

# Programme LIFE+

CONSERVATION DE LA MOULE PERLIÈRE D'EAU DOUCE  
DU MASSIF ARMORICAIN

LIFE 09 NAT/FR/000583

UNE ACTION COORDONNÉE PAR



Bretagne Vivante

sepho

Une voix pour la nature

Livrable n°5  
Action A4



## Étude de faisabilité

# Protocoles d'élevage et de renforcement

30 juin 2013

**Pierre-Yves PASCO**

Chargé d'études à Bretagne Vivante SEPNB

**Marie Capoulade**

Coordinatrice du programme Life +

Photos : Marie Capoulade, René-Pierre Bolan, Pierre-Yves Pasco, Hervé Ronné

© Hervé Ronné



[www.life-moule-perliere.org/accueilmoule.php](http://www.life-moule-perliere.org/accueilmoule.php)



## Sommaire

Introduction.....	4
Le contexte.....	5
Le programme LIFE+ « mulette ».....	5
Les demandes d'autorisation.....	6
Légendes des pictogrammes utilisés dans ce document.....	7
Note quant à l'évolution de ce document.....	7
1. La conservation ex-situ.....	9
2. Le renforcement des populations sauvages.....	24
Bibliographie.....	29
Glossaire & définitions.....	30

## 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 démocratisée 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 chapitres : 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).

À travers l'élaboration de cette étude de faisabilité nous espérons pouvoir contribuer à éclaircir le domaine de l'élevage *ex-situ* et du renforcement des population de moules perlière d'eau douce *Margaritifera margaritifera*.

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.

## 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.

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. La liste rouge de l'UICN la classe dans la catégorie « critically endangered » en Europe. 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<sup>e</sup> siècle. L'espèce aurait disparu de plus de 60 % des cours d'eau français dans lesquels elle était présente au début du XX<sup>e</sup> 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 dont 18 dans le Massif Armoricaïn.

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 4 000 individus. L'ensemble des populations de cet ancien massif est vieillissante et en danger d'extinction.

Lorsque quelques jeunes sont observés (pour une rivière 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 Sienne. 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.

Entre le 1<sup>er</sup> 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 populations sauvages 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 le formulaire 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 (septicémie hémorragique virale) et NHI (nécrose hématopoïétique infectieuse). 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.

La moule perlière d'eau douce n'est reconnue ni sensible 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 population (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. 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 a été menée. 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



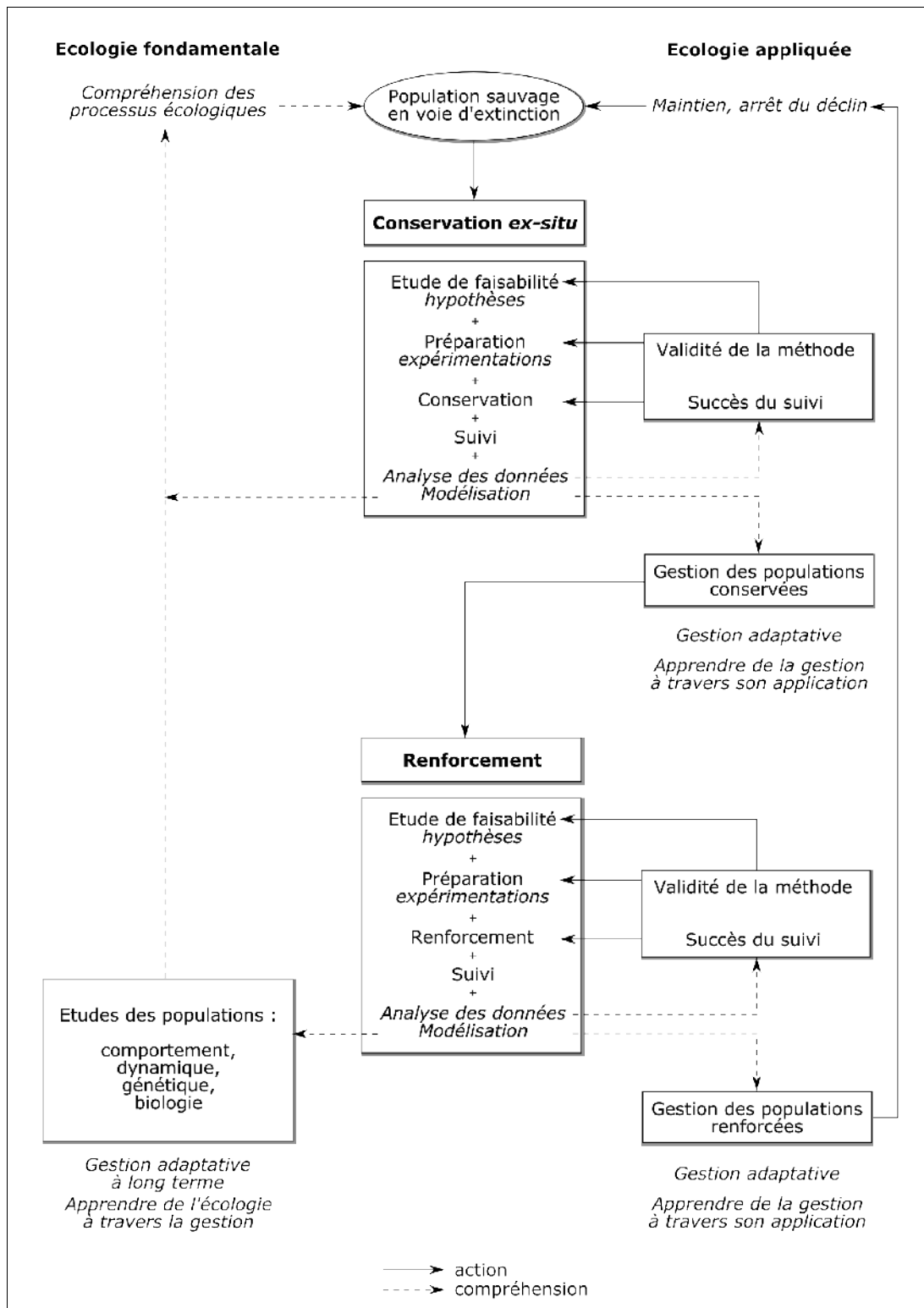
Point important



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 LIFE, en cours ou achevés, qui abordent le thème de la conservation *ex-situ* de la moule perlière d'eau douce en Europe. Des programmes hors LIFE sont également 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.

Des voyages d'études 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 du mois d'août, 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 musculaire 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.



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

S'il est observé que la majorité des moules d'un cours d'eau sont gravides, une alternative est possible pour éviter de les ouvrir à l'aide de la pince-écarteuse. La moule extraite du substrat est placée directement dans un récipient pour la laisser expulser des glochidies. Si au bout de 30 minutes, aucune glochidie n'est expulsée, la moule, alors considérée comme non gravide ou non mature, est replacée dans le substrat.

Les coquilles des moules suivies pour la gravidité sont marquées avec des étiquettes spécialement dédiées au marquage des mollusques d'eau douce (étiquettes Hallprint) avec de la colle cyanoacrylate (super-glue 3 résistante à l'eau), à séchage rapide, utilisée avec succès par les équipes scientifiques contactées aux États-Unis (C. Barnhart, comm.pers.).

Pour vérifier la maturité des glochidies, la moule est placée et laissée dans un petit récipient contenant de l'eau de la rivière jusqu'à ce qu'elle reprenne son activité respiratoire. À ce moment, elle expulse quelques larves (qui mesurent environ 0,05 mm) qui sont prélevées à l'aide d'une pipette. Le petit échantillon est alors examiné sous une loupe binoculaire 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. Après vérification, la moule est marquée puis immédiatement remise à sa place dans la rivière.

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 (toutes les 30 minutes ou toutes les heures) sont 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

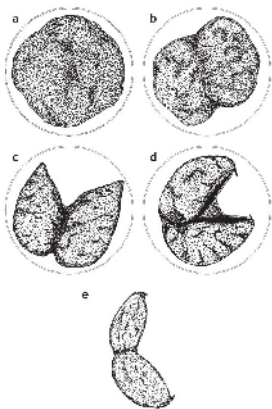
Matériel pour le contrôle : pince, étiquettes, colle, pipette, tupperware, microscope de terrain

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

Fichier de saisie de données



Mulette marquée sur le Sarthon (© Hervé Ronné)



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 données pour une température moyenne de 14,3 °C au mois d'août



Vérification de l'état des branchies d'une mulette (© Bretagne Vivante)

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

Les études génétiques réalisées sur les mulettes en 2011 ont montré que certaines d'entre elles étaient plus riches génétiquement et donc à choisir en priorité pour les collectes de glochidies. Sinon, il convient d'utiliser des mulettes différentes chaque année.

Cours d'eau	Mulettes identifiées comme les plus intéressantes à utiliser pour la récolte des glochidies
Bonne Chère	« bonne variabilité » : S030, S031
Loc'h	« bonne variabilité » : pas de mulette spécialement identifiée
Elez	S073, S085, S093
Airou	S099, S100, S102, S104, S107, S108, S109, S110, S114, S116
Rouvre	S117, S119, S120, S121, S123, S125, S126, S129
Sarthon	S134, S135, S137, S149, S151

Lorsqu'une moule sera examinée avec des glochidies matures, au stade 5, 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).

Les mulettes possédant des glochidies matures (au mieux, une dizaine d'individus) sont placées dans un récipient contenant de l'eau de la rivière. 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 ou brunâtres. La procédure est la même que pour vérifier l'état de maturité des glochidies (phase n°1) mais ici les mulettes sont laissées plus longtemps dans le récipient pour leur permettre d'expulser la totalité des glochidies qu'elles portent. L'expulsion des larves est visible sous la forme d'amas blanchâtres ou brunâtres.

Après l'expulsion des larves, les moules sont remises à leur place et la solution de glochidie transportée à la pisciculture dans un seau hermétique tempéré à la même température que celle du cours d'eau (à l'aide d'une glacière par exemple). 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 à la Fédération de pêche du Finistère. Il est possible de prévoir un système d'oxygénation proprement dit mais les mouvements de l'eau dans le récipient de transport suffisent jusqu'à l'arrivée à la station d'élevage.

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 est recommandée 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 : c'est ici l'eau contenue au sein même de la mulette (moins de 1 cm<sup>3</sup>) qui est susceptible de poser des problèmes sanitaires. La récolte aura lieu de la même manière que décrit précédemment. Les mesures sanitaires nécessaires seront appliquées une fois la solution de glochidie rapatriée à la station d'élevage de mulette.



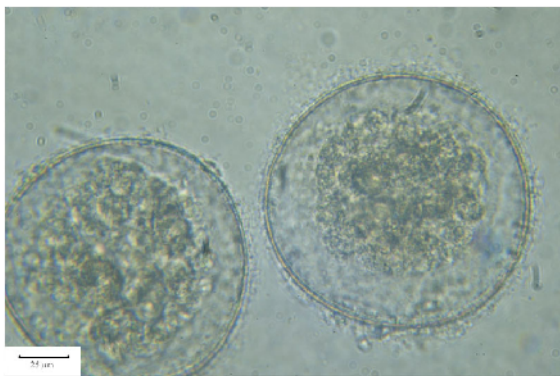
Prélever un échantillon défini de la solution de glochidies pour en déterminer la concentration (connaître précisément les volumes) au microscope  
Conservé un échantillon de glochidie pour de futures analyses génétiques (si moyens financiers trouvés)



Matériel pour la collecte : aquascope, seau/récipient, glaçons/pains de glace, glacière, microscope, pipette graduée  
Matériel pour conserver les échantillons de glochidies : alcool à 90°, flacons de conservation (tubes Eppendorf®)



Mise en seau des moules gravides matures et expulsion des glochidies et observation des larves au microscope (© Hervé Ronné)



tube n°16 © Benoist DEGONNE

Larves de moules au stade 1 (© Benoist Degonne)



Tube 21 Mouvement de contraction © Benoist DEGONNE

Larves de moules au stade 5 (© Benoist Degonne)

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

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

Le voyage se fait du site de prélèvement vers la pisciculture par l'association Bretagne Vivante et/ ou par le CPIE des Collines normandes.

Les poissons-hôtes, des truites farios de l'année, seront préalablement élevés à la pisciculture du Finistère. La solution de larves sera mise en contact avec un lot de poisson à raison d'une concentration d'environ 1 000 à 2 000 larves par poisson. Les poissons seront utilisés uniquement pour cette phase où les glochidies sont accrochées aux branchies des poissons. Les 6 populations de mulettes du programme seront élevées de manière distincte, sans mélange.

Une exception pour le cours d'eau de l'Elez : environ 1 000 truitelles par an seront mises en contact à la station d'élevage puis directement relâchés dans le cours d'eau (voir renforcement des population). Cette souche de truite fario va être élevée par la Fédération de pêche du Finistère à partir de truites de l'Elez.



En Basse-Normandie, le transport sera divisé en deux parties. La première partie du voyage pourra être effectuée par les personnes responsables du programme en Normandie, la deuxième partie par l'association Bretagne Vivante.

Une fois arrivé à destination, à Brasparts, le véhicule et les outils ayant servi au transport des larves seront traités au Désogérme à 1 % pendant 30 minutes. Les glochidies bas-normandes arrivant à la pisciculture font l'objet de manipulations particulières (voir étape suivante).



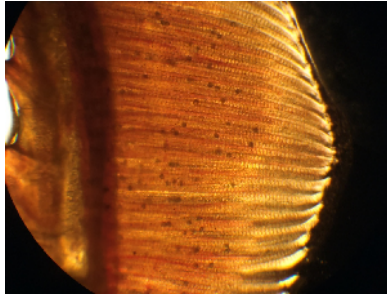
Prélèvement de quelques poissons par souche pour comptage des glochidies après la mise en contact



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



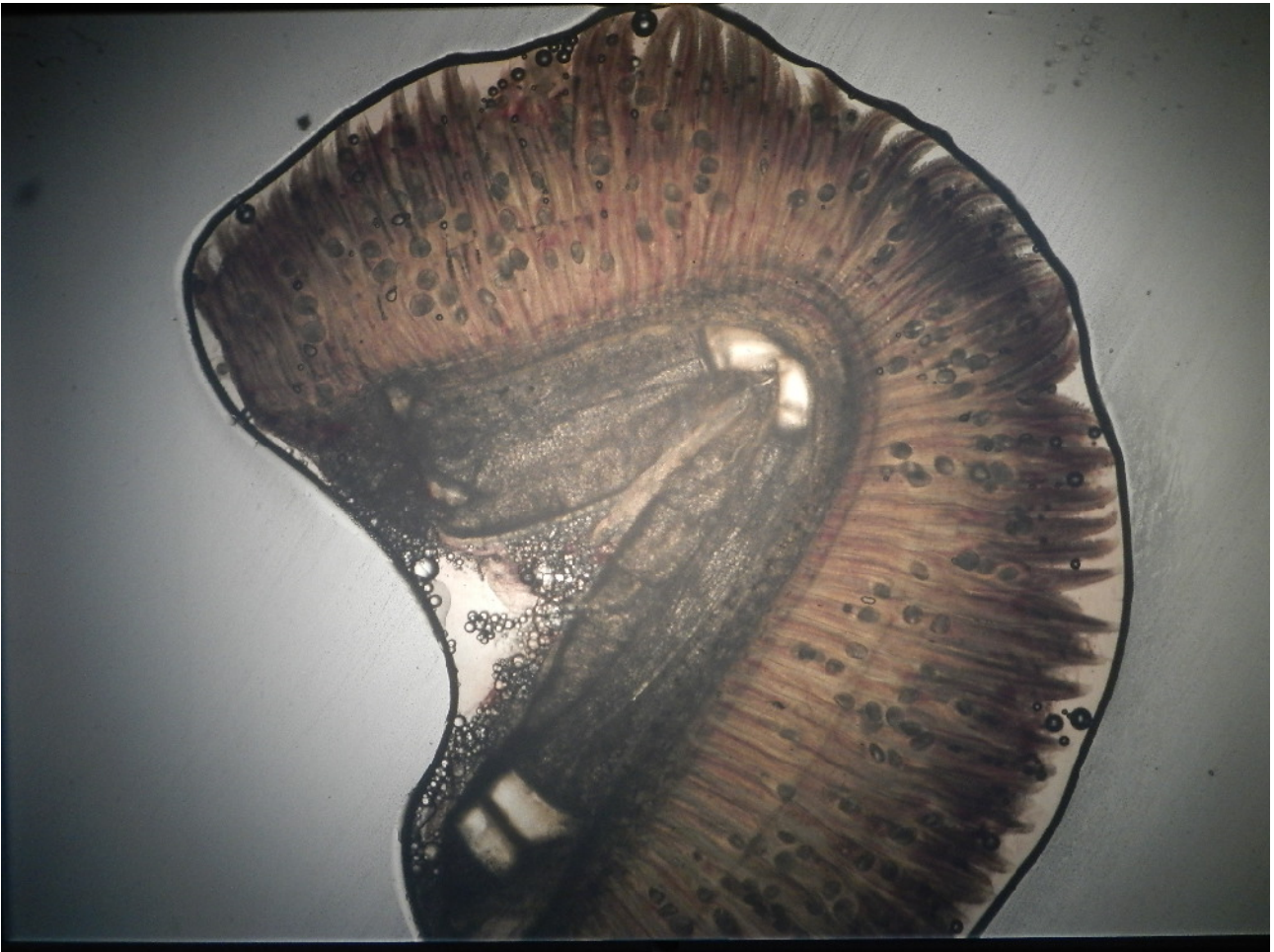
Mise en contact (© Bretagne Vivante)



Vérification au microscope juste après la mise en contact (© Bretagne Vivante)



Vérification visuelle (© Bretagne Vivante)



Vérification des branchies d'une truite fario 5 mois après la mise en contact (© Fédération de pêche du Finistère)

**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.

Dans la zone quarantaine, une fois les glochidies bas-normandes mises en contact avec les poissons hôtes à la station l'intégralité de la masse d'eau utilisée sera stockée dans un bassin de rétention. Puis, cette eau sera traitée dans son intégralité à l'aide d'un ozonateur et d'un traitement UV évitant ainsi tout risque de contamination en aval du site.

**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 réparties dans les bassins intérieurs. Les poissons seront analysés par l'ANSES : analyses virologiques et sérologiques. Une fois la période fixée au minimum à 60 jours écoulée (délai de 60 jours démarrant qu'une fois les dernières glochidies introduites), un avis vétérinaire permettra ou non de lever l'isolement de cette zone. La levée de quarantaine devra faire l'objet d'une autorisation écrite délivrée par l'autorité compétente (DDPP du Finistère).

**Mesures prophylactiques**

Le matériel utilisé dans la zone de quarantaine est marqué et stocké dans un bac additionné de désinfectant en respectant les concentrations d'usage et ne sort pas de la zone, sauf pour la sortie des poissons après avoir obtenu 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 en respectant les concentrations d'usage.

D'autres types de mesures sont mises en place : traitement des animaux morts, traitement des matières en suspension, consignes de circulation du personnel... toutes doivent être validées par les autorités compétentes (DDPP du Finistère).



Maintenir la température de la quarantaine en dessous de 14°C.

Sur les 6 bassins, réaliser des analyses virologiques sur 30 poissons (analyses par pool de 10 poissons) après 40 jours et sérologiques sur 60 autres poissons (analyses par pool de 10 poissons), soit 15 poissons analysés par bassin. Si la quarantaine se fait sur 3 bassins (un seul circuit fermé uniquement) en raison d'un faible nombre de poissons enkystés, il est prévu de réaliser des analyses virologiques sur 30 poissons et sérologiques sur 30 poissons (soit 20 poissons dans chaque bassin).



Matériel : matériel spécifique à la mise en œuvre de la quarantaine





**5. Stabulation des poissons****Extérieur**

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

Les poissons porteurs des glochidies bas-normandes et 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. Ils rejoindront les poissons porteurs de glochidies bretonnes qui se trouvaient déjà à l'extérieur.



Prélèvement de poissons pour comptage des larves

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

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

En début d'année, les poissons sont replacés en intérieur dans les 6 bassins cylindriques distincts de 3 m<sup>2</sup>, 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 poche situés 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. Les larves sont d'abord exkystées progressivement puis un bref pic est observé où la majorité se détache des branchies.

À la sortie des bassins se trouvent des filtres à poche de 100 µm. Lorsque l'exkystement débute, le filtre est nettoyé tous les jours. Les larves récoltées mesurent alors environ 0,5 mm (Lange *et al.*, 2008).

En l'absence de récolte étalée de cette manière, il est possible de procéder de la même manière en intérieur mais en attendant le décrochage naturel des jeunes mulettes.

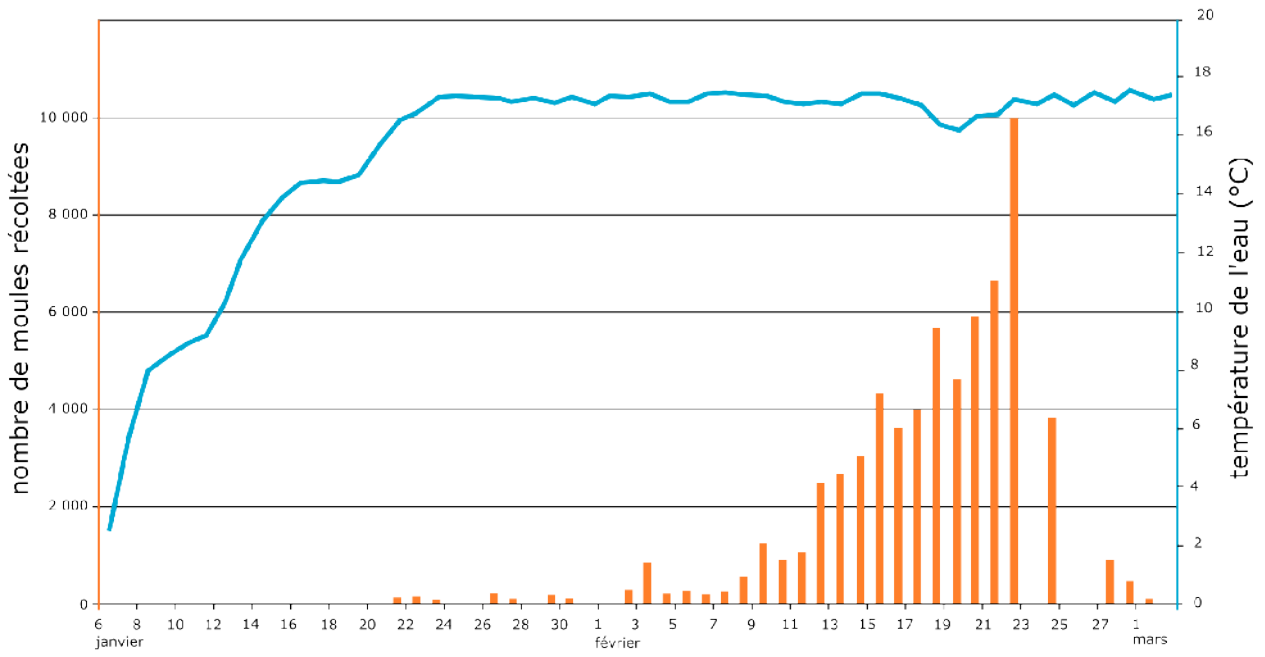
En 2012 et 2013, des complications à la station nous ont empêcher de procéder à la récolte étalée et à la récolte en intérieur. La collecte s'est donc effectuée en extérieur avec des systèmes de tamis fabriqués par la Fédération de pêche du Finistère.



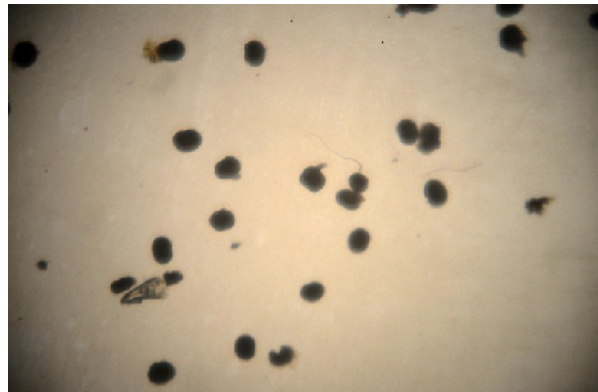
Échantillonnage journalier des mulettes récoltées par souche pour en estimer la totalité exkystée lors de cette phase



Matériel : filtres, tamis, pompe à chaleur



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



Récolte des jeunes moules en extérieur et observation (© Hervé Ronné)



Tri des jeunes moules à la loupe binoculaire (© Hervé Ronné)

## 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 mulettes du projet, considérées comme des unités évolutives particulières, chacune d'entre elle sera exkystée et cultivée séparément des autres.

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). Quoi qu'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.

D'après les résultats des études génétiques réalisées sur nos populations, il est nécessaire d'élever séparément les populations du Bonne Chère, du Sarthon et de la Rouvre. Ce sont en effet des populations très distinctes les unes des autres et dont la singularité devrait être préservée. En revanche, si les populations sauvages de l'Elez, du Loc'h ou de l'Airou venaient à disparaître, leur proximité génétique pourrait nous permettre de renforcer l'une des population avec une autre. Mais ce n'est aujourd'hui pas le cas et les efforts du programme LIFE doivent se poursuivre dans l'élevage des différentes lignée séparées pour un renforcement des populations sauvages qui existent encore.

### Alimentation (salle d'algues)

L'alimentation des mulettes 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).

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 mulettes 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 mulette. Trois espèces sont isolées et mises en culture : une chlorophycée ou « algue verte », une cyanophycée ou « algue bleue » et une bacillariophycée ou diatomée.

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.

Le projet de la mise en route de la salle d'algues n'a pas encore pu se concrétiser. Cela devrait être fait avant la fin de l'année 2013 car les premiers résultats d'alimentation avec les micro-algues vivantes au Luxembourg semble être un succès.

Pour palier à l'absence de micro-algues vivantes, des micro-algues vendues dans le commerce sont utilisées. Une concentration de 30 000 cellules/mL est calculée (Shellfish diet : 2 gouttes pour 20 L + Nanno : 175 µL pour 20 L) et donnée aux jeunes mulettes tous les jours :

- « Shellfish diet 1800 » : solution de micro-algues d'une concentration de 2 milliards de cellules/mL (taille 5-20 µm) composée de Isochrysis 40 %, Pavlova 15 %, Tetraselmis 25 % et Thalassiosira weissflogii 20 % ;
- « Nanno 3600 » : solution de micro-algues à une concentration de 750 millions de cellules/mL (taille 1-2 µm) composée de Nannochloropsis sp.



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

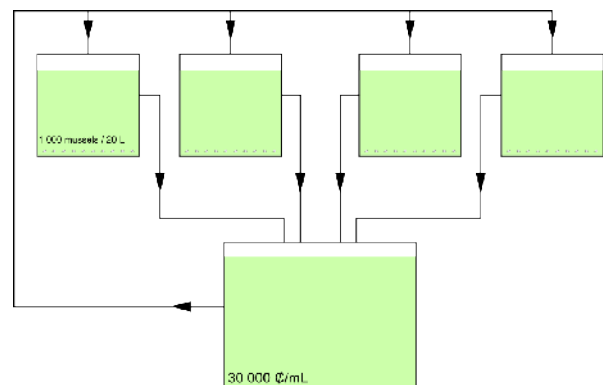
## Grossissement (salle des mulettes)

Les récoltes de jeunes mulettes peuvent s'étaler sur environ 3 semaines (sur fin mai-début juin par exemple en 2012 et 2013). De très grandes quantités de mulettes peuvent être récoltées. Il faut donc s'organiser en amont pour prévoir des temps de collecte, de tri et de comptage (chantiers bénévoles par exemple). Dans le cadre de ce protocole, nous allons présenter plusieurs systèmes de mise en élevage mais la première des choses à faire est de trier les jeunes mulettes très proprement et de les compter sous la loupe binoculaire (elles ne mesurent que 50 µm pour les plus grandes !).

## Aquariums

Les jeunes mulettes sont placées par 1 000 dans des petits aquariums d'une capacité de 20 litres sur un lit de substrat d'aquariophilie d'environ 1 cm. Elles sont alors nourries chaque jour et un changement d'eau quasi-total est effectué chaque semaine avec de l'eau filtrée à 36 microns. Ce système a déjà fait ses preuves au Luxembourg.

En incorporant un substrat dans le bac nous nous rapprochons du cycle de vie naturel de la mulette. La température d'élevage est maintenue autour de 17°C durant toute l'année (même l'hiver). Le sable est brassé à la main une fois par semaine pour nettoyer des algues s'y développant.



Systèmes d'aquariums pour élever les jeunes mulettes (© Bretagne Vivante)

Un bac (en bas) contient de l'eau filtrée à 36 µm dans laquelle des micro-algues ont été rajoutées à une concentration de 30 000 cellules / mL. Les aquariums (en haut) de 20 L contiennent environ 1 000 mulettes chacun. Une circulation d'eau en continu s'effectue entre le bac du bas et les aquariums.



Mulettes de 1 an de l'Elez de la cohorte 2012 élevées en aquarium (© Hervé Ronné)



Tri et comptage des mulettes : une fois par an ; Changement de l'eau : à 80 % une fois par semaine  
Brassage des sédiments : 1 fois par semaine  
Nourrissage : journalier

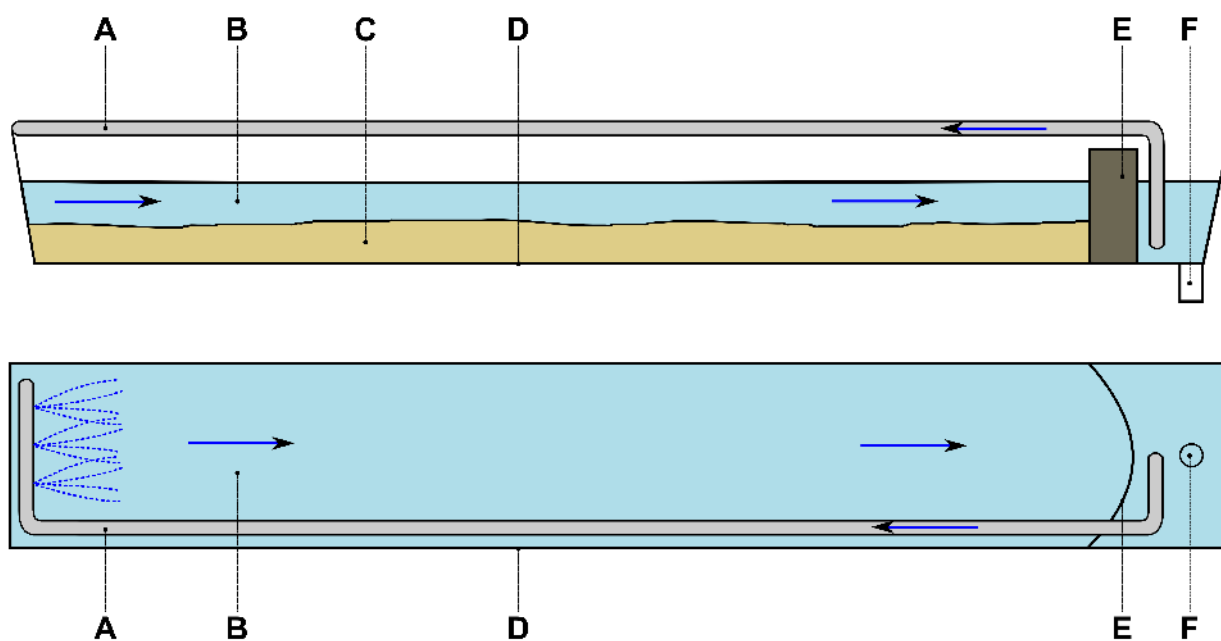


Matériel : aquariums de 20 L, eau filtrée à 36 µm, substrat d'aquariophilie, tuyauterie, étagères, pompes, système de réchauffement de l'eau

## Auges

Un autre système, sur la même base que le précédent mais plus intensif est mis en place en 2013. Il s'agit de grandes auges de 400 L remplies de substrat d'aquariophilie dans lesquelles un courant est assuré par une pompe. Les moules récoltés sont donc triés, comptés puis directement placés dans ces systèmes d'élevage. Chaque auge peut accueillir plus de 20 000 jeunes moules venant de se décrocher.

Elles sont alors nourries chaque jour et un changement d'eau quasi-total est effectué chaque semaine avec de l'eau filtrée à 36 microns. La température d'élevage est maintenue autour de 17°C durant toute l'année, même l'hiver. Le sable est brassé à la main une fois par semaine pour en nettoyer des algues s'y développant.



Auges d'élevage mises en place (A : tuyau de retour de l'eau alimenté par une pompe ; B : eau filtrée à 36  $\mu\text{m}$  ; C : sédiment d'aquariophilie ; D : auge en plastique ; E : grille contenant le sable d'un côté ; F : système de purge de l'auge).



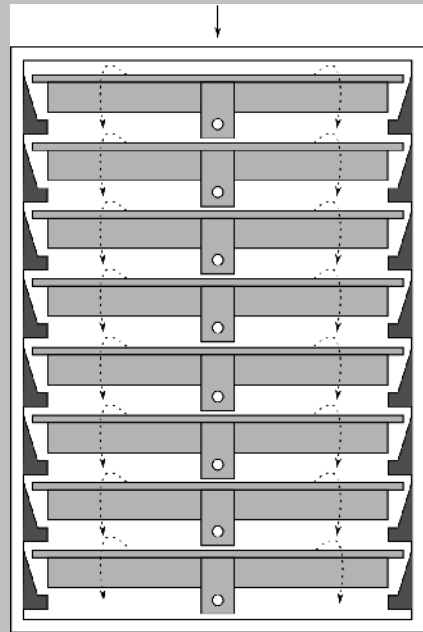
Tri et comptage des moules : une fois par an ; Changement de l'eau : à 80 % une fois par semaine  
 Brassage des sédiments : 1 fois par semaine  
 Nourrissage : journalier



Matériel : auges de 400 L, eau filtrée à 36  $\mu\text{m}$ , substrat d'aquariophilie, tuyauterie, étagères, pompes, système de réchauffement de l'eau

## A ne pas faire !

En 2012, nous avons testé une méthode d'élevage dans des armoires californiennes (utilisées à l'origine comme des armoires d'incubation des œufs de saumons). Après un tri minutieux et un comptage à l'unité, les jeunes mulettes collectées (mesurant 500  $\mu\text{m}$  environ) ont été placées entre deux tamis Artémia d'une maille de 150  $\mu\text{m}$ , créant ainsi une petite loge. Les tamis Artémia emboîtés ont ensuite été placés dans ces armoires californiennes avec une circulation d'eau permanente. Malheureusement, une poche d'air s'est formée entre les deux tamis due à la finesse de la maille et aux quelques matières extérieures encore présentes avec la récolte. Une anoxie a alors été constatée assez rapidement et la mortalité de la quasi totalité des jeunes mulettes a été constaté.



Cette méthode n'est pas à reproduire avec de si jeunes mulettes, la maille très fine des tamis utilisés ayant limité les échanges d'eau. Cette méthode pourrait par contre être ré-envisagée avec une maille plus large lorsque les mulettes auront grandi.

## Objectifs de production

En considérant des fourchettes de production, le renforcement annuel d'environ 10 % de la production annuelle et le retard de deux ans de la mise en culture des mulettes de Basse-Normandie, les objectifs théoriques de production se trouvent dans les tableaux ci-dessous.

Objectifs théoriques en terme de production de mulettes pour les 3 populations bretonnes (en tenant compte des renforcements annuels à hauteur de 10 % de la production annuelle)

	2012	2013	2014	2015	2016
cohorte 0+ (0-1 an)	36 000 – 72 000	36 000 – 72 000	36 000 – 72 000	36 000 – 72 000	36 000 – 72 000
cohorte 1+ (1-2 ans)		16 200 – 32 400	16 200 – 32 400	16 200 – 32 400	16 200 – 32 400
cohorte 2+ (2-3 ans)			7 290 – 14 580	7 290 – 14 580	7 290 – 14 580
cohorte 3+ (3-4 ans)				3 281 – 6 561	3 281 – 6 561
cohorte 4+ (4-5 ans)					1 476 – 2 952

Concernant le planning de l'action, elle a également pris deux ans de retard pour les sites bas-normands en raison du retard de la mise en place de la station d'élevage, de la mise en place de la quarantaine (en 2011) et de la montée des eaux ayant empêché tout suivi dans le cours d'eau (en 2012). L'ensemble des actions d'élevage sur les sites bas-normands accuse 2 ans de retard.

Objectifs théoriques en terme de production de mulettes pour les 3 populations bas-normandes (en tenant compte des renforcements annuels à hauteur de 10 % de la production annuelle et des deux années de retard)

	2012	2013	2014	2015	2016
cohorte 0+ (0-1 an)			36 000 – 72 000	36 000 – 72 000	36 000 – 72 000
cohorte 1+ (1-2 ans)				16 200 – 32 400	16 200 – 32 400
cohorte 2+ (2-3 ans)					7 290 – 14 580
cohorte 3+ (3-4 ans)					
cohorte 4+ (4-5 ans)					

Objectifs théoriques en terme de production de mulettes toutes populations confondues (en prenant en compte les renforcements annuels à hauteur de 10 % de la production annuelle et les deux années de retard pour les 3 populations bas-normandes)

	2012	2013	2014	2015	2016
cohorte 0+ (0-1 an)	108 000 – 216 000	108 000 – 216 000	216 000 – 432 000	216 000 – 432 000	216 000 – 432 000
cohorte 1+ (1-2 ans)		48 600 – 97 200	48 600 – 97 200	97 200 – 194 400	97 200 – 194 400
cohorte 2+ (2-3 ans)			21 870 – 43 740	21 870 – 43 740	43 740 – 87 480
cohorte 3+ (3-4 ans)				9 843 – 19 683	9 843 – 19 683
cohorte 4+ (4-5 ans)					4 428 – 8 856

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, ici, le renforcement se fera uniquement à partir d'individus issus du même cours d'eau.

### Techniques de renforcement envisagées

Selon la qualité du milieu rencontrée (action C3) sur chacun des sites, il sera possible d'envisager le renforcement des populations de moule perlière par différents moyens :

- mettre en contact des poissons-hôtes locaux avec une partie de la solution de glochidies récoltées sur place ;
- relâcher directement des jeunes moules dans le substrat à différents âges.

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 moules 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.

On parle ici de renforcement et pas de réintroduction. Les moules remises dans le milieu le seront à proximité immédiate de noyaux de population connus.

Pour le cours d'eau de l'Elez, où le manque de poissons-hôtes semble être un des facteurs limitant dans la fonctionnalité de la population de moule perlière, il est prévu d'effectuer un renforcement en poissons au préalable mis en contact artificiellement avec une partie des glochidies récoltées (1 000 poissons / an). Ceci répond donc à deux objectifs :

- renforcer la population locale avec des poissons issus de la même origine génétique ;
- renforcer la population de jeunes moules de façon « naturelle » puisque les larves se détacheront des poissons hôtes et se répartiront au fond du cours d'eau comme elle pourrait le faire sans notre intervention.

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 ou à la réintroduction, 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 moules en captivité soit suffisamment âgées pour pouvoir se nourrir par filtration (3 à 4 ans), avant d'être réintroduites (McIvor & Aldridge, 2008). Notre protocole prévoit cependant les renforcements d'une partie de chaque cohorte chaque année pour mettre plus de chances de notre côté.

## Pêches de mise en contact

Effectuée si le milieu est de qualité suffisante, la pêche de mise en contact consiste d'abord à suivre la gravité d'une population de mulette pour en récolter des glochidies au stade 5. Le même jour, il faut entreprendre une pêche électrique de capture de poissons-hôtes locaux (des juvéniles 0+ ou 1+ de préférence) et les mettre en contact environ 45 minutes avec la solution de glochidie en visant une concentration d'environ 1 000-2 000 glochidies / poisson. Les poissons sont ensuite immédiatement relâchés dans leur milieu d'origine.



Pêches électrique et mise en contact avec des glochidies (© Bretagne Vivante)

## Renforcement direct

À la suite du décrochement des jeunes mulettes des branchies des poissons, un certain nombre de ces jeunes mulettes ont été renforcés dans le milieu de deux manières différentes :

- La première méthode consiste à enfoncer un tuyau PVC d'une quinzaine de centimètre de diamètre dans le substrat du cours d'eau et de verser la solution de jeunes mulettes à l'intérieur. Le tuyau est ainsi laissé environ 45-60 minutes en laissant le temps aux jeunes mulettes de s'enfouir naturellement dans le substrat.
- La seconde méthode utilisée consiste à injecter les jeunes mulettes à l'aide d'une grosse seringue dans le substrat (environ une centaine de mulettes à chaque fois).



Jeune mulette de 4 mois juste avant son renforcement dans le milieu. Deux méthodes de renforcement ont été utilisées : décantation (tuyaux PVC) et directe (seringue plastique) (© Bretagne Vivante)



Matériel : tuyaux PVC, seringue et tuyau souple

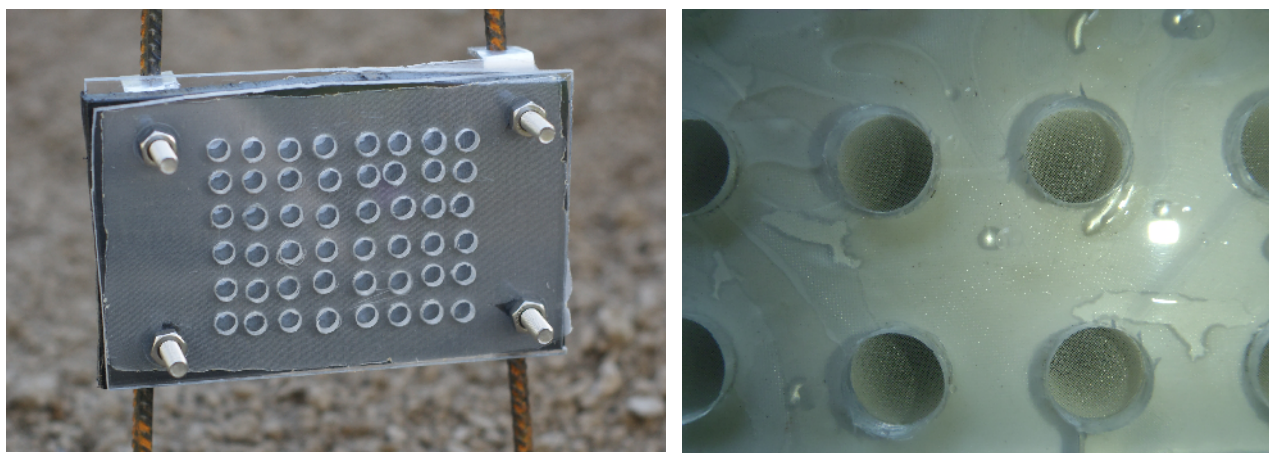
## Renforcement dans les systèmes d'élevage *in-situ*

Les réintroductions directes dans le substrat ne permettent pas de juger de l'efficacité de cette méthode en terme de survie et de taux de croissance avant l'apparition des mulettes à la surface, soit environ après 4-5 ans au minimum. C'est pourquoi, en plus de ces renforcements directs, nous allons mettre en place des systèmes de conservation *in-situ* afin d'avoir une idée de l'efficacité du renforcement. Le protocole de mise en place de ces système n'est pas encore déterminé précisément.

### Plaques feuilletées

Un des systèmes actuellement retenu pour de suivi *in-situ* est appelé plaque « Buddensiek » (du nom de son concepteur) ou plaque feuilletée. Chaque plaque conçue aujourd'hui comporte environ 50 loges à raison d'environ 1 mulette par loge : 50 mulettes par plaque. Ces chiffres peuvent être adaptés. La maille du tissu enfermant les jeunes mulettes est ajustable selon la taille des individus. Plus elle sera large, plus facile sera l'entretien mais plus les mulettes placées devront être grandes.

La plaque feuilletée dispose de systèmes d'accroche sur les côtés lui permettant d'être glissée dans deux fers à bétons plantés de manière durable dans le substrat. La plaque est orientée à 45° par rapport au courant, inclinée pour faciliter l'écoulement de l'eau et placée dans un lieu facile d'accès et en eau toute l'année. Elle est placée sous l'influence de l'eau libre, celle ci doit donc convenir aux exigences de l'espèce. Il est proposé pour le moment de placer une plaque feuilletée dans chaque cours d'eau chaque année mais cela pourra être ajusté. La survie des jeunes mulettes y est suivie.



Plaque fabriquée dans le cadre du projet (© Bretagne Vivante)



Nettoyage des plaques : fréquence à déterminer  
Comptage des mulettes : fréquence à déterminer



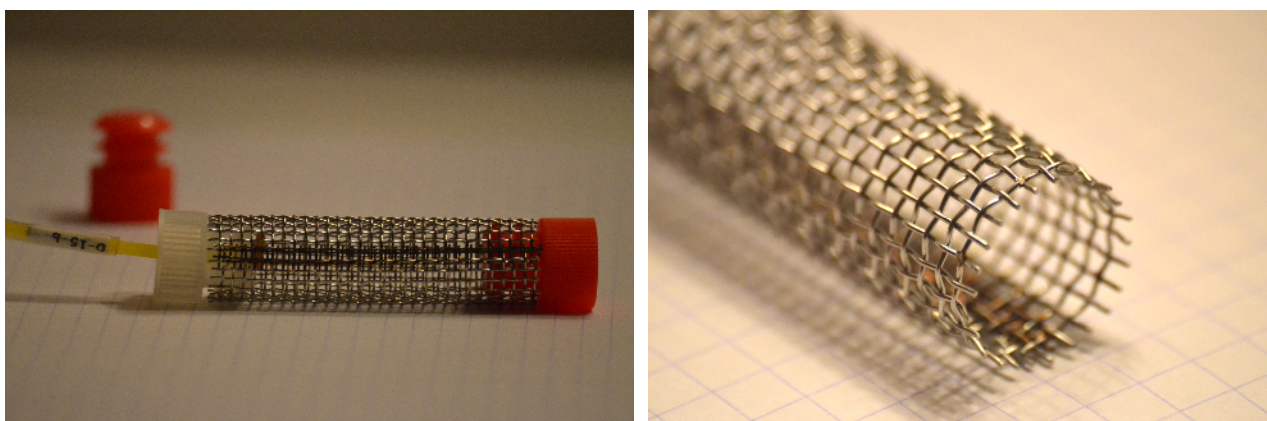
Matériel : plaque perforée, maille adaptée, système de fixation dans le cours d'eau à l'aide de fers à bétons

### Tubes grillagés

Les bigoudis, ou tubes grillagés, 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 est élaboré pour les mulettes. Ces bigoudis sont fabriqués par la société Gantois© et la maille utilisée peut être variée.

Les tubes utilisés ici font 50 mm de long et 11 mm de diamètre. Trois sortes de tubes sont utilisés et diffèrent selon la maille inox utilisée : 0,42 mm, 0,80 mm et 1,5 mm, pour permettre d'y introduire des mulettes de différents âges. Les tubes sont obturés à chaque extrémité par des bouchons à ailettes de laboratoire et signalés par de longs fils en plastique colorés (fil de débroussailleuse).

Les tubes sont placés dans le substrat à l'aide d'une barre à mine pour effectuer le trou d'accueil et seul le fil coloré dépasse de la surface du sédiment permet de les retrouver. Le protocole du nombre de tubes à placer est à déterminer. Les tubes seront placés dans un substrat jugé convenable pour accueillir l'espèce, en eau toute l'année et relativement facile d'accès. La survie des jeunes mulettes y sera suivie.



Tubes grillagés (© Bretagne Vivante)



Nettoyage des tubes : fréquence à déterminer  
Comptage des mulettes : fréquence à déterminer



Matériel : tubes grillagés (pour 1 tube grillagé, 2 capuchons plastiques et 1 marque de repérage en surface), système d'enfoncement dans le cours d'eau

## Objectifs de renforcement

En Bretagne, la pêche de mise en contact n'a pas pu se faire sur le Loc'h en 2011 en raison du faible nombre de glochidies récoltées. Cela n'a pas été possible en 2012 sur ce même cours d'eau car après la récolte de larves du 28 septembre 2012, aucune autre glochidie n'a pu être trouvée.

### Objectifs révisés du renforcement des populations sauvages en Bretagne

Année	Cours d'eau	Pêche de mise en contact	Relâcher de jeunes mulettes	Système d'élevages in-situ
2011	Bonne Chère	31 truitelles	n/a	n/a
	Loc'h	(manque de glochidies)	n/a	n/a
	Elez	n/a	n/a	n/a
2012	Bonne Chère	24 truitelles	(voir ci-après)	n/a
	Loc'h	(manque de glochidies)	1 000 mulettes 0 <sup>+</sup>	x
	Elez	15 truitelles	5 millions de mulettes 0 <sup>+</sup>	x
2013	3 cours d'eau	20 truitelles	10 % de la production 0 <sup>+</sup> et 1 <sup>+</sup>	x
2014	3 cours d'eau	20 truitelles	10 % de la production 0 <sup>+</sup> , 1 <sup>+</sup> et 2 <sup>+</sup>	x
2015	3 cours d'eau	20 truitelles	10 % de la production 0 <sup>+</sup> , 1 <sup>+</sup> , 2 <sup>+</sup> et 3 <sup>+</sup>	x
2016	3 cours d'eau	n/a *	10 % de la production 0 <sup>+</sup> , 1 <sup>+</sup> , 2 <sup>+</sup> , 3 <sup>+</sup> et 4 <sup>+</sup>	x

\* pas de récolte de glochidies en 2016

### Estimation du nombre de moules renforcées chaque année pour chaque souche bretonne

	2012	2013	2014	2015	2016
cohorte 0+ (0-1 an)	4 000-8 000	4 000-8 000	4 000-8 000	4 000-8 000	4 000-8 000
cohorte 1+ (1-2 ans)		1 800-3 600	1 800-3 600	1 800-3 600	1 800-3 600
cohorte 2+ (2-3 ans)			810-1 620	810-1 620	810-1 620
cohorte 3+ (3-4 ans)				364-729	364-729
cohorte 4+ (4-5 ans)					164-328

En Basse-Normandie, compte-tenu de l'état de qualité des sédiments, de la qualité des cours d'eau du Sarthon et de la Rouvre et par mesure de précaution, il a été décidé de ne pas tenter de mise en contact de glochidies avec les poissons-hôtes locaux en 2011 et 2012. L'ensemble des actions de renforcement sur les sites bas-normands accuse 2 ans de retard : mise en place de la quarantaine (en 2011) et montée des eaux ayant empêché tout suivi dans le cours d'eau (en 2012).

### Objectifs révisés du renforcement des populations sauvages en Basse-Normandie

Année	Cours d'eau	Pêche de mise en contact	Relâcher de jeunes mulettes	Système d'élevages in-situ
2011	3 cours d'eau	n/a	n/a	n/a
2012	3 cours d'eau	n/a	n/a	n/a
2013	Airou	20 truitelles (ou jeunes saumons)	n/a	n/a
	Rouvre	n/a	n/a	n/a
	Sarthon	n/a	n/a	n/a
2014	3 cours d'eau	20 truitelles (ou jeunes saumons)	10 % de la production 0 <sup>+</sup>	x
2015	3 cours d'eau	20 truitelles (ou jeunes saumons)	10 % de la production 0 <sup>+</sup> , 1 <sup>+</sup>	x
2016	3 cours d'eau	n/a *	10 % de la production 0 <sup>+</sup> , 1 <sup>+</sup> , 2 <sup>+</sup>	x

\* pas de récolte de glochidies en 2016

### Estimation du nombre de mulettes renforcées chaque année par souche bas-normande

	2012	2013	2014	2015	2016
cohorte 0+ (0-1 an)			4 000-8 000	4 000-8 000	4 000-8 000
cohorte 1+ (1-2 ans)				1 800-3 600	1 800-3 600
cohorte 2+ (2-3 ans)					810-1 620
cohorte 3+ (3-4 ans)					
cohorte 4+ (4-5 ans)					

## 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.
- 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.
- 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.
- 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.
- 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 halbnatürliche 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.
- Quérel 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. & 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<sup>e</sup> 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