.47	0.5	0.55
	0.48	0.46	0.52	0.54	0.47
	0.51	0.5	0.54	0.47	0.52
	0.48	0.48	0.48	0.49	0.48
	0.49	0.53	0.46	0.49	0.52
	0.53	0.54	0.5	0.45	0.48
	0.54	0.49	0.45	0.48	0.54
	0.49	0.48	0.47	0.53	0.53
	0.51	0.49	0.5	0.44	0.49
	0.5	0.5	0.5	0.54	0.55
	0.44	0.45	0.48	0.5	0.52
	0.51	0.48	0.46	0.55	0.52
	0.49	0.46	0.51	0.46	0.5
	0.52	0.52	0.51	0.47	0.52
	0.49	0.47	0.47	0.49	0.47
	0.53	0.48	0.48	0.5	0.49
Moyenne	0.496	0.483	0.484	0.492	0.501
Ecart-type	0.025	0.028	0.025	0.033	0.031

Semaine 4

	APA1	APA1+APA2	APA2	AR	AZH
	0.5	0.49	0.49	0.47	0.53
	0.56	0.46	0.53	0.51	0.5
	0.46	0.5	0.52	0.54	0.52
	0.57	0.48	0.49	0.52	0.49
	0.51	0.54	0.5	0.5	0.51
	0.49	0.5	0.5	0.47	0.47
	0.5	0.52	0.49	0.55	0.53
	0.47	0.5	0.51	0.53	0.55
	0.51	0.47	0.49	0.47	0.54
	0.57	0.5	0.51	0.54	0.5
	0.41	0.49	0.54	0.51	0.54
	0.53	0.55	0.53	0.47	0.5
	0.48	0.47	0.56	0.52	0.48
	0.5	0.48	0.45	0.49	0.49
	0.58	0.5	0.52	0.45	0.53
	0.49	0.48	0.51	0.5	0.51
	0.55	0.52	0.48	0.48	0.53
	0.53	0.5	0.49	0.54	0.58
	0.51	0.54	0.56	0.52	0.46
	0.55	0.51	0.5	0.49	0.5
	0.52	0.47	0.44	0.49	0.52
	0.54	0.49	0.49	0.51	0.5
	0.48	0.53	0.47	0.55	0.56
	0.55	0.5	0.46	0.46	0.58
	0.45	0.48	0.46	0.48	0.51
	0.51	0.5	0.48	0.52	0.5
	0.53	0.52	0.52	0.5	0.51
	0.49	0.51	0.46	0.58	0.54
	0.49	0.49	0.49	0.49	0.45
	0.48	0.49	0.51	0.51	0.5
Moyenne	0.510	0.499	0.498	0.505	0.514
Ecart-type	0.039	0.022	0.030	0.031	0.031

Semaine 5

	APA1	APA1+APA2	APA2	AR	AZH
	0.48	0.47	0.48	0.53	0.54
	0.5	0.53	0.51	0.55	0.48
	0.51	0.51	0.49	0.48	0.52
	0.59	0.47	0.49	0.48	0.57
	0.52	0.49	0.53	0.57	0.56
	0.58	0.5	0.54	0.5	0.52
	0.53	0.51	0.51	0.53	0.47
	0.56	0.5	0.52	0.49	0.49
	0.55	0.54	0.52	0.57	0.52
	0.54	0.48	0.47	0.56	0.58
	0.56	0.51	0.53	0.53	0.49
	0.55	0.5	0.5	0.51	0.52
	0.46	0.54	0.49	0.52	0.48
	0.53	0.53	0.53	0.48	0.53
	0.53	0.52	0.56	0.54	0.54
	0.48	0.42	0.51	0.54	0.58
	0.54	0.52	0.51	0.52	0.51
	0.49	0.46	0.52	0.45	0.53
	0.55	0.54	0.54	0.53	0.51
	0.52	0.56	0.56	0.5	0.49
	0.52	0.52	0.57	0.49	0.5
	0.54	0.46	0.51	0.54	0.49
	0.55	0.52	0.45	0.49	0.51
	0.57	0.48	0.47	0.53	0.54
	0.51	0.51	0.49	0.5	0.57
	0.52	0.49	0.53	0.51	0.52
	0.55	0.5	0.48	0.53	0.5
	0.49	0.52	0.53	0.47	0.55
	0.56	0.52	0.48	0.55	0.5
	0.47	0.55	0.51	0.53	0.47
Moyenne	0.528	0.506	0.511	0.517	0.519
Ecart-type	0.033	0.030	0.029	0.030	0.032

Semaine 6					
	APA1	APA1+APA2	APA2	AR	AZH
	0.51	0.5	0.55	0.53	0.49
	0.62	0.6	0.5	0.59	0.56
	0.53	0.53	0.54	0.5	0.56
	0.59	0.51	0.54	0.48	0.54
	0.55	0.5	0.56	0.53	0.58
	0.59	0.61	0.55	0.56	0.55
	0.62	0.49	0.49	0.6	0.55
	0.53	0.55	0.51	0.51	0.53
	0.6	0.54	0.5	0.56	0.49
	0.53	0.59	0.52	0.58	0.54
	0.56	0.48	0.51	0.57	0.57
	0.48	0.52	0.53	0.53	0.54
	0.57	0.52	0.57	0.56	0.56
	0.54	0.57	0.61	0.52	0.51
	0.6	0.54	0.59	0.59	0.51
	0.56	0.51	0.57	0.58	0.49
	0.6	0.55	0.53	0.53	0.58
	0.58	0.54	0.56	0.53	0.57
	0.56	0.55	0.52	0.52	0.55
	0.58	0.53	0.54	0.52	0.54
	0.55	0.55	0.59	0.49	0.57
	0.54	0.57	0.54	0.6	0.5
	0.59	0.56	0.49	0.59	0.53
	0.56	0.53	0.5	0.54	0.55
	0.57	0.57	0.55	0.61	0.53
	0.57	0.55	0.45	0.61	0.5
	0.58	0.56	0.53	0.55	0.55
	0.51	0.5	0.5	0.55	0.52
	0.5	0.54	0.57	0.54	0.56
	0.52	0.57	0.53	0.62	0.57
Moyenne	0.560	0.541	0.535	0.553	0.540
Ecart-type	0.035	0.032	0.035	0.038	0.028