

Action A4 – livrable n°5

Protocoles d'élevage et de renforcement

Études de faisabilité

4 mai 2011



Crédits photo : Hervé Ronné

Rédaction :
Marie Capoulade (Bretagne Vivante)
Pierrick Dury & Jean-Louis Ollivier (Fédération de pêche du Finistère)

Bretagne Vivante
sepnb

186 rue Anatole France
BP 63121
29231 Brest cedex 3
tél. 02 98 49 07 18
fax 02 98 49 95 80

www.bretagne-vivante.org



COLLINES NORMANDES



Introduction

D'après l'Union internationale de conservation de la nature (UICN), l'un des buts de la conservation est le maintien de la diversité génétique existante et de populations viables de tous les taxons à l'état sauvage afin de maintenir les interactions biologiques, les processus et fonction écologiques (UICN, 2002). Pour cela, les gestionnaires en charge des activités de conservation et les décideurs doivent adopter une approche réaliste et intégrée de la mise en œuvre de la conservation. Les menaces pesant sur la diversité biologique *in situ* s'accroissent sans cesse et les taxons doivent survivre dans des environnements de plus en plus modifiés par l'homme.

La réalité de la situation actuelle est telle qu'il ne sera pas possible d'assurer la survie d'un nombre croissant de taxons menacés sans utiliser efficacement un ensemble divers d'approches et de techniques de conservation complémentaires parmi lesquelles, pour certains taxons, l'accroissement du rôle et de l'utilisation pratique des techniques *ex situ* (UICN, 2002). Ces mesures de conservation sont considérées comme un outil permettant d'assurer la survie de la population sauvage. Elles ne sont pas une solution de remplacement des mesures impératives de gestion *in situ*, et une intégration effective entre les approches *in situ* et *ex situ* doit être recherchée partout où cela est possible. La restauration et la gestion de l'habitat ainsi que la réintroduction et le soutien des populations sauvages font partie de ces actions complémentaires.

En pratique, la réintroduction d'espèces est devenue de plus en plus fréquente dans les stratégies de conservation à travers le monde entier (par exemple : Maunder, 1992 ; Hodder & Bullock, 1997 ; Rout et al., 2009). La conservation de la biodiversité par ce type d'action s'est sans doute démocratisé grâce aux contributions des traités internationaux et de la législation, y compris dans la Convention sur la diversité biologique, la Convention de Berne et la Directive européenne 92/43/CEE « Habitat-Faune-Flore ». Ainsi, ces dix dernières années, l'Union européenne a notamment régulièrement soutenu la réintroduction d'espèces, notamment par le biais de programmes LIFE (Godefroid et al., 2011).

Il existe un manque d'information sur les programmes de réintroduction. Ce manque est attribué à plusieurs facteurs : un mauvais suivi des animaux réintroduits, à des durées de projet insuffisantes, la réticence à faire part des échecs et à une certaine confidentialité des rapports, principalement restreints à la littérature « grise » (Sarrazin & Barbault, 1996).

Les recommandations de l'UICN en matière de réintroduction, préconisent la réalisation d'une étude de faisabilité, faisant l'objet de ce rapport en deux chapitre : le premier traitant de l'élevage *ex-situ*, le second du renforcement des populations. Compte-tenu du fait que les moyens mis en œuvre par le programme LIFE sont limités dans le temps (2010-2016), il est essentiel de soupeser et de prioriser les différentes options qui s'offrent à nous (Araujo & Ramos, 2001).

A travers l'élaboration de cette étude de faisabilité nous espérons pouvoir contribuer à éclaircir le domaine de l'élevage *ex-situ* et du renforcement de population.

Note : Selon l'UICN (1998), le terme *réintroduction* désigne l'essai d'implanter une espèce dans une zone qu'elle occupait autrefois, mais d'où elle a été éliminée ou d'où elle a disparu. Le terme *renforcement* est l'apport d'individus à une population existante de la même espèce. Dans le cadre de notre étude, nous traiterons de renforcement *stricto sensu* mais nous utiliserons les deux termes indifféremment pour parler de la même notion.

Le contexte

La moule perlière d'eau douce (*Margaritifera margaritifera*) est une espèce clé et indicatrice de la qualité de l'écosystème rivulaire. Son cycle de vie possède une phase planctonique et une phase parasitaire sur les branchies d'un poisson-hôte de type salmonidé. Ainsi, l'augmentation de la température, la présence de polluants, l'eutrophisation, même ponctuelle, l'extraction de sédiments, le piétinement des cours d'eau, etc., affectent les populations et en particulier les jeunes vivants dans le sédiment du lit des cours d'eau.

C'est une espèce inscrite aux annexes II et V de la directive « Habitats » et à l'annexe III de la convention de Berne. Elle est également protégée par la loi française (arrêté du 7 octobre 1992, décret n°99-615 du 7 juillet 1999). La liste rouge de l'UICN la classe dans la catégorie « endangered ». Elle est en effet considérée comme faisant face à un très grand risque d'extinction à l'état sauvage dans un avenir proche puisqu'une réduction d'au moins 50 % de sa population en 10 ans est notée par cet organisme international.

On estime que 90 % des moules perlières ont disparu d'Europe centrale au cours du XX^e siècle. L'espèce aurait disparu de plus de 60 % des cours d'eau français dans lesquels elle était présente au début du XX^e siècle avec des diminutions d'effectifs de plus de 90 %. Aujourd'hui, différentes études d'inventaires, notamment menées par [Cochet \(1998\)](#) et [Quéré \(1997\)](#), évaluent à moins de 100 000 le nombre d'individus présents en France, répartis sur environ 80 rivières :

- 59 dans le Massif Central et dans le Morvan
- 18 dans le Massif Armoricaïn
- 2 dans les Pyrénées ;
- 1 dans les Vosges ;
- 1 dans le Haut-Languedoc.

Sur ces 80 rivières, une petite dizaine abrite encore des populations fonctionnelles, c'est à dire avec de la reproduction et du recrutement de jeunes individus. Deux rivières, la Truyère et la Dronne (Massif Central), regroupent environ 30 % des effectifs nationaux.

Dans le Massif Armoricaïn, les populations de moules perlières sont relictuelles. Sur les 18 rivières identifiées par [Cochet \(1998\)](#) et [Quéré \(1997\)](#), par des études du CPIE des Collines normandes et par le Groupe d'étude et de recherche sur les mollusques, six principaux noyaux ont été identifiés mais ne regroupent qu'environ 2 000 individus. L'ensemble des populations de cet ancien massif est vieillissante et en danger d'extinction.

Lorsque quelques jeunes sont observés (pour deux rivières en Bretagne), ils ne sont présents qu'en quantité dérisoire et en proportion clairement insuffisante pour garantir le renouvellement de la population déjà affaiblie en terme d'effectifs.

Le programme LIFE+ « mulette »

Les diverses études en Bretagne et Basse-Normandie ont ainsi constaté la même situation d'urgence pour les populations de moules perlières : disparition progressive et vieillissement. Le fort intérêt patrimonial de l'espèce, véritable témoin du creusement des vallées du Massif Armoricaïn, ainsi que ses caractéristiques bio-indicatrices très exigeantes et ses propriétés d'espèce parapluie font de la moule perlière une espèce à préserver.

Face à ce besoin urgent, un programme LIFE+ a été confié à Bretagne Vivante, à la Fédération de pêche du Finistère et au CPIE des Collines normandes en collaboration avec le Parc naturel régional Normandie-Maine et le Syndicat intercommunal d'aménagement et d'entretien de la Sienna. La réalisation d'une station d'élevage de moules perlières est une action phare du projet afin de sauvegarder ces différents noyaux et d'avoir une meilleure compréhension, une meilleure gestion et un meilleur contrôle des populations sauvages. En protégeant la moule perlière, les rivières et toutes les autres espèces qui y vivent sont aussi protégées.

Populations du programme LIFE + :

Région	Département	Zone Natura 2000	Nom du cours d'eau	Population
Bretagne	Finistère (29)	FR5300013	Elez	500 (en 2004)
	Morbihan (56)	FR5300026	Bonne Chère	962 (en 2009)
	Côtes d'Armor (22)	FR5300007	Loc'h	180 (en 2008)
Basse-Normandie	Orne (61)	FR2500091	Rouvre	110 (en 2002)
	Orne (61)	FR2502015	Sarthon	152 (en 2006)
	Manche (50)	FR2500113	Airou	59 (en 2007)

Entre le 1^{er} septembre 2010 et le 31 août 2016, le programme permettra en parallèle d'unir, sensibiliser et accompagner les acteurs et gestionnaires des cours d'eau autour de la restauration de la qualité du milieu. En effet, c'est et si seulement si le milieu retrouve une qualité suffisante, que le renforcement des population sauvage sera envisagé avec succès.

Les demandes d'autorisation

Autorisations de manipulation d'espèce protégée

Afin de pouvoir procéder à la manipulation, au transport, à l'élevage et la réintroduction d'une espèce protégée, ici la moule perlière *Margaritifera margaritifera*, inscrite aux annexes II et V de la directive communautaire « habitat-faune-flore » et protégée à l'échelle nationale, des demandes d'autorisation de manipulation et de transport d'espèce protégée ont été soumises et obtenues auprès des DDT ou DDTM et des DREAL concernées via les formulaires Cerfa n°13616.

Précautions sanitaires

Le site de production de la Fédération de pêche du Finistère, à Brasparts, est situé en zone indemne au regard des virus SHV et NHI. Les sites de prélèvement en Basse-Normandie, l'Airou (Manche, bassin versant de la Sienne), de la Rouvre (Orne, bassin versant de l'Orne) et du Sarthon (Orne, bassin versant de la Sarthe) sont situés en zone non-indemne pour ces virus SHV et NHI.

La moule perlière d'eau douce n'est reconnue ni vectrice au regard de ces virus et aucun site de production piscicole n'est signalé par les services de l'État en amont des sites de prélèvement de glochidies en Basse-Normandie. Malgré ces éléments, des précautions sanitaires doivent être prises afin de conserver l'état indemne du site d'accueil de production de moules perlières.

La Direction départementale de protection des populations (DDPP) du Finistère a été informée du projet et, en travaillant avec l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail (ANSES) nous avons proposé un protocole technique de précautions à prendre pour la mise en culture des moules bas-normandes en Bretagne. Le dossier se trouve aujourd'hui en cours d'examen à la Direction générale de l'alimentation (DGA). L'ensemble des mesures de précautions prises sont signalées par un logo spécial (voir page suivante).

Toujours dans cette optique de précautions, une démarche de sensibilisation de l'ensemble des acteurs de la filière aquacole est en cours. Les pisciculteurs bretons, et plus particulièrement ceux qui sont proches du site de production ont pu être mis au courant de la mise en œuvre de ce programme à travers des rencontres sur site ou des contacts par téléphone ou par courriel.

Légendes des pictogrammes utilisés dans ce document



Précautions sanitaires pour les sites bas-normands



Suivi des opérations de mise en culture



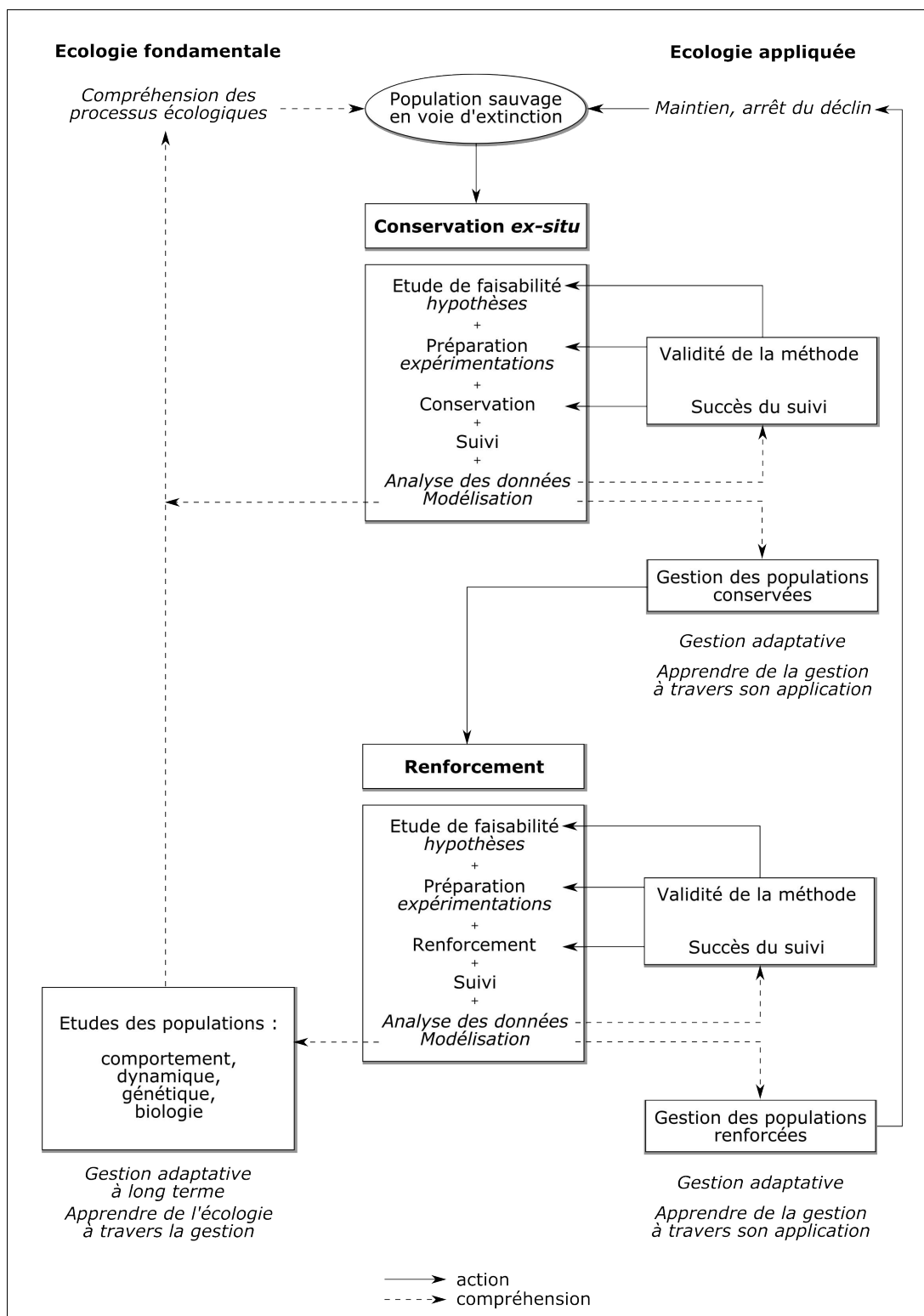
Point important



Matériel nécessaire

Note quant à l'évolution de ce document

Ce document est le fruit des réflexions de l'équipe du programme LIFE+, enrichie des rencontres, des discussions avec de nombreux professionnels de l'espèce en Europe et dans le Monde. Compte-tenu de la durée du programme, d'environ 6 années, et des échanges que nous allons poursuivre avec l'ensemble de la communauté, les différents éléments de ce rapport seront peut être amenés à évoluer. Différentes versions seront ainsi produites selon l'expérience que nous allons acquérir.



Mécanismes de contribution de la conservation *ex-situ* et du renforcement des populations pour améliorer les connaissances en matière d'écologie (d'après Sarrazin & Barbault, 1996).

1. La conservation *ex-situ*

Le programme de conservation de la moule perlière d'eau douce du Massif Armoricaïn agit pour maintenir les populations sauvages et leur diversité par la mise en place d'une structure de conservation *ex-situ*.

Il existe d'autres programmes, en cours ou achevés, qui abordent le thème de la conservation *ex-situ* de la moule perlière d'eau douce en Europe :

- LIFE Irfon Special Area of Conservation Project (LIFE08 NAT/UK/000201) ;
- LIFE Restauration des populations de moules perlières en Ardennes (LIFE05 NAT/L/000116) ;
- LIFE Freshwater Pearl Mussel and its habitats in Sweden (LIFE04 NAT/SE/000231) ;
- LIFE Conservation des habitats de la moule perlière en Belgique (LIFE02 NAT/B/008590) ;
- LIFE Large freshwater mussels Unionoidea in the border area of Bavaria, Saxonia and the Czech Republic (LIFE02 NAT/D/008458) ;
- LIFE Safeguarding Natura 2000 Rivers in the UK (LIFE99 NAT/UK/006088).

D'autres programmes hors LIFE sont en œuvre pour la moule perlière ou d'autres espèces de mollusques d'eau douce en Écosse, Irlande, Autriche, États-Unis (Freshwater Mollusk Conservation Society), etc.

D'autres encore, traitent de *Margaritifera auricularia*, la grande mulette :

- LIFE Conservación de *Margaritifera auricularia* en Aragón (LIFE04 NAT/ES/000033) ;
- LIFE Conservation of an endangered naiad *Margaritifera auricularia* in Ebro river (Catalunya) (LIFE00 NAT/E/007328).

Deux voyages d'études, au Luxembourg et au Pays de Galles, et des échanges avec les personnes mettant en œuvre ce genre de programme de conservation nous permettent d'élaborer ce protocole de récolte de matériel biologique et de sa conservation à court, moyen et long terme en *ex-situ*.

De manière générale, il est important de noter que dans la nature, les forts taux de mortalité des jeunes moules sont compensés par la grande longévité des individus, qui assurent suffisamment de cycles de reproduction, et par la libération d'un nombre très important de glochidies par les femelles (Bauer, 2001). En captivité, il est donc essentiel d'axer les objectifs vers la compensation de cette mortalité soit en prenant un très grand soin d'un nombre réduit d'individus, soit en ayant un système de culture à grande échelle (Schmidt & Vandré, 2010).

1. Repérage des moules gravides										Terrain		
J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	

À partir des mois de juin-juillet, les contrôles des moules sont effectués sur le terrain et quasiment une fois par semaine (et plus) dès lors pour en vérifier la gravidité (Scheder *et al.*, 2011).

Les moules sont légèrement entrouvertes à l'aide d'une pince (fabriquée maison) glissée dans la partie proche de son pied musculueux et en la remontant vers le haut pour avoir une meilleure vue sur les branchies de l'animal. Lorsque celles-ci sont de couleur crème, blanchâtre, c'est que l'animal a des branchies modifiées qui abritent les glochidies, c'est donc une femelle à marquer et suivre pour pouvoir la repérer les fois suivantes (la colle d'une étiquette plastique à la glu est, pour le moment, l'option retenue). Cette moule marquée est donc une femelle, les autres moules contrôlées étant soit des mâles, soit des femelles ne participant pas à la reproduction.



Ne pas ouvrir les valves de plus de 0,5-0,75 cm !

Pour vérifier la maturité des glochidies, plusieurs techniques existent :

- la moule est placée et laissée dans un petit tupperware jusqu'à ce qu'elle reprenne son activité respiratoire. À ce moment, elle expulse quelques larves (qui mesurent environ 0,04 mm) qui sont prélevées à l'aide d'une pipette. Un
- un prélèvement au sein de l'amas de glochidie est effectué à l'aide d'une petite seringue.
- gratter légèrement les branchies modifiées permet aussi de récupérer quelques larves.

Le petit échantillon est alors examiné sous une loupe binoculaire suffisamment puissante (ou microscope) pour vérifier l'état des larves et leur mobilité.

Une larve immobile encore entourée de la poche protectrice (l'œuf) n'est pas prête à être mise en contact avec les poissons. Une larve, absente de coque protectrice, mobile et dont les valves claquent, annonce le début de la phase d'enkystement. Pour vérifier qu'une larve est prête à être mise en contact avec un poisson-hôte, il est aussi possible de la placer dans une solution salée.

Scheder *et al.* (2011) et Lange *et al.* (2008) indiquent que 450 °C-jours sont nécessaires en rivière entre la première phase (celle de la fécondation) et la dernière phase (celle des larves matures). Il faut toutefois pondérer ces données avec les facteurs environnementaux externes non maîtrisés. En effet, Scheder *et al.* (2011) traitent de 3 années consécutives avec des évolutions de températures différentes, l'une dite « moyenne » à 428 °C-jours, l'autre dite « faible » à 530 °C-jours et la dernière dite « haute » à 353 °C-jours. Des sondes de mesures de température à des pas de temps rapprochés vont être posées dans les cours d'eau afin de nous aiguiller sur les période de maturité.



Consigner l'état de maturité des larves en fonction de la date et de la température de l'eau (ou autres facteurs extérieurs connus)



Matériel pour la prospection : aquascope + waders ou combinaison + masque

Matériel pour le contrôle : pince (à fabriquer), mode de marquage des moules (étiquettes à coller sur les coquilles par exemple), pipette, tupperware, loupe binoculaire ou microscope de terrain

Matériel pour la mesure de température : sonde de température, navette de transport de données ou base optique USB (Prosensor©)

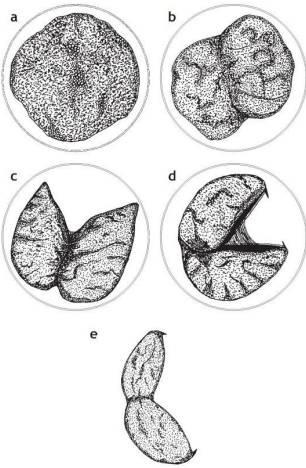
Fichier de saisie de données



Les pinces servant à vérifier les branchies au Luxembourg



Marquage des mulettes avec des étiquettes Hallprint© collées à la Super glu 3©



Les différents stades de maturité des glochidies (Scheider *et al.* 2011) :

- a) stade 1 : pas de différenciation évidente, amas de cellules (4 jours)
- b) stade 2 : premières modifications de la morphologie de la glochidie (16 jours)
- c) stade 3 : différenciation de la coquille et des deux valves (23 jours)
- d) stade 4 : valves bien différenciées, premiers mouvements de claquement (28 jours)
- e) stade 5 : la glochidie s'est libérée de la gangue protectrice de l'œuf, claquement des valves (30 jours)

Les indications d'âge sont donnés pour une température moyenne de 14,3 °C au mois d'août



Vérification de l'état des branchies d'une mulette

2. Émission des larves										Terrain		
J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	

Lorsqu'une moule sera examinée avec des glochidies matures, le signal sera donné d'avertir la Fédération de pêche du Finistère et Bretagne Vivante (en Bretagne) ou le CPIE des Collines normandes (en Basse-Normandie). Il faut aller vite lors de cette étape car sur le terrain, les moules expulsent simultanément toutes leurs larves sur une période de 1 à 2 jours.

Une fois la Fédération de pêche du Finistère sur place, environ une dizaine de mulettes femelles, préalablement repérées, sont placées dans un seau en bordure du cours d'eau. La diminution de la teneur en oxygène de l'eau du seau (souvent liée à l'augmentation de la température) aura pour conséquence d'augmenter l'activité respiratoire des individus et d'expulser les glochidies sous forme d'amas blanchâtres.

À ce moment, la solution de glochidies, conservée à température du cours d'eau peut se conserver jusqu'à 24 h, le temps d'effectuer le transport en Finistère.

Après l'expulsion des larves (visibles sous la forme d'amas blanchâtres), les moules sont remises à leur place et la solution de glochidie transportée à la pisciculture dans un seau oxygéné et tempéré.

Si des femelles gravides ne sont pas détectées et que la raison suspectée en est le morcellement de la population, il faudrait envisager de collecter les individus afin de les regrouper en habitat favorable. Une densité de 12 moules par mètre carré semblerait être suffisante pour assurer la reproduction (McIvor & Aldridge, 2008).

Hastie & Young (2003) observent qu'il y a environ 3 000-3 600 °C-jours entre deux dates d'expulsion de glochidies, d'une année à l'autre, avec des dates un peu plus précoces les années chaudes.



En Basse-Normandie : de la même manière, une dizaine de mulettes femelles seront mises de côté mais dans un bac contenant de l'eau indemne (ou de l'eau embouteillée), apportée dans une cuve d'environ 400 L par un véhicule de la Fédération de pêche.

C'est ici l'eau contenue au sein même de la mulette (moins de 1 cm³) qui est susceptible de poser des problèmes sanitaires. En sachant qu'une mulette a une capacité de filtration d'environ 50 L par heure, une dizaine d'individus peuvent donc filtrer 125 L en 15 min. Il sera donc effectué 3 rinçages successifs d'une durée de 15 min avec 125 L d'eau provenant du site indemne (ou de l'eau embouteillée).

Il sera aussi prévu de disposer de blocs de glace sur le lieu de prélèvement afin d'acclimater l'eau amenée sur place à la même température que celle du cours d'eau où vivent les mulettes pour ne pas provoquer l'expulsion des glochidies dans les bacs de rinçage.

Le dernier rinçage, toujours avec de l'eau indemne, sera celui qui produira un léger choc thermique afin d'augmenter l'activité respiratoire des animaux, libérant ainsi les larves. Il est ensuite prévu de rapporter à la pisciculture la solution de glochidies dans un bac oxygéné et tempéré.



prélèvement d'un échantillon défini de la solution de glochidies pour en déterminer la concentration (connaître précisément le volume d'eau du seau). L'échantillon sera ensuite traité au Lugol (solution d'iodure de potassium iodé, colorant et anesthésiant) afin de compter les larves à la cellule de Mallassez

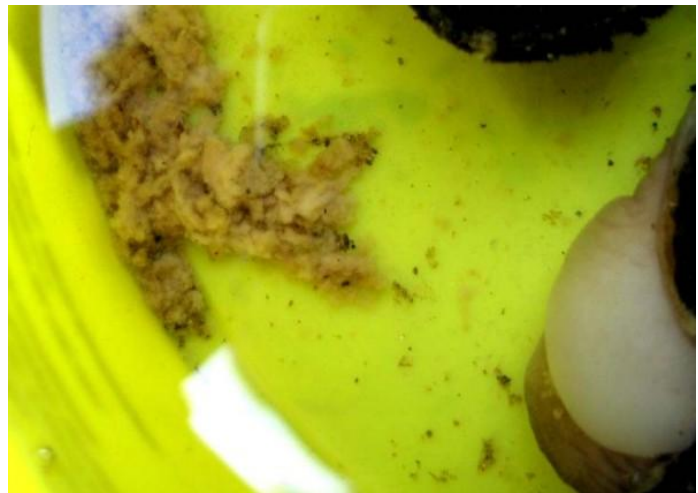
conserver un échantillon de glochidie et un échantillon du tissu de la moule mère pour futures analyses génétiques



Matériel : aquascope, seau, glaçons/pains de glace, glacière, alcool 90°, flacons de conservation (tubes Eppendorf®), microscope, flacons d'échantillonnage de la solution de glochidie



Légère ouverture des valves d'une moule perlière et contrôle d'un échantillon pour déterminer la maturité des glochidies (Scheder & Gumpinger, 2008).



Mise en seau des moules gravides matures et expulsion des glochidies après réchauffement de l'eau (Scheder & Gumpinger, 2008).

3. Transport et mise en contact**Salle d'insémination**

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---

Afin de conserver les particularités génétiques de chaque population de mulettes, la Fédération de pêche du Finistère a prévu d'effectuer 6 voyages distincts chaque année pour récupérer les glochidies. À noter que la Fédération de pêche du Finistère dispose d'un agrément de transport et effectuera les déplacements avec ses propres véhicules.

Le voyage, d'une durée de 4 à 5 heures maximum pour les sites normands les plus éloignés, se fait du site de prélèvement vers la pisciculture.

Les poissons-hôtes, des jeunes saumons atlantiques ou des truites farios de l'année, seront préalablement élevés à la pisciculture du Finistère. Il sera préparé six lots distincts de 4 000 poissons. La solution de larves sera mise en contact avec un lot de poisson. Chaque voyage effectué donnera au total 6 lots distincts de poissons-hôtes porteurs de larves de mulettes.

Pour l'année 2011, la Fédération de pêche du Finistère va disposer de 24 000 poissons. Pour en récolter les jeunes mulettes, les souches de glochidies bas-normandes seront mises en contact avec 3 lots de 4 000 jeunes saumons Atlantique 0+, les souches bretonnes avec 3 lots de 4 000 jeunes truites fario.

Les 12 000 saumons Atlantique qui servent à cette étape sont ceux qui sont élevés à la pisciculture pour le soutien d'effectif des saumons de l'Aulne. Ils seront donc ensuite ré-utilisés pour leur but premier. Les 12 000 truites farios sont issues de l'AAPPMA de Huelgoat. C'est à l'origine une souche élaborée par la PEIMA (Pisciculture Expérimentale INRA des Monts d'Arrée) du Drennec avec 5 souches de truites farios domestiques et sauvages de différentes régions de France.

Une exception pour le cours d'eau de l'Elez : environ 1 000 truitelles par an seront infestées puis directement relâchés dans le cours d'eau après la mise en contact (voir renforcement des population). Cette souche de truite fario va être élevée par la Fédération de pêche du Finistère à partir de truites du bas de l'Elez et feront l'objet d'un suivi génétique pour éviter toute dérive.



La quantité d'eau dans les bacs contenant les larves de mulettes étant suffisante, la température étant régulée ainsi que leur oxygénation garantie, aucun rinçage n'aura lieu durant le voyage.

Une fois arrivé à destination, à Brasparts, le véhicule et les outils ayant servi au transport des larves seront traités au Désogermes à 1 % pendant 30 minutes.

Les glochidies bas-normandes arrivant à la pisciculture font l'objet de manipulations particulières (voir étape suivante).



Prélèvement de 5 poissons par souche pour comptage des glochidies après la mise en contact



Matériel : Désogermes, microscope, loupe binoculaire, système d'oxygénation et de maintien de température des bacs contenant les glochidies



Le site du Favot à Brasparts où se situent les installations qui accueillent l'élevage de mulettes



Le camion de la Fédération de pêche du Finistère et les bacs de transports utilisés

VUE NORD OUEST



Vues d'artiste du nouveau bâtiment d'élevage des mulettes

VUE SUD EST



4. Mise en quarantaine**Salle d'insémination**

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---



Afin d'éviter tout risque de transmission de maladies (notamment NHI et SHV) des zones non indemnes normandes vers le site du Favot, une cellule de quarantaine (selon les dispositions de la décision 2008/946/CE du 12 décembre 2008) a été prévue sur la structure d'élevage de moules perlières. Dans la mesure où la moule perlière n'est reconnue, ni sensible, ni vectrice, la quarantaine a pour but de pouvoir isoler tout le circuit d'eau en contact avec les glochidies bas-normandes potentiellement porteuses de maladies, du reste du site et du cours d'eau.

Une fois les glochidies bas-normandes mises en contact avec les poissons hôtes l'intégralité de la masse d'eau utilisée sera stockée dans un bassin de rétention. Cette zone aura pour rôle de décanter les matières en suspension qui pourront ensuite être épandues ou incinérées (voir ci-dessous). Puis, cette eau sera traitée dans son intégralité à l'aide d'un ozonateur évitant ainsi tout risque de contamination en aval du site.

La concentration maximale d'ozone nécessaire pour inactiver les virus SHV et NHI est de 0,8 mg/L. Cette concentration permet l'inactivation de ces virus en moins de 30 secondes. Comme préconisé par l'ANSES, nous allons prévoir une concentration de 0,2 mg/L/min en sachant que les doses recommandées sont de 0,1 mg/L en 2,5 min. Un traitement UV, garantie supplémentaire pour un système entièrement sécurisé, sera aussi installé. Le rayonnement recommandé pour inactiver les virus SHV et NHI par les UV est de 50 mWs/cm² (à 254 nm), pour une eau dépourvue de matières en suspension.

Analyses virologiques et sérologiques

Un contrôle vétérinaire régulier aura lieu afin de vérifier le respect de ces précautions d'usage et de s'assurer de la non prolifération de quelque maladie que ce soit. Afin de détecter plus efficacement la présence de particules virales, des truites arc-en-ciel sentinelles seront placées dans un vivier inox situé dans la bêche tampon du circuit fermé, à raison de 100 truites d'un poids moyen entre 10 et 50 g. Les tissus de ces poissons seront analysés par l'ANSES (virologie sur 30 poissons après 40 jours et sérologie sur 60 autres poissons). Une fois la période fixée à 60 jours écoulée un avis vétérinaire permettra ou non de lever l'isolement de cette zone.

Mesures prophylactiques

Les procédures de gestion du personnel et du matériel envisagées sont les suivantes : présence d'un sas à l'entrée de la zone de quarantaine, pédiluve en entrée et en sortie de sas, double tenue pour les personnels et visiteurs amenés à entrer dans la zone. La procédure consiste à passer dans le pédiluve avec une tenue extérieure, puis à se chauffer avec des bottes dédiées à une utilisation uniquement en zone de quarantaine (ainsi que salopette de ciré pour le personnel de la pisciculture) et à passer dans le pédiluve de sortie pour pouvoir accéder à la zone. La même procédure en sens inverse est appliquée à la sortie de la zone. Le matériel utilisé dans la zone de quarantaine est marqué et stocké dans une bassine additionnée de désinfectant en respectant les concentrations d'usage et ne sort pas de la zone, sauf pour la sortie des poissons après avoir obtenus des tests virologiques et sérologiques négatifs sur les poissons sentinelles.

La méthode de désinfection de la salle d'insémination à la fin de la quarantaine consistera en un nettoyage des surfaces exposées à l'eau d'élevage et du matériel au nettoyeur haute pression (130 bars) puis une désinfection avec un produit homologué CE en respectant les concentrations d'usage.

Traitement des animaux morts

Les animaux morts lors de la période de quarantaine seront stockés dans un congélateur spécialement dédié à cet effet, présent dans la salle de quarantaine. Ils seront ensuite stockés dans un bac d'équarrissage réservé aux produits de catégorie 2 (destinés à l'incinération). De même, si un contrôle positif advenait (sérologie et virologie), l'ensemble du cheptel présent dans la quarantaine serait immédiatement euthanasié et suivrait le même parcours.

Traitement des matières en suspension

L'incinération des matières en suspensions issues du bassin de rétention serait une méthode convenable, dans la mesure où les poissons sentinelles se seraient révélés positifs aux contrôles de dépistage de MRLC. Dans le cas d'un dépistage négatif, les boues seraient épandues sur les terrains appartenant à la FDAAPPMA 29 adjacents à la structure. Ces rejets représenteront une masse n'excédant pas les 30 kg de matière sèche à la fin de la période de quarantaine. Ils seront facilement récupérables en abaissant le niveau du décanteur au minimum et en pompant le mélange eau et boues. Aucune vidange basse n'est prévue sur ledit bassin afin d'éliminer les risques de fuite accidentelle des eaux de rejets dans le milieu naturel sans traitement préalable.

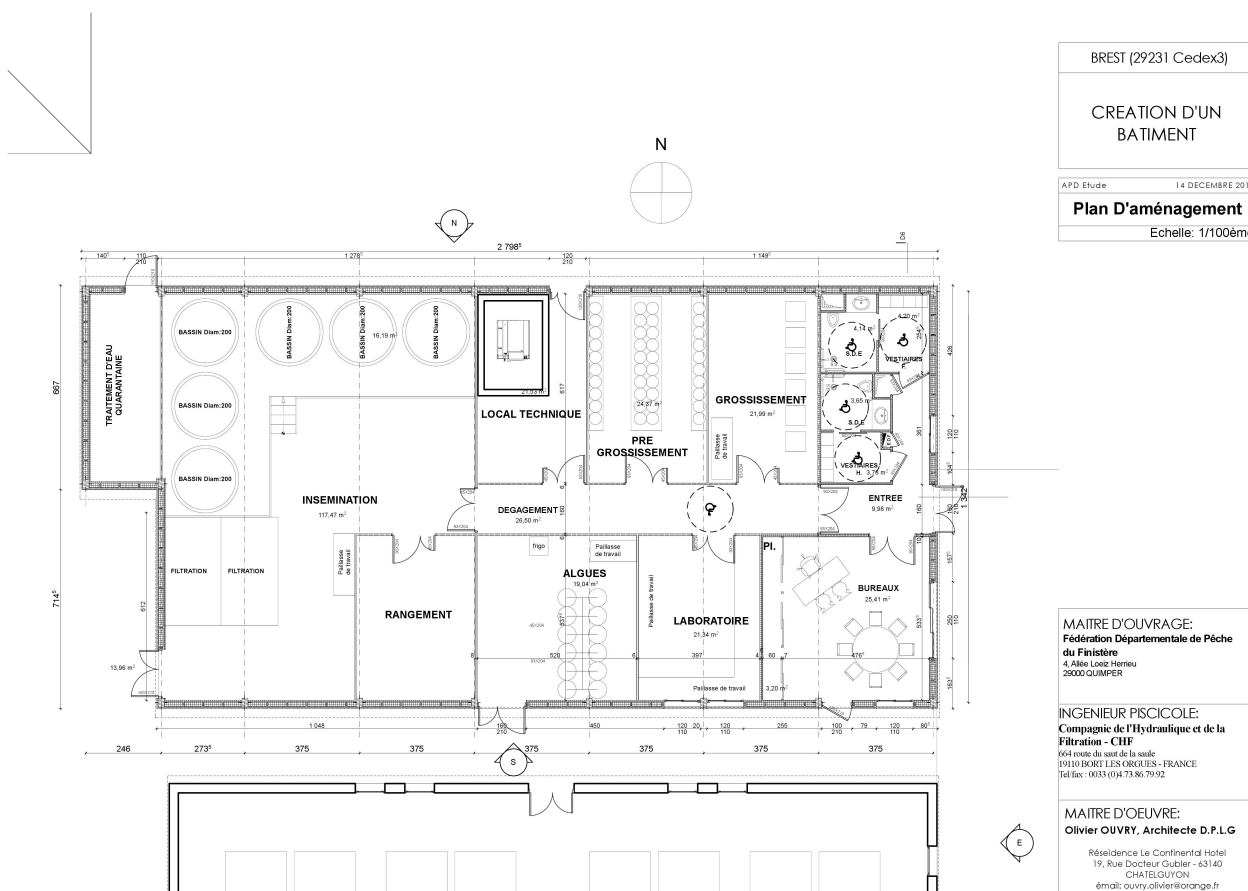


Analyse sérologique (ANSES et vétérinaire) sur 30 poissons par souche au bout de 30 jours de quarantaine

Comptage des morts ou prélèvement de 5 poissons par souche et par mois pour comptage des larves et contrôle des branchies des poissons morts au cours de cette période



Matériel : sonde red-ox fixe ou portable pour les analyses d'eau en sortie d'ozoneur, filtre UV, matériel de comptage des larves affecté à la zone de quarantaine



5. Stabulation des poissons**Extérieur**

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---

Les 6 lots de poissons, déclarés sains à l'issue de la période de quarantaine, seront placés 2 mois en bassins extérieurs en circuit ouvert en élevage classique afin d'obtenir la maturation des larves de mulettes.



Comptage des morts ou prélèvement de 5 poissons par souche et par mois pour comptage des larves

6. Récolte des jeunes mulettes**Salle d'insémination**

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---

Lors de la phase d'exkystement (janvier, février), les poissons seront replacés en intérieur dans les 6 bassins cylindriques distincts de 3 m², surélevés, dont la température sera maîtrisée, afin de simuler la remontée de température printanière pour que les larves de mulettes se détachent des branchies des poissons. La durée de la phase parasitaire de la moule est évaluée entre 1 300 et 1 600 °C-jours, soit environ 84 jours (Hruška, 1998 ; Lange *et al.*, 2008 ; Schmidt & Vandré, 2010).

Durant cette phase qui dure environ 3 semaines, les poissons ne sont pas nourris et des filtres à la sortie des bassins, permettent de récolter quotidiennement les jeunes mulettes. La température est augmentée de 1 °C tous les deux jours environ jusqu'à atteindre 16-17 °C. Lange *et al.* (2008) estiment que la température seuil pour la libération des larves enkystées est de 15 °C. Cette phase d'expulsion dure environ 3 semaines ; les larves sont d'abord exkystées progressivement puis un bref pic est observé où la majorité se détache des branchies.

Initialement, nous avons prévu d'infester 10 000 poissons par souche de mulette mais il semble d'après Frankie Thielen (LIFE au Luxembourg), que cela soit beaucoup trop élevé car le nombre de mulettes récoltées sera si important qu'il y a des risques que nous n'arrivions pas à nous en occuper correctement. Nous avons donc préféré diminuer la quantité de poissons-hôtes utilisés à 4 000 afin de mieux prendre soin des mulettes qui seront récoltées.



Il vaut mieux préférer la qualité plutôt que la quantité !

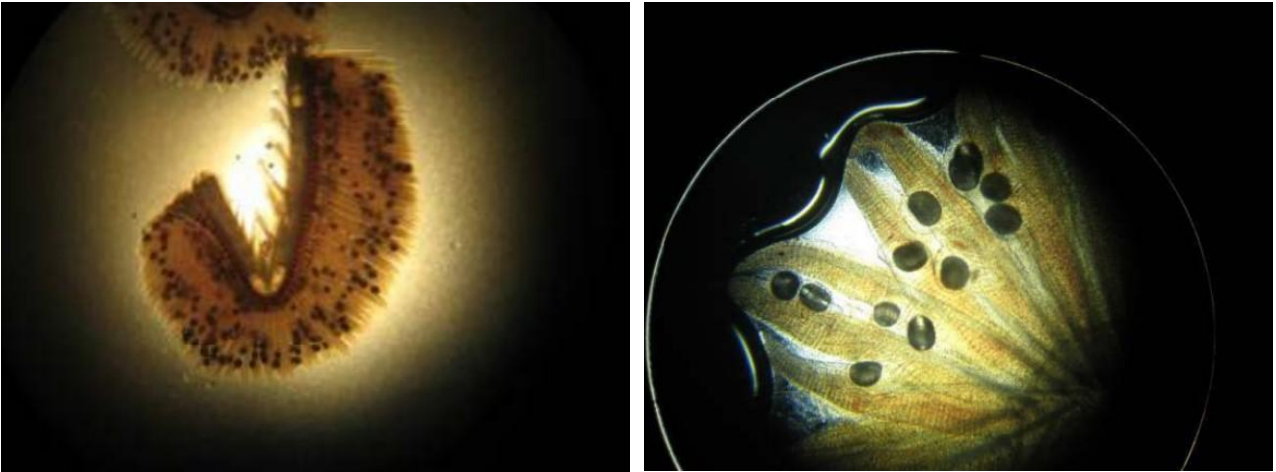
À la sortie du bac se trouve un tamis de 100 µm. Lorsque l'exkystement débute, le tamis est nettoyé tous les jours et la récolte est filtrée dans des petits filtres artémia (type aquarium) de différent maillage. Les larves récoltées mesurent alors environ 0,4 mm (Lange *et al.*, 2008).



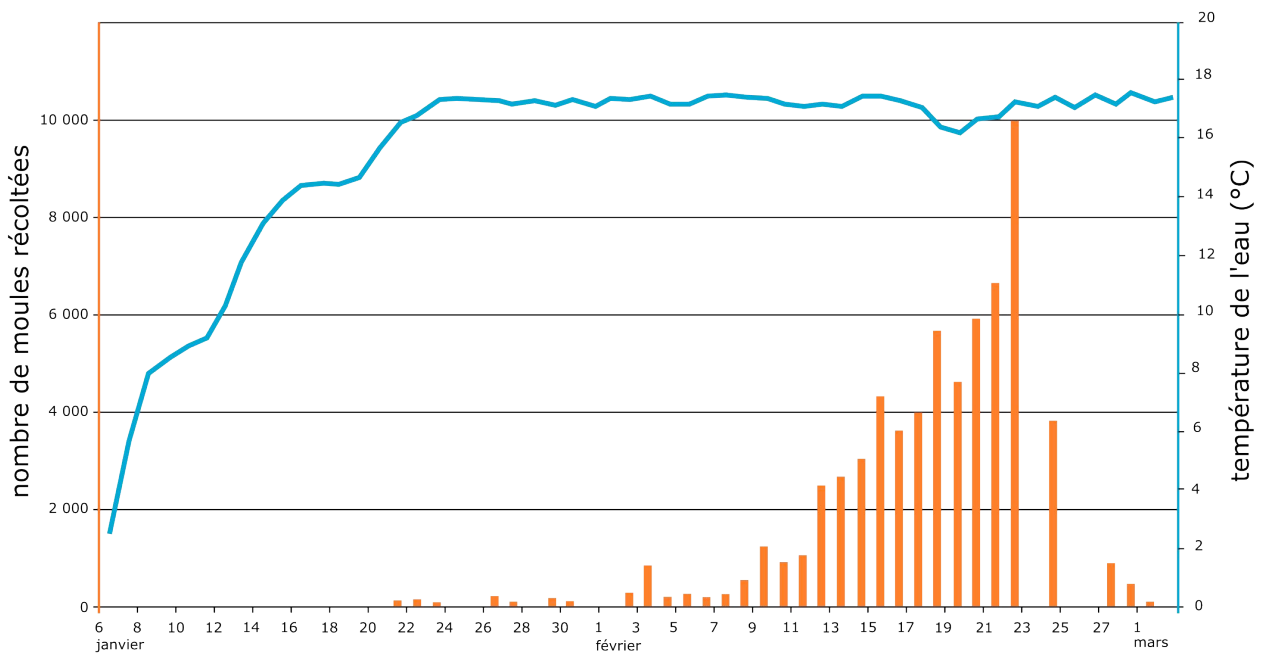
Échantillonnage journalier des mulettes récoltées par souche pour en estimer la totalité exkystée lors de cette phase



Matériel : tamis de 100 µm, gestion progressive de la température



Vues des glochidies sur les branchies de poissons hôtes (truite fario ou saumon Atlantique) (Miles & Sweeting, 2008).



Évolution de la température et du nombre de moules récoltées au Luxembourg (Eybe & Thielen, 2010).

7. Élevage *ex-situ*

J F M A M J J A S O N D

Afin de conserver les particularités génétiques des six populations de moules du projet, considérées comme des unités évolutives particulières, chacune d'entre elle sera exkystée et cultivée séparément des autres.

Une zone de production d'algues sera prévue pour subvenir aux besoins nutritifs de la moule perlière.

Ce sont les premiers mois qui suivent l'exkystement qui sont les plus problématiques, c'est à dire jusqu'à ce que la moule atteigne une taille d'environ 2 mm (environ après 1 an, mais cela dépend de la méthode utilisée et de la nourriture apportée). Quoiqu'il en soit, toutes les méthodes testées obtiennent des taux de survie supérieurs que ceux observés dans la nature. La température du circuit utilisé varie entre 17 et 22 °C au maximum.

Alimentation (salle d'algues)

L'alimentation des moules est un point très important et l'optimum vers lequel nous allons essayer de tendre : 1-2 nL/mL ou 30 000 cellules/mL (Mair *et al.*, 2009). Il est possible de mesurer cette quantité à l'aide d'un cytomètre ou d'un microscope performant.

Le système a été élaboré grâce à une formation de Pierrick Dury et François Castineiras à la culture de micro-algues au centre du CEMPAMA à Beg Meil et à l'aide de Benoist Degonne, bénévole à Bretagne Vivante. Ce dernier a effectué des prélèvements de micro-algues dans les cours d'eau où vivent les moules en Bretagne. Ces prélèvements ont pour but d'identifier des principales espèces de micro-algues vivant dans les rivières et supposées à la base du régime alimentaire de la moule. Trois espèces sont isolées et mises en culture :

- une chlorophycée ou « algue verte »
- une cyanophycée ou « algue bleue »
- une bacillariophycée ou diatomée

Les micro-algues utilisées au Luxembourg et aux États-Unis sont les suivantes :

- *Ettlia oleoabundans* (ou *Neochloris oleoabundans*, chlorophycée)
- *Bracteacoccus grandis* (chlorophycée, 85 µm de diamètre)
- *Oocystis polymorpha* (chlorophycée, 50-70 µm)
- *Phaeodactylum tricornutum* (diatomée marine)
- Shell fish diet 1 800 (mélange de micro-algues marines : *Isochrysis* 30 %, *Pavlova* 20 %, *Tetraselmis* 20 %, *Thalassiosira weissflogii* 30 %)
- Nano 3 600 (micro-algue marine : *Nannochloropsis*)

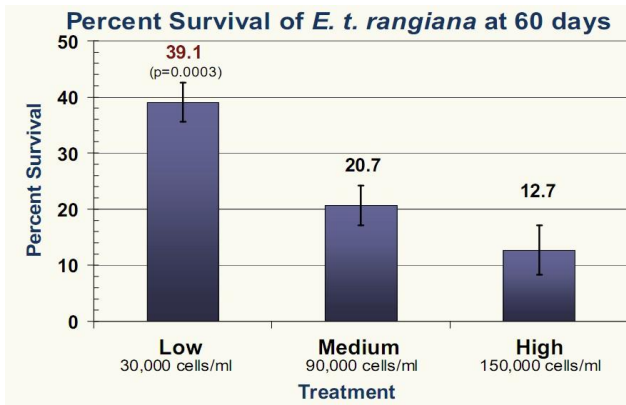
Les algues disparaissent très rapidement dans le milieu : il faut effectuer des versements réguliers en situant un optimum d'environ 30 000 cellules/mL en permanence ou 1-2 nL/mL.



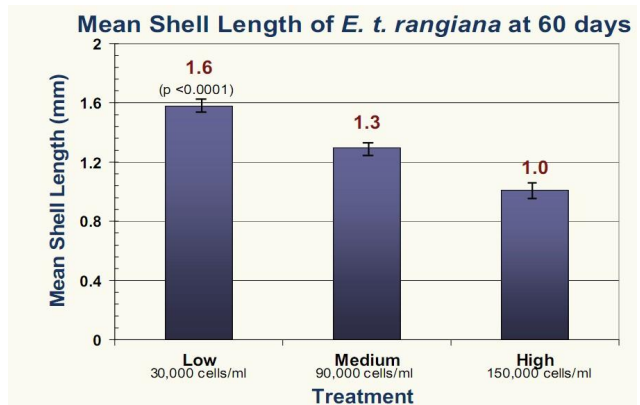
Recherche des espèces et de la concentration des micro-algues dans le milieu
Mise en culture et maintien des souches



Matériel : microscope, salle d'algues, autoclave, verrerie



One-way ANOVA- JMP® 5.1(SAS Institute) statistical software



One-way ANOVA- JMP® 5.1(SAS Institute) statistical software

Taux de survie et longueur moyenne à 60 jours de l'épioblasme ventru (*Epioblasma torulosa rangiana*) espèce d'Unionidé d'Amérique du Nord en voie de disparition (Mair *et al.*, 2009). Son cycle de vie est mal connu mais ses exigences écologiques semblent se rapprocher de la moule.



Au Luxembourg, les expériences d'élevage de la moule perlière d'eau douce en captivité montrent des résultats différents selon la nutrition (de gauche à droite et de haut en bas : micro-algues marines, résidus de décomposition en prairie humide, vers broyés (Chironomidae), détritus de prairie humide) (Eybe *et al.*, 2009).

Année n (salle de pré-grossissement)

Chacun des paniers mis en œuvre par [Barnhart \(2006\)](#), contient 7 chambres. Chaque chambre contient environ 2 000 moules d'eau douce (espèces différentes de la nôtre) et sont conservées entre 0 et 12 mois. Le taux de croissance est de 4,5 à 12,5 μm par jour à 22°C.

Le modèle que nous allons élaborer sera effectué sur le même modèle, à partir de deux seaux emboîtés l'un dans l'autre pour un volume total de 20 L. Pour la première année de croissance, nous allons utiliser 10 « paniers de culture » par souche (voire 20). Chaque panier contiendra 4 chambres de 80 mm de diamètre réalisées sur place à l'aide de manchons PVC. Le nombre de mulette par chambre dépendra de la récolte. La qualité de vie des mulettes sera un point primordial qui nous amènera peut être à ne placer « que » environ 1 000 mulettes par chambre.



Il vaut mieux préférer la qualité plutôt que la quantité ! Cette formule est aussi valable pour cette étape !

La circulation d'eau dans ce système se fera grâce à une arrivée d'air dans un tube au centre du panier. La remontée des bulles d'air dans le tube va créer un mouvement de l'eau du bas vers le haut du seau (airlift).

L'eau des paniers sera changée tous les jours afin d'éviter tout colmatage du système. Le système de nutrition à ce stade sera, lui aussi, journalier.

L'obscurité pourrait être favorable pour les stades les plus jeunes jusqu'à 2 ans.



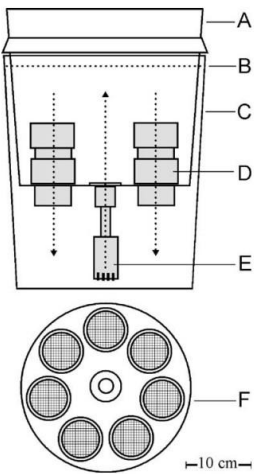
Tri des mulettes mortes : une fois par semaine

Nettoyage des paniers et des chambres : une fois par semaine intégralement mais vidés tous les jours

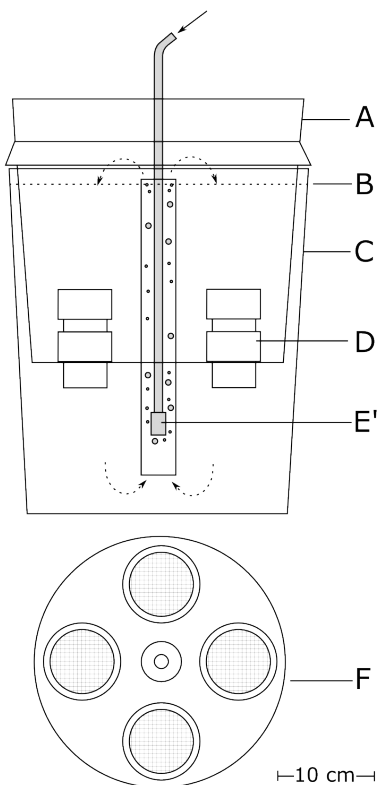
Comptage des mulettes : 1 chambre de chaque panier une fois par semaine sur la base d'un échantillonnage



Matériel : 60 paniers de culture (voire 120), 240 chambres (voire 280), maille de 150 μm , système de nutrition



Les paniers de culture développés par Chris Barnhart aux États-Unis (A : seau du haut ; B : niveau d'eau ; C : seau du bas ; D : chambre de culture composée de deux filtres emboîtés ; E : pompe attachée au seau du haut ; F : vue du dessus montrant la position des chambres et celle de la pompe) (Barnhart, 2006).



Les paniers de culture adaptés par la Fédération de pêche du Finistère (A : seau du haut ; B : niveau d'eau ; C : seau du bas ; D : chambre de culture composée de deux filtres emboîtés ; E' : arrivée d'air jusqu'au fond du seau créant une aspiration de l'eau avec la remontée des bulles (airlift) ; F : vue du dessus montrant la position des chambres et celle de l'arrivée d'air).

Année n+1 (salle de pré-grossissement ou grossissement)

Il est ensuite prévu de transférer les mulettes dans des armoires californiennes (ou incubateurs verticaux) chacune constituée de 8 tiroirs. Une armoire sera utilisée par souche, en se réservant la possibilité d'en utiliser des supplémentaires en cas de besoin.

Ces armoires californiennes sont utilisées de manière régulière et avec succès par l'équipe de la Fédération de pêche du Finistère (et dans la majorité des éclosiers de salmonidés) pour faire éclore les œufs de saumons et de truites.

La méthode des armoires californiennes n'ayant jamais été utilisée sur les mulettes perlières, la place et le matériel sont réservés au cas où il serait envisagé de poursuivre la culture dans les paniers de culture au cours de l'année n+1. En effet, si cette option est retenue, l'accueil de la deuxième cohorte en 2011 nécessitera la construction de nouveaux paniers.



Tri des mulettes mortes : une fois tous les 15 jours mais à déterminer avec l'expérience

Nettoyage des tiroirs : une fois par semaine

Comptage des mulettes : dans 1 tiroir de chaque incubateur une fois par semaine par échantillonnage



Matériel : 6 armoires californiennes tamis 500 µm, goutte à goutte de renouvellement d'eau et d'alimentation

et/ou : 60 paniers de culture et 240 chambres



Armoire californienne ou incubateur vertical

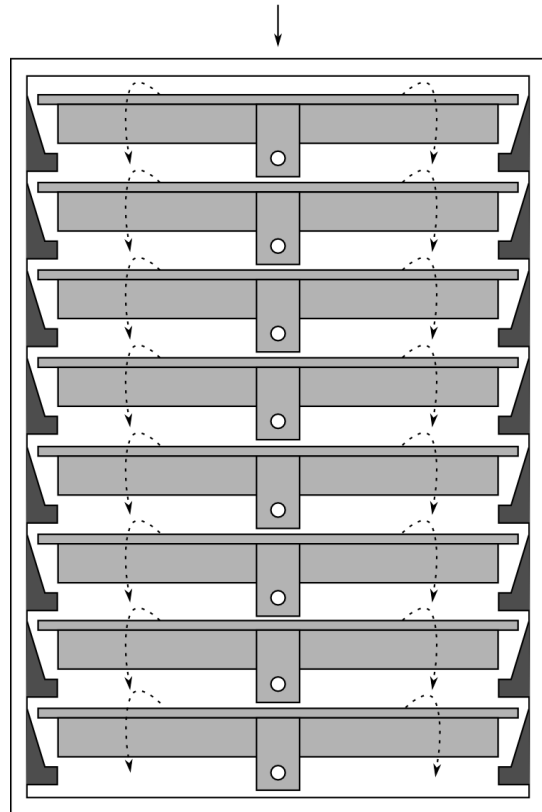
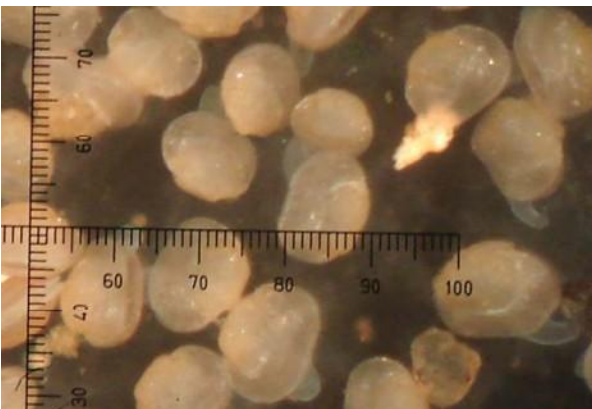
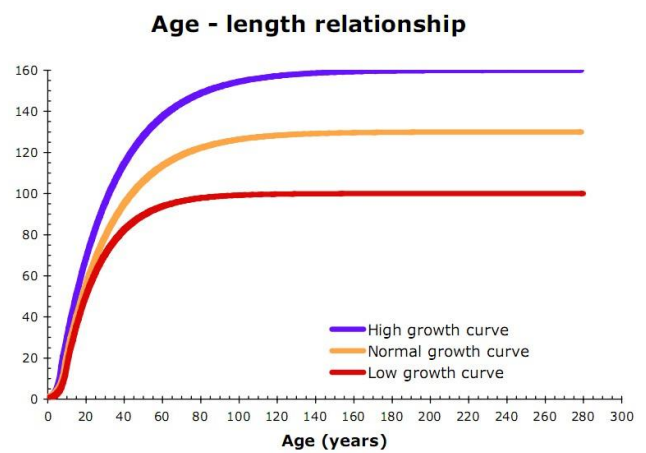


Schéma de la circulation d'eau



Prise de vue de la mesure des mulettes sous une loupe binoculaire (Miles & Sweeting, 2008)



Relation taille-âge indicative pour des moules perlières en Suède (Dunca *et al.*, 2011)

Année n+2

Il convient de se donner le temps de la réflexion pour envisager la suite des systèmes *ex-situ* mais aussi ceux *in-situ* (voir chapitre suivant) Les rapides retours d'expérience que nous aurons de nos propres installations nous permettront de mieux nous orienter à partir du printemps 2012.

Prévision du système utilisé :

Année	Système de la cohorte 0+	Système de la cohorte 1+	Système de la cohorte 2+	Système de la cohorte 3+	Système de la cohorte 4+	Système de la cohorte 5+
n	paniers de culture					
n+1	paniers de culture	armoie californienne				
n+2	paniers de culture	armoie californienne	armoie californienne			
n+3	paniers de culture	armoie californienne	armoie californienne	?		
n+4	paniers de culture	armoie californienne	armoie californienne	?	?	
n+5	paniers de culture	armoie californienne	armoie californienne	?	?	?

Prévision « idéale » du nombre de mulettes par souche (2 000 mulettes/chambre, 7 chambres/panier et 10 paniers/souche) :

Année	Système de la cohorte 0+	Système de la cohorte 1+	Système de la cohorte 2+	Système de la cohorte 3+	Système de la cohorte 4+	Système de la cohorte 5+
n	140 000					
n+1	140 000	70 000				
n+2	140 000	70 000	35 000			
n+3	140 000	70 000	35 000	17 500		
n+4	140 000	70 000	35 000	17 500	8 750	
n+5	140 000	70 000	35 000	17 500	8 750	4 370

Prévision « confort » du nombre de mulettes par souche (1 000 mulettes/chambre, 4 chambres/panier et 10 à 20 paniers/souche) :

Année	Système de la cohorte 0+	Système de la cohorte 1+	Système de la cohorte 2+	Système de la cohorte 3+	Système de la cohorte 4+	Système de la cohorte 5+
n	40 000-80 000					
n+1	40 000-80 000	20 000-40 000				
n+2	40 000-80 000	20 000-40 000	10 000-20 000			
n+3	40 000-80 000	20 000-40 000	10 000-20 000	5 000-10 000		
n+4	40 000-80 000	20 000-40 000	10 000-20 000	5 000-10 000	2 500-5 000	
n+5	40 000-80 000	20 000-40 000	10 000-20 000	5 000-10 000	2 500-5 000	1 250-2 500

Il convient de prendre des précautions sur les estimations de production puisque nous nous basons sur un taux de survie de 50 % chaque année. Dans la nature, on estime que la mortalité des jeunes mulettes entre 3 et 6 ans est de 95 %, ce qui correspond à un taux de survie de 40 à 60 % chaque année (Young & Williams, 1984). Les systèmes de mise en culture des moules perlières d'eau douce restant expérimentaux, nous ne sommes pas en mesure de garantir la conformité de ces prévisions.

2. Le renforcement des populations sauvages

Dans le cadre du programme LIFE de conservation, le renforcement des populations sauvages de moules se doit d'être l'anticipation d'une recolonisation spontanée. Le succès des actions concrètes de restauration de la qualité du milieu, actions hors LIFE mais accompagnées par celui-ci, menées par de nombreux partenaires, est la condition de la réussite de cette opération. Il ne sera question de procéder à du renforcement que lorsque l'habitat sera d'assez bonne qualité pour accueillir les moules perlières issus de l'étape de conservation *ex-situ*. En effet, le renforcement doit permettre d'accélérer un processus qui se serait produit, mais très lentement (Chatain & Choisy, 1990).

Par précaution, le renforcement se fera uniquement à partir d'individus issus du même cours d'eau. À l'issue des analyses génétiques que le professeur Jürgen Geist va effectuer en mai 2011 nous serons en mesure d'en savoir plus sur l'état de consanguinité éventuel des populations et d'adapter notre protocole de renforcement.

Éléments de qualité d'habitat (voir le document « Protocole d'échantillonnage »)

Les moules perlières sont très sensibles à la qualité de l'eau et des sédiments. Elles préfèrent ainsi les eaux fraîches ne dépassant pas 13-14 °C et pauvres en nutriments. C'est donc une excellente indicatrice de la qualité des cours d'eau d'autant plus que le sédiment dans lequel elle vit complètement enfouie durant sa jeunesse, doit aussi être d'une qualité irréprochable, suffisamment oxygéné pour permettre les échanges avec la surface.

Hormis une exception en Irlande, toutes les rivières abritant la moule perlière coulent sur des roches siliceuses (nos granites). La variété des habitats occupés est grande tant qu'un peu de sédiments meuble peuvent la retenir : rivières à fond sableux, gorges boisées, blocs rocheux, etc. Elle vit en effet à moitié enfouie dans le lit des rivières filtrant jusqu'à 50 L d'eau par jour. Le courant doit être suffisant (entre 0,25 et 0,75 m/s) et la profondeur du cours d'eau comprise entre 0,5 et 2 m. La présence de saumon atlantique ou de truite fario est indispensable au bon déroulement du cycle de vie de la moule perlière, les branchies du poisson-hôte étant un passage obligé pour la larve de la moule perlière d'eau douce.

Valeurs seuils de la colonne d'eau pour la survie de la moule perlière d'eau douce :

Paramètres de la colonne d'eau	Bauer (1988) Europe centrale	Oliver (2000) Écosse	Cochet (2004) Massif Central
pH	-	<7,2 ; >6,5	-
concentration en nitrates ([N] mg/L)	<0,5	<1,0	<5
concentration en orthophosphates (mg/L)	<0,03	<0,03	<0,1
conductivité (µS/cm)	<70	<100	-
DBO ₅ (mg/L)	1,4	<1,3	-

Les réintroductions ne devraient avoir lieu que si les besoins liés à l'habitat et au paysage de l'espèce sont satisfaits, et s'ils sont susceptibles de le rester dans un avenir prévisible. La zone doit posséder une capacité biologique suffisante pour assurer l'augmentation de la population réintroduite et supporter une population viable (assurant la survie de l'espèce) à long terme.

Techniques de renforcement envisagées

Selon la qualité du milieu rencontré, mesurée tout le long du projet, il sera possible de considérer des techniques de renforcement de population *in-situ*.

Déroulement indicatif du renforcement des populations sauvages selon la qualité du milieu

2011	- mise en contact de 20 truitelles (ou jeunes saumons) autochtones pêchées avec une solution de glochidies
2012	- introduction directe dans le sédiment d'environ 10 % de la production de moules perlières de 1 an - mise en contact de 20 truitelles (ou jeunes saumons) autochtones pêchées avec une solution de glochidies
2013	- introduction directe dans le sédiment d'environ 10 % de la production de moules perlières de 1 an et de celle de 2 ans - mise en contact de 20 truitelles (ou jeunes saumons) autochtones pêchées avec une solution de glochidies
2014	- introduction directe dans le sédiment d'environ 10 % de la production de moules perlières de 1 an, de celle de 2 ans et de 3 ans - mise en contact de 20 truitelles (ou jeunes saumons) autochtones pêchées avec une solution de glochidies
2015	- introduction directe dans le sédiment d'environ 10 % de la production de moules perlières de 1 an, de celle de 2 ans, de 3 ans et de 4 ans - mise en contact de 20 truitelles (ou jeunes saumons) autochtones pêchées avec une solution de glochidies

Pour le site de l'Elez, la situation est particulière puisque nous savons que le manque de poissons-hôtes empêche la moule perlière d'effectuer son cycle biologique. En réintroduisant environ 1 000 truitelles infestées par an nous espérons être en mesure d'observer des jeunes mulettes issus de ces poissons dans le cours d'eau à partir de 2014.

Prévision « confort » du nombre de mulettes réintroduites par souche :

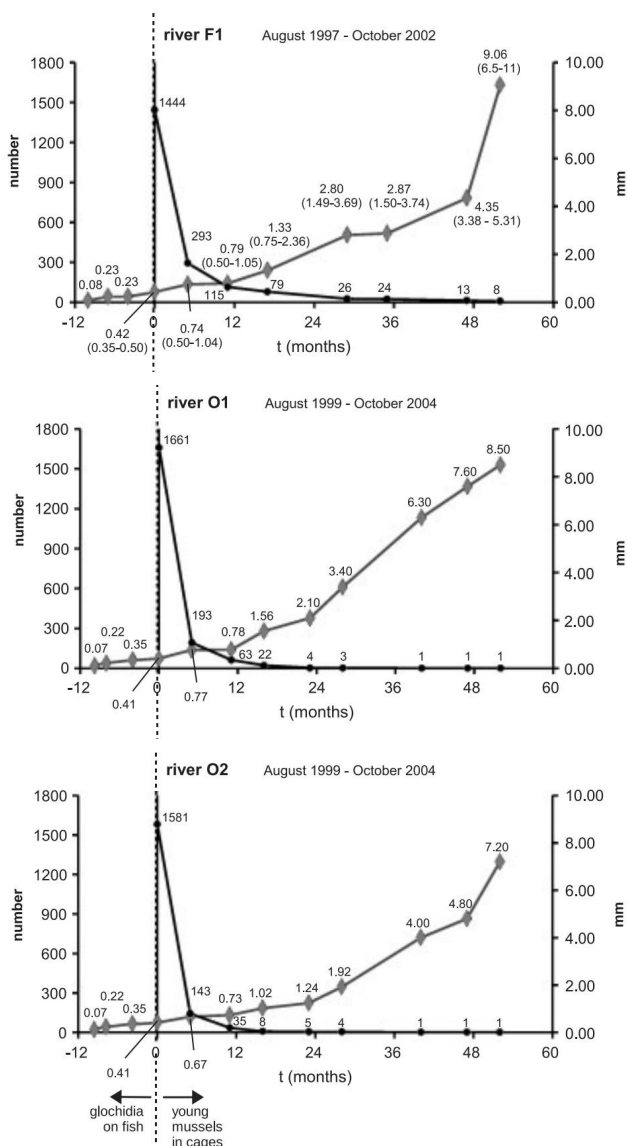
Année	Nombre d'individus de la cohorte 0+	Nombre d'individus de la cohorte 1+	Nombre d'individus de la cohorte 2+	Nombre d'individus de la cohorte 3+	Nombre d'individus de la cohorte 4+	Nombre d'individus de la cohorte 5+
n	-					
n+1	-	~2 000-4 000				
n+2	-	~2 000-4 000	~1 000-2 000			
n+3	-	~2 000-4 000	~1 000-2 000	~500-1 000		
n+4	-	~2 000-4 000	~1 000-2 000	~500-1 000	~250-500	
n+5	-	~2 000-4 000	~1 000-2 000	~500-1 000	~250-500	~125-250

Les sites de renforcement actuels se trouvent là où se situent actuellement les noyaux restants. Si les prospections de qualité de milieu effectuées mettent en évidence des sites potentiellement favorables au renforcement, sur le même cours d'eau ou le même bassin versant (librement connecté au noyau encore existant), ils seront aussi pris en compte.

Idéalement, il faudrait attendre que les jeunes mulettes en captivité soit suffisamment âgées pour pouvoir se nourrir par filtration (3 à 4 ans), avant d'être réintroduites (McIvor & Aldridge, 2008).

Les réintroductions directes dans le substrat ne permettent pas de juger de son efficacité en terme de survie et de taux de croissance avant l'apparition des mulettes à la surface, soit environ après 4-5 ans. C'est pourquoi, en plus de ces réintroductions directes, nous allons mettre en place des systèmes de conservation *in-situ* afin de pouvoir avoir une idée de l'efficacité du renforcement effectué par extrapolation (voir pages suivantes).

Il faut toutefois noter que la survie et la croissance des jeunes dans les systèmes *in-situ* ne sont pas des indicateurs valables pour caractériser la qualité de l'habitat (Schmidt & Vandré, 2010).



Exemple : résultats en terme de survie et de croissance de moules dans 3 différentes rivières dans le système de conservation *in-situ* « plaque perforée ».
 Losanges grisés : taille moyenne ; points noirs : nombre de moules survivantes.
 L'exkystement des branchies des poissons marque le point zéro de l'échelle des abscisses.

(Schmidt & Vandré, 2010).

Éléments expérimentaux de taux de survie et de croissance selon les systèmes mis en œuvre au Luxembourg (Eybe & Thielen, 2010) :

Système		moules<1mm croiss % après 100j	moules<1mm survie % après 100j	moules>1mm croiss % ap 9mois	moules>1mm survie% après 9mois
Plaques perforées	circuit ouvert	/	/	206	24
	circuit ouvert de 2007	/	/	472	1
	circuit fermé	/	/	89	1,6
Tamis artémia		/	/	102	48
Rigole	circuit ouvert	208	14	374	0,7
	circuit fermé	/	/	95	33
Boîtes		190	80	126	59
Aquarium à sable		452	63	455	13
Aquarium à gravier		278	63	/	/

Plaques Buddensiek

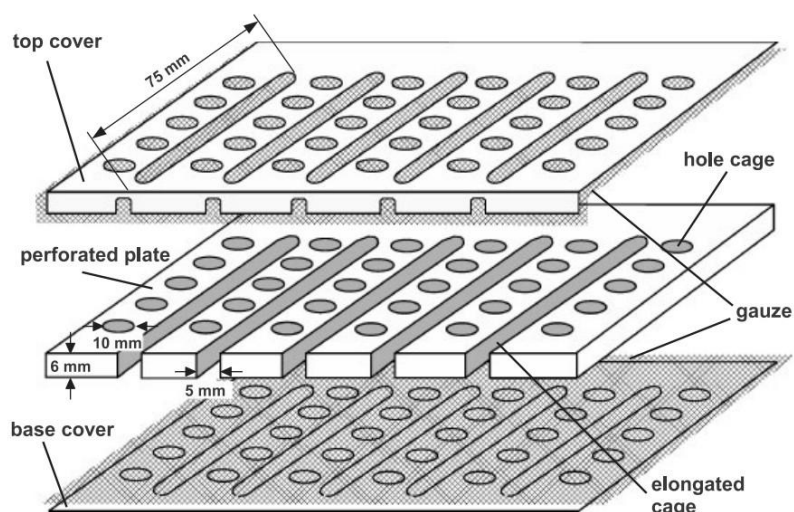
Dans les plaques « Buddensiek » (du nom de l'inventeur de ce système ; [Buddensiek, 1991](#)), ou « plaques perforées », sont placées environ 5 moules de 1 mm dans chaque cavité. Ces plaques doivent être nettoyées souvent (taux de survie de 4 % en circuit fermé et de 20 % en circuit ouvert). ce système peut être choisi pour placer des mulettes dans son cours d'eau d'origine.



Tri, nettoyage et comptage à mettre en place



Matériel : 2 plaques perforées par cours d'eau pour commencer, système de fixation dans le cours d'eau



Les plaques Buddensiek (environ 12x20 cm) sont placées soit en circuit fermé, soit en circuit ouvert. Schéma de [Schmidt & Vandré, 2010](#).

Paniers d'étang

Pour les moules plus âgées, à partir de 5 mm, il existe aussi la possibilité de fabriquer des paniers flottants à placer dans des petits étangs (source de nourriture naturelle) et contrôle facilité. Possibilité de placer ces paniers à la station d'élevage.



Tri, nettoyage et comptage à mettre en place



Matériel : 1 panier flottant par souche pour commencer

Bigoudis

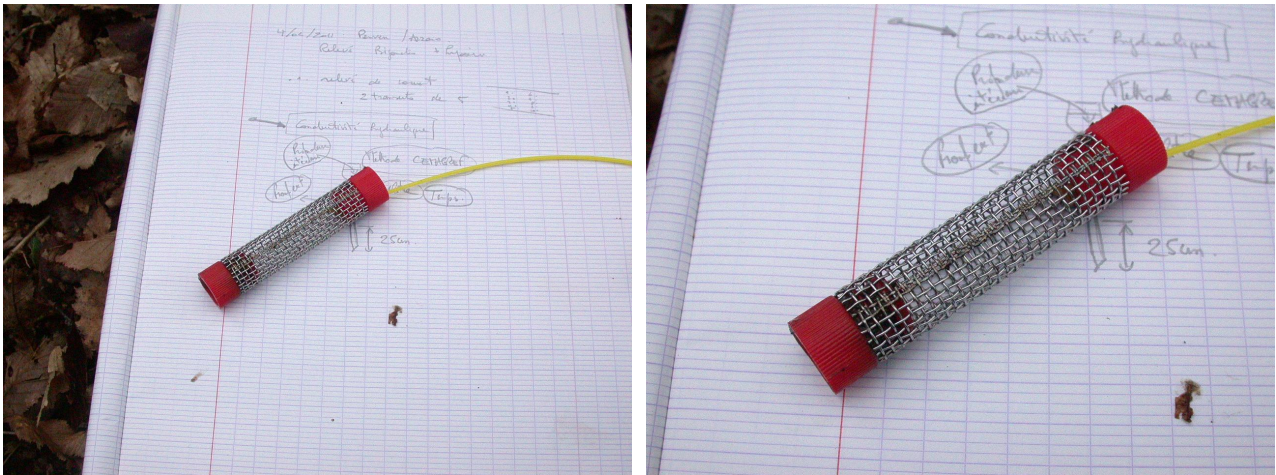
Les bigoudis, ou capsules grillagées, sont actuellement utilisés par l'INRA avec des œufs de saumons pour tester la qualité des sédiments. Plus les systèmes de contrôle *in-situ* sont petits, moins il semble y avoir de colmatage (G. Evanno, comm. pers.). Le même type de prototype pourrait être élaboré pour les mulettes. Ces bigoudis sont fabriqués par la société Gantois© et la maille utilisée peut être variée.



Tri, nettoyage et comptage à mettre en place



Matériel : 5 bigoudis (capsule grillagée, capuchons plastiques et marques de repérage en surface) par cours d'eau pour commencer, système d'enfoncement dans le cours d'eau



Le bigoudi développé par l'INRA et vendu environ 15€ l'unité par la société Gantois©

Silos

Des petits silos, saladiers en béton, contenant une chambre de culture (sur le même principe que pour les paniers de culture) sont réalisables afin de les placer dans le cours d'eau d'origine des moules et suivre leur évolution (croissance et survie).

Il s'agit d'une demi-sphère de béton de 10 kg comportant une réservation cylindrique de 5 cm de diamètre en son centre. Une chambre de culture est placée dans cette réservation (sur le même modèle que sur les paniers de culture du chapitre précédent).

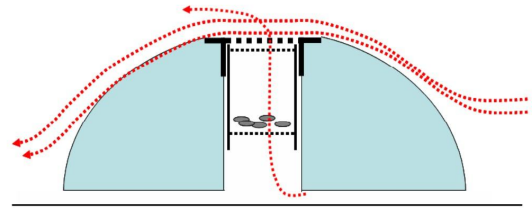
La demi-sphère est placée sur le fond du cours d'eau, sur substrat grossier, et le courant qui la contourne crée une aspiration au niveau de la chambre de culture et permet ainsi à l'eau de circuler à travers les jeunes moules (effet de Bernoulli).



Tri, nettoyage et comptage à mettre en place



Matériel : 2 blocs béton par cours d'eau pour commencer, 2 chambres de culture



Le saladier développé par Chris Barnhart aux États-Unis ([Barnhart, 2008](#)).

Bibliographie

- Araujo R. & Ramos M.A. 2001. Action plans for *Margaritifera auricularia* and *Margaritifera margaritifera* in Europe. Nature and environment, Council of Europe, 64 p.
- Barnhart C. 2008. Methods for laboratory culture and field caging of freshwater mussels. Poster from the international seminar « Rearing of unionid mussels », 28-31 May 2008, Projet LIFE-Nature « Restauration des populations de moules perlières en Ardennes », Heinerscheid, Luxembourg.
- Barnhart M.C. 2006. Buckets of muckets: A compact system for rearing juvenile freshwater mussels. *Aquaculture*, 254: 227-233.
- Bauer G. 1988. Threats to the freshwater pearl mussel in Central Europe. *Biological Conservation*, 45: 239-253.
- Bauer G. 2001. Framework and driving forces for the evolution of naiad life histories. In Bauer G. & Wächtler K. (Eds) *Ecology and Evolution of the Freshwater Mussels Unionoida*. Ecological Studies, 145, Springer-Verlag, Berlin, 233-255.
- Buddensiek V. 1991. *Untersuchungen zy den Aufwuchsbedingungen der Flussperlmuschel Margaritifera margaritifera L. (Bivalvia) in ihrer frühen postparasitären Phase*. PhD thesis, Department of Biology, University of Hannover, Germany.
- Chatain G. & Choisy J.-P. 1990. Réintroduction d'espèces animales : le rôle de la recherche dans la réussite de l'opération. *Revue de géographie alpine*, 78 (4), pp. 62-73.
- Cochet G. 1998. *Inventaire des cours d'eau à Margaritifera margaritifera en France*. Rapport inédit et atlas cartographique. Ministère de l'environnement – Direction de l'eau.
- Cochet G. 2004. *Margaritifera margaritifera*, la mulette perlière. *Cahier d'habitats Natura 2000. Tome 7 Espèces animales*. La documentation française.
- Dunca E., Söderberg H. & Norrgrann O. 2011. Shell Growth and age dertermination in the freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera* in Sweden: natural versus limed streams. In Thielen F. (coord.) Rearing of unionid mussels. *Ferrantia*, 64: 48-58.
- Eybe T. & Thielen F. 2010. *Mussel Rearing Station. Technical Report of Action A1 /D1 /F3*. Projet LIFE-Nature « Restauration des populations de moules perlières en Ardennes ». Fondation Hëllef fir d'Natur, 22 p.
- Eybe T., Thielen F., Bohn T. & Sures B. 2009. *The influence on survival and growth of juvenile Freshwater Pearl Mussels (Margaritifera margaritifera)*. Poster from the international seminar « Increased sedimentation, a widespread problem leading to degradation of freshwater communities and habitats », 25-28 November 2009, Projet LIFE-Nature « Restauration des populations de moules perlières en Ardennes », Clervaux, Luxembourg.
- Godefroid S., Piazza C., Rossi G., Buord S., Stevens A.-D., Agurauja R., Cowell C., Weekley C.W., Vogg G., Iriondo J., Johnson I., Dixon B., Gordon D., Magnanon S., Valentin B., Bjureke K., Lavergne C., Koopman R., Vicens M., Virevaire M. & Vanderborght T. 2010. How successful are plant species reintroductions? *Biological Conservation*, 144 (2): 672-682.
- Hastie L.C. & Young M.R. 2003. Conservation of the Freshwater Pearl Mussel. 1. Captive Breeding Techniques. Conserving Natura 2000 Rivers Conservation Techniques Series No. 2. English Nature, Peterborough.
- Hodder K.H. & Bullock J.M. 1997. Translocations of native species in the UK: implications for biodiversity. *Journal of Applied Ecology*, 34: 547-565.
- Hruška J. 1998. Nahrungsansprüche der Flussperlmuschel und deren halbnatürrliche Aufzucht in der Tschechischen Republik. *Heldia*, 4 (Sonderheft 6): 61-72.

- Lange M., Nagel C. & Geist J. 2008. *Perle der Natur – Schutz der Flussperlmuschel in Sachsen*. Sächsisches Landesamt für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie, Dresden.
- McIvor A. & Aldridge D. 2008. *The cultivation of the freshwater pearl mussel, Margaritifera margaritifera*. CCW Contract Science Report no: 849, Countryside Council for Wales, Environment Agency, Bangor.
- Mair R.A., Gatenby C.M. & Neves R.J. 2009. *A Suitable Feed Concentration, Diet, And Culture System For Rearing Endangered Northern Riffleshell, Epioblasma torulosa rangiana*. Poster from the international seminar « Increased sedimentation, a widespread problem leading to degradation of freshwater communities and habitats », 25-28 November 2009, Projet LIFE-Nature « Restauration des populations de moules perlières en Ardennes », Clervaux, Luxembourg.
- Maunder M. 1992. Plant reintroductions: an overview. *Biodiversity and Conservation*, 1: 51-61.
- Miles L. & Sweeting R.A. 2008. Captive Breeding of *Margaritifera margaritifera*; an English perspective. Poster from the international seminar « Rearing of unionid mussels », 28-31 May 2008, Projet LIFE-Nature « Restauration des populations de moules perlières en Ardennes », Heinerscheid, Luxembourg.
- Oliver P.G. 2000. *Conservation Objectives for the freshwater pearl mussel Margaritifera margaritifera L.* Report for English Nature, Peterborough.
- Quéré P., 1997. *Étude sur la répartition de Margaritifera margaritifera en Bretagne*. Programme Morgane. Bretagne Vivante – SEPNEB, 29p.
- Rout T.M., Hauser C.E. & Possingham P. 2009. Optimal adaptive management for translocation of a threatened species. *Ecological Applications*, 19: 515-526.
- Sarrazin F. & Barbault R. 1996. Re-introductions : challenges and lessons for basic ecology. *Trends in Ecology and Evolution*, 11: 474-478.
- Scheder C. & Gumpinger C. 2008. Semi-natural rearing of the Freshwater Pearl Mussel (*Margaritifera margaritifera*) in Upper Austria – Successes and Setbacks. Poster from the international seminar « Rearing of unionid mussels », 28-31 May 2008, Projet LIFE-Nature « Restauration des populations de moules perlières en Ardennes », Heinerscheid, Luxembourg.
- Scheder C., Gumpinger C. & Csar D. 2011. Application on a five-stage 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. In Thielen F. (coord.) Rearing of unionid mussels. *Ferrantia*, 64: 13-22.
- Schmidt C. & Vandré R. 2010. Ten years of experience in the rearing of young freshwater pearl mussels (*Margaritifera margaritifera*). *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 20: 735-747.
- UICN 1998. *Lignes directrices de l'UICN relatives aux réintroductions*. Préparées par le Groupe de spécialistes de la réintroduction de la Commission de la sauvegarde des espèces de l'UICN. UICN, Gland, Suisse et Cambridge, Royaume-Uni, 20 p.
- UICN 2002. *Lignes directrices techniques de l'UICN en matière de gestion des populations ex-situ à des fins de conservation*. 14^e réunion du comité du programme du conseil, Gland, Suisse, 5 p.
- Young M. & Williams J. 1984. The reproductive biology of the freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera* (L.) in Scotland. I. Field studies. *Archiv für Hydrobiologie*, 99: 405-422.

Glossaire & définitions

AAPPMA : Association agréée de pêche et de protection des milieux aquatiques

ANSES : Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail

CEMPAMA : Centre d'étude du milieu et de pédagogie appliquée du ministère de l'agriculture (devenu aujourd'hui l'Agrocampus de Beg Meil)

Conservation/introductions bénignes : essai d'établir une espèce afin de la conserver hors de son aire de répartition connue, mais au sein d'un habitat et d'une zone éco-géographique adéquats. Il s'agit là d'un outil de conservation utilisable uniquement quand il ne reste plus de terrain disponible dans l'aire de répartition de l'espèce.

CPIE : Centre permanent d'initiative à l'environnement

DDPP : Direction départementale de la protection des populations (service préfectoral)

DDT : Direction départementale des territoires (service préfectoral)

DDTM : Direction départementale des territoires et de la mer (service préfectoral)

DREAL : Direction régionale de l'environnement, de l'aménagement et du logement

FDAAPPMA 29 : Fédération des associations agréées de pêche et de protection du milieu aquatique du Finistère (ou Fédération de pêche du Finistère)

NHI : Nécrose hématopoïétique infectieuse

Réintroduction : essai d'implanter une espèce dans une zone qu'elle occupait autrefois, mais d'où elle a été éliminée ou d'où elle a disparu (l'expression « rétablissement » qui lui est synonyme, suppose que la réintroduction ait réussi).

Renforcement : apport d'individus à une population existante de la même espèce.

SHV : Septicémie hémorragique virale

SIAES : Syndicat intercommunal d'aménagement et d'entretien de la Sienne

Transfert : déplacement délibéré et provoqué par l'homme d'individus sauvages vers une population existante de la même espèce.

UICN : Union international pour la Conservation de la Nature