

# Guide

PUBLICATION G005



## GUIDE D'ÉCHANTILLONNAGE ET D'IDENTIFICATION DES LARVES D'ESPÈCES À INTÉRÊT MARICOLE



**Francine Aucoin** <sup>1, 2</sup>

**Sylvio Doiron** <sup>3</sup>

**Madeleine Nadeau** <sup>1</sup>

1- Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation  
Direction de l'innovation et des technologies  
Station technologique maricole des Îles-de-la-Madeleine  
184, rue Principale  
Cap-aux-Meules (Québec)  
G0B 1B0

2- Cégep de la Gaspésie et des Îles  
Centre spécialisé des pêches  
167, Grande Allée Est  
Grande-Rivière (Québec)  
G0C 1V0

3- Ministère des Pêches et de l'Aquaculture  
Aquarium et Centre marin  
100, rue de l'Aquarium  
Shippagan (Nouveau-Brunswick)  
E8S 1H9

# **TABLE DES MATIÈRES**

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

1. INTRODUCTION

2. REPRODUCTION ET DÉVELOPPEMENT LARVAIRES

2.1 Reproduction

2.2 Stades larvaires

2.3 Alimentation

2.4 Déplacement

2.5 Métamorphose et fixation

3. MÉTHODES DE PRÉLÈVEMENT DES LARVES

3.1 Filet à plancton

3.1.1 Description du filet

3.1.2 Méthode d'échantillonnage

3.2 Pompe à plancton

3.2.1 Description du système de pompage

3.2.2 Méthode d'échantillonnage

4. ANALYSE DES LARVES AU LABORATOIRE

4.1 Traitement de l'échantillon

4.2 Méthode d'observation et mesures

4.2.1 Utilisation du microscope

4.2.2 Calcul de la densité et mesure de la taille des larves

4.3 Identification des larves

4.3.1 Étapes de l'identification larvaire

## 5. CARACTÉRISTIQUES DES LARVES

### 5.1 Espèces d'élevage

5.1.1 Moule bleue

5.1.2 Pétoncle géant

5.1.3 Mye commune

5.1.4 Huître américaine

5.1.5 Quahaug commune

5.1.6 Mactre de l'Atlantique

### 5.2 Espèces associées

5.2.1 Saxicave arctique

5.2.2 Couteau droit

5.2.3 Moule géante

5.2.4 Anomie lisse et anomie épineuse

5.2.5 Telline naine du Nord

5.2.6 Myselle plate de l'Atlantique

5.2.7 Taret commun

5.2.8 Échinodermes

5.2.8.1 Étoile de mer commune

5.2.8.2 Autres espèces d'échinodermes

5.2.9 Balane

### 5.3 Comparaison entre certaines espèces

#### 5.3.1 Mai à juillet

5.3.1.1 Moule bleue et mye commune

5.3.1.2 Moule bleue et couteau droit

5.3.1.3 Moule bleue et saxicave arctique

5.3.1.4 Mye commune et saxicave arctique

5.3.1.5 Myselle plate et couteau droit

#### 5.3.2 À partir d'août

5.3.2.1 Moule bleue et pétoncle géant

5.3.2.2 Moule bleue et moule géante

5.3.2.3 Huître américaine et anomalie

5.3.2.4 Huître américaine et taret commun

---

6. CONCLUSION

7. REMERCIEMENTS

8. RÉFÉRENCES

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Forme de l'umbo selon la taille des larves et l'espèce (longueur en  $\mu\text{m}$ ).

Tableau 2. Tailles et âges approximatifs des larves au stade pédivéligère de certaines espèces à intérêt maricole.

Tableau 3. Abondance des larves de diverses espèces dans les échantillons prélevés A) en lagune, de mai à août 1995-2000, et B) en mer, de la mi-août à octobre 1998-2000, aux Îles-de-la-Madeleine.

## LISTE DES FIGURES

Figure 1. Cycle de reproduction de la moule bleue (*Mytilus edulis*).

Figure 2. Formes de l'umbo : a) indistinct (moule bleue, 217  $\mu\text{m}$ ); b) aplati (couteau droit, 153  $\mu\text{m}$ ); c) angulaire (mye commune, 226  $\mu\text{m}$ ); d) protubérant centré (anomie, 198  $\mu\text{m}$ ); e) protubérant décentré (huître américaine, 192  $\mu\text{m}$ ).

Figure 3. Larve œillée de moule bleue, 395  $\mu\text{m}$ .

Figure 4. Coloration de larves de myes communes provenant : a) d'une écloserie (146  $\mu\text{m}$ ), et b) d'un milieu naturel (145  $\mu\text{m}$ ).

Figure 5. Organes de déplacement : a) anomie avec son vélum (212  $\mu\text{m}$ ), et b) moule bleue avec son pied (taille indéterminée).

Figure 6. Filet à plancton pour traits verticaux.

Figure 7. Système de pompage.

Figure 8. Mesure de la taille.

Figure 9. Caractéristiques morphologiques d'une larve umbo-véligère typique : a) umbo; b) épaule antérieure; c) muscle antérieur; d) côté antérieur; e) espace entre la masse viscérale et le bord de la coquille; f) masse viscérale; g) côté postérieur; h) muscle adducteur postérieur; i) épaule postérieure; j) glande digestive.

Figure 10. Larves de moules bleues (*Mytilus edulis*).

Figure 11. Larves de pétoncles géants (*Placopecten magellanicus*).

Figure 12. Larves de myes communes (*Mya arenaria*).

Figure 13. Larves d'huîtres américaines (*Crassostrea virginica*).

Figure 14. Larves de quahaugs communes (*Mercenaria mercenaria*).

Figure 15. Larves de mactres de l'Atlantique (*Spisula solidissima*).

Figure 16. Larves de saxicaves arctiques (*Hiatella arctica*).

Figure 17. Larves de couteaux droits (*Ensis directus*), côté gauche.

Figure 18. Larves de couteaux droits (*Ensis directus*), côté droit.

Figure 19. Larves de moules géantes (*Modiolus modiolus*).

Figure 20. Larves d'anomies (*Anomia sp.*).

Figure 21. Larves de tellines naines du Nord (*Tellina agilis*).

Figure 22. Larves de myselles plates de l'Atlantique (*Mysella planulata*).

Figure 23. Larves de tarets communs (*Teredo navalis*).

Figure 24. Larve primitive d'échinoderme (181 sur 169  $\mu\text{m}$ ).

Figure 25. Larve blastula d'échinoderme, 376  $\mu\text{m}$ .

Figure 26. Larve gastrula d'échinoderme, 431  $\mu\text{m}$ .

Figure 27. Larve d'étoile de mer commune (*Asterias vulgaris*).

Figure 28. Larves d'échinodermes.

Figure 29. Larves de balanes (nauplius) entourant une larve d'huître de 189  $\mu\text{m}$ .

Figure 30. Qui suis-je?

## 1. INTRODUCTION

La réussite d'une entreprise d'élevage de bivalves est basée en bonne partie d'un approvisionnement régulier en juvéniles (naissains) provenant du milieu naturel. Une bonne connaissance des larves retrouvées dans les sites de captage présente donc un intérêt certain, tant pour les producteurs que pour les chercheurs. Cette information permet d'assurer une meilleure gestion des opérations maricoles. Par exemple, les problèmes de salissures, ou « fouling », des structures de collecte par des espèces indésirables peuvent être minimisés par une évaluation précise de la période de mise à l'eau des collecteurs.

Lors des échantillonnages larvaires, diverses espèces peuvent être observées, dont celles qui présentent un intérêt pour la mariculture : la moule bleue (*Mytilus edulis*), le pétoncle géant (*Placopecten magellanicus*) ou la mye commune (*Mya arenaria*). On retrouve également des larves de prédateurs potentiels des espèces d'élevage, comme l'étoile de mer commune (*Asterias vulgaris*), ou encore des larves de compétiteurs comme la saxicave arctique (*Hiatella arctica*) et les anomies (*Anomia sp.*). Malgré les divers documents de référence disponibles, il s'avère parfois difficile de distinguer les espèces entre elles lors de l'identification larvaire : une identification rigoureuse exige une certaine expérience de la part de l'observateur. L'acquisition de cette expertise sera favorisée par une formation adaptée, la lecture de guides vulgarisés et simples, avec photos représentatives, et des séances de travail en laboratoire sous la supervision de personnel expérimenté.

Destiné à faciliter l'identification des larves en laboratoire, le présent document, rédigé sans prétention, offre une compilation des données recueillies durant les projets scientifiques de mariculture menés par la Station technologique maricole des Îles-de-la-Madeleine depuis plus de dix ans. À ces données s'ajoutent les résultats de travaux réalisés à l'écloserie expérimentale de l'Aquarium et Centre marin de Shippagan, au Nouveau-Brunswick. Les documents de référence de Bourne (1964), Chanley et Andrews (1971), Culliney (1974), Le Pennec (1980), Loosanoff et coll. (1966), Lutz et coll. (1982), Medcof (1939), de Schweinitz et Lutz (1976), Stafford (1912), Sullivan (1948), Tremblay et coll. (1987) ont permis de combler certaines lacunes.



En plus de fournir de l'information sur la biologie des larves, le document présente un protocole de travail pour la récolte et l'analyse en laboratoire. Pour chaque espèce jugée pertinente, une série de photos (six dans la plupart des cas) correspondant aux différents stades larvaires est présentée. Elles sont accompagnées d'une brève description des stades larvaires, qui permet de distinguer les espèces les unes des autres.

## 2. REPRODUCTION ET DÉVELOPPEMENT LARVAIRES

### 2.1 Reproduction

Chez la majorité des bivalves, les sexes sont séparés. Au moment de la reproduction, les gamètes mâles et femelles sont émis dans l'eau et emportés par les courants. La période de reproduction varie selon les espèces. À titre d'exemple, la moule bleue et la mye commune se reproduisent généralement entre mai et juin aux Îles-de-la-Madeleine. Le couteau droit, la mactre de l'Atlantique, la quahaug commune et la saxicave arctique pondent vers juin. Dans le cas du pétoncle géant, du pétoncle d'Islande, de la moule géante, de l'huître américaine et de l'anomie. La ponte se produit à la mi-août.

La figure 1 illustre le cycle particulier de la moule, mais il est représentatif de la majorité des espèces de bivalves. La taille d'un œuf (oocyte) de bivalve (figure 1B) varie entre 65 et 80  $\mu\text{m}$ . La quantité de spermatozoïdes est toujours supérieure à celle des œufs. Par exemple, une huître américaine femelle de 76 mm de longueur peut pondre plus de 80 millions d'œufs, tandis qu'un mâle de la même taille libérera des milliards de spermatozoïdes.

La reproduction peut être déclenchée par une série de facteurs, parmi lesquels la température de l'eau compte parmi les plus importants. Par exemple, au Nouveau-Brunswick, la ponte des huîtres commence dès que la température de l'eau atteint 20 °C, ce qui se produit habituellement à la mi-juin dans la baie de Bouctouche et au début de juillet dans la baie de Caraquet. Des conditions stressantes telles que le brassage de l'eau par le vent, les vagues ou le courant peuvent aussi provoquer la ponte. La présence de gamètes ou de phytoplancton dans l'eau stimule également la ponte.

La fécondation se déroule dans l'eau. Dès leur arrivée, les oocytes sont fertilisés par le sperme des mâles de la même espèce. Après la fécondation, la première division cellulaire a lieu (figure 1C). Ces divisions résultent en une larve mobile appelée « trocophore » (figure 1D) qui, grâce à son cil apical, se déplace en tournant sur elle-même.

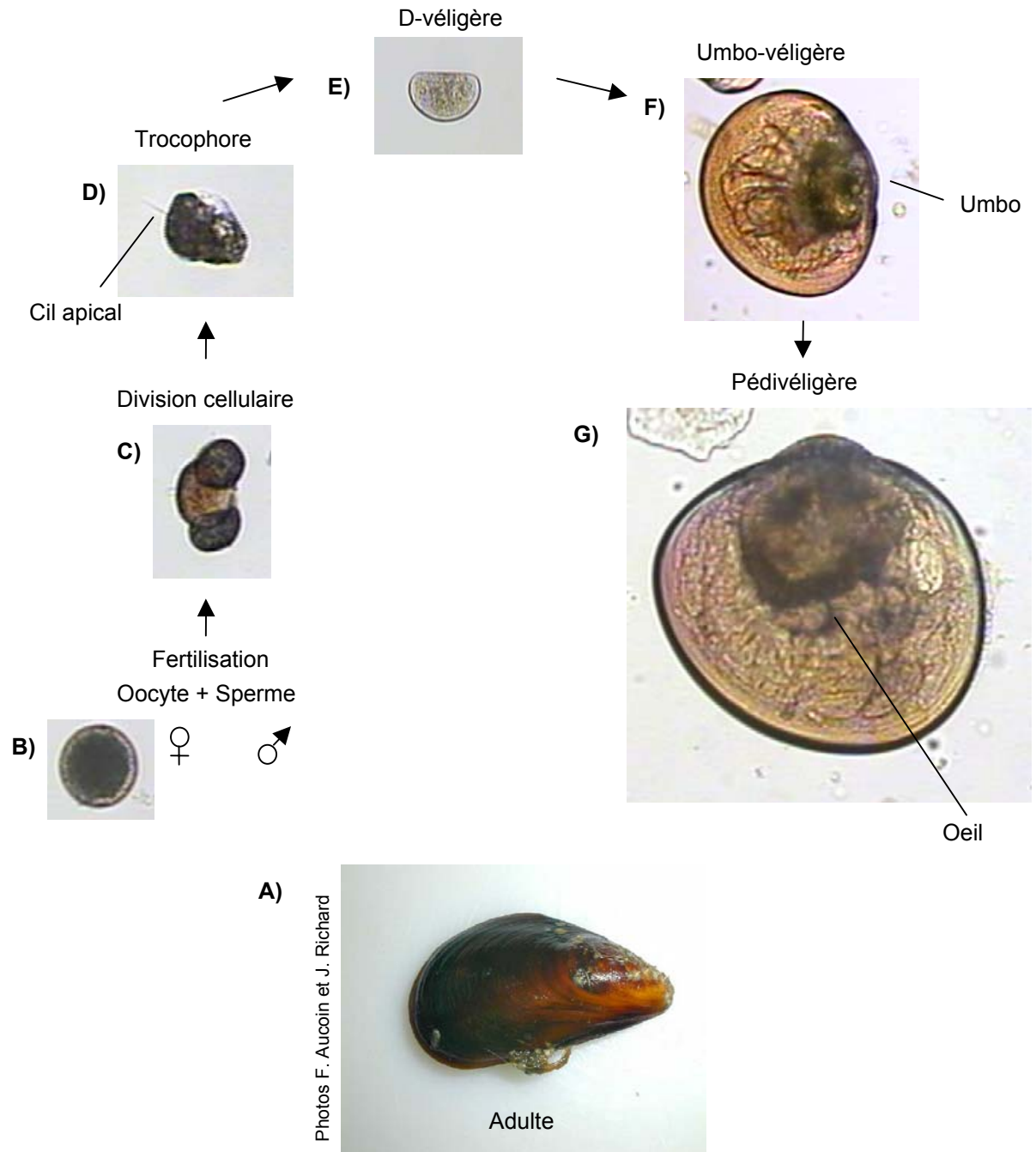


Figure 1. Cycle de reproduction de la moule bleue (*Mytilus edulis*).

## 2.2 Stades larvaires

D-véligère : Après 1 à 3 jours de vie, la larve prend la forme d'un « D » (figure 1E) et le cil apical présent au stade trocophore disparaît. La larve se déplace dans l'eau à l'aide de son vélum, un organe locomoteur muni de cils vibratiles.

Umbo-véligère : L'umbo est la zone de la coquille située près de la charnière, au plus fort de la courbure. Il peut prendre plusieurs formes, selon l'espèce et le stade de développement (figure 2 et tableau 1). La forme de l'umbo peut aussi dépendre de la position de la larve au moment de l'observation.

Pédivéligère : L'apparition du pied et d'un point noir, appelé « œil », est caractéristique de ce stade. La larve est alors prête à se fixer (figures 1G et 3). Pour observer l'œil au microscope, il faut ajuster l'image avec la vis micrométrique. Les autres organes apparaîtront alors flous.

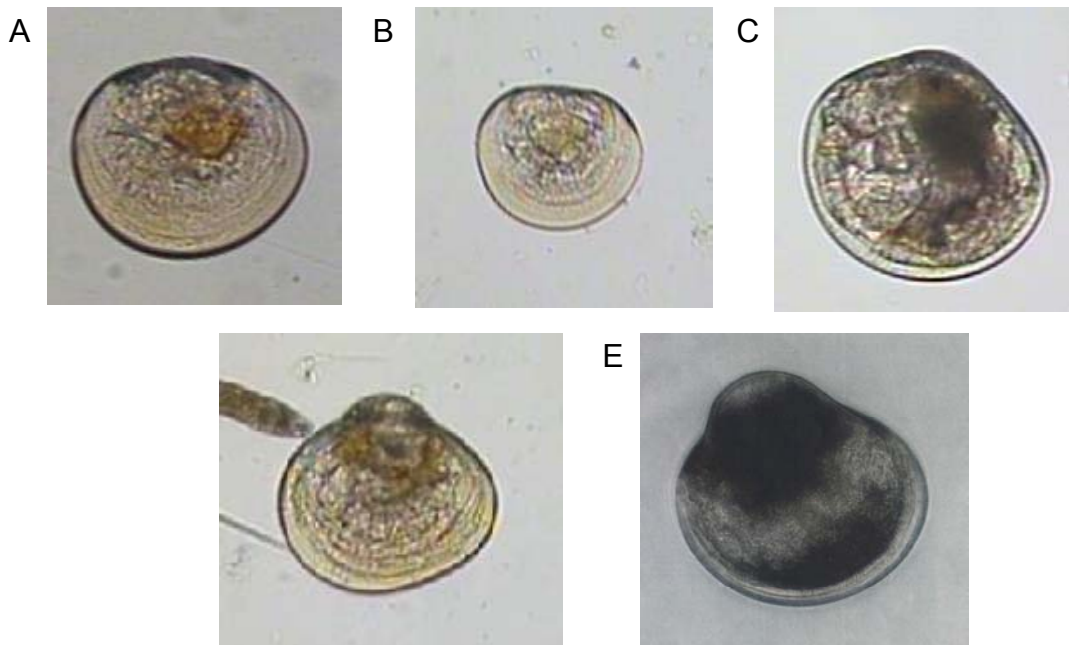


Figure 2. Formes de l'umbo : a) indistinct (moule bleue, 217  $\mu\text{m}$ ); b) aplati (couteau droit, 153  $\mu\text{m}$ ); c) angulaire (mye commune, 226  $\mu\text{m}$ ); d) protubérant centré (anomie, 198  $\mu\text{m}$ ); e) protubérant décentré (huître américaine, 192  $\mu\text{m}$ ).

Tableau 1. Forme de l'umbo selon la taille des larves et l'espèce (longueur en  $\mu\text{m}$ ).

Espèces	Indistinct	Aplati	Angulaire	Protubérant centré	Protubérant décentré
Anomie	90-120			90-215	
Couteau droit	135-195	200-275	200-275		
Huître américaine	85-110			115-150	140-320
Moule bleue	150-260			260-305	
Moule géante	140-165			170-350	
Mye commune	110-200		170-210		
Myselle plate		124-250		250-350	
Pétoncle géant	105-270				
Saxicave arctique			135-340		
Telline naine du Nord	90-135			135-250	210-340
Taret commun		105-130	115-200		

Photo F. Aucoin



Figure 3. Larve œillée de moule bleue, 395  $\mu\text{m}$ .

## 2.3 Alimentation

Les larves de bivalves filtrent l'eau à travers leurs branchies pour se nourrir des espèces de plantes ou d'animaux minuscules qui vivent en suspension dans l'eau, ainsi que de parcelles de plantes et d'animaux plus volumineux. La couleur des larves peut varier selon la nourriture consommée. Par exemple, les larves produites en éclosure sont souvent plus pâles que celles retrouvées en milieu naturel (figure 4).

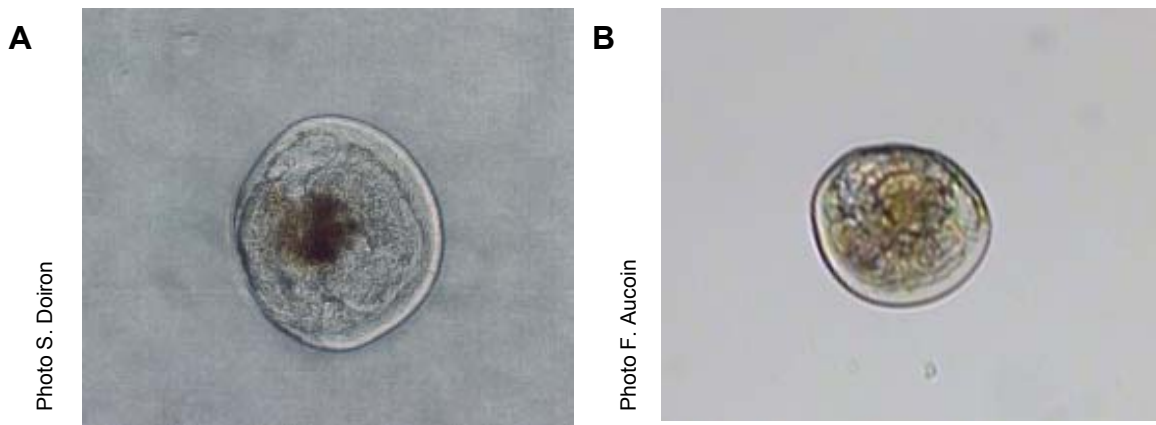


Figure 4. Coloration de larves de myes communes provenant : a) d'une éclosure (146  $\mu\text{m}$ ), et b) d'un milieu naturel (145  $\mu\text{m}$ ).

## 2.4 Déplacement

Les larves sont planctoniques. À l'aide de leur vélum, elles nagent à la verticale dans la colonne d'eau (figure 5A). En général, les larves se maintiennent près de la surface durant la nuit et plus en profondeur durant le jour. Les courants dominants assurent leur transport horizontal. Il arrive qu'elles soient emportées sur plusieurs kilomètres. Après la métamorphose en post-larve, le vélum disparaît et c'est le pied qui permet au mollusque de se déplacer d'un site de fixation à un autre (figure 5B).

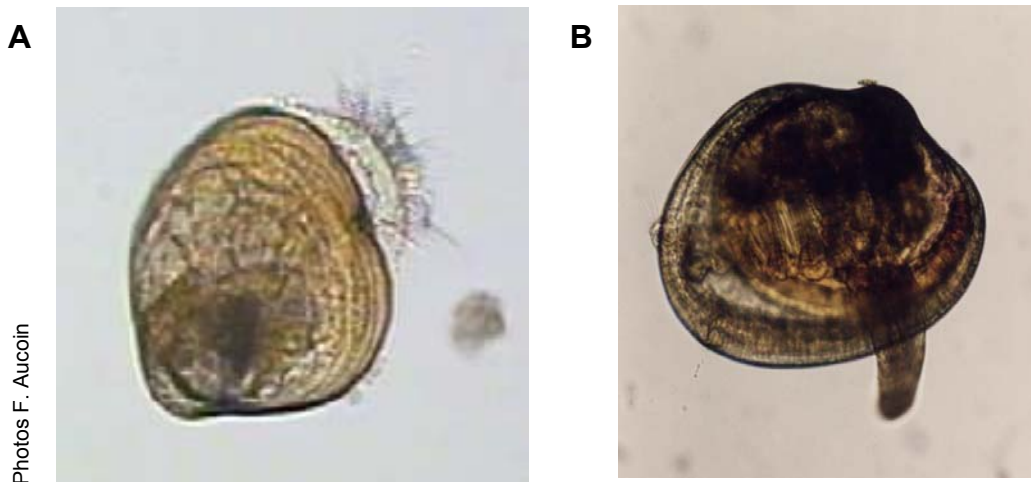


Figure 5. Organes de déplacement : a) anomie avec son vélum (212  $\mu\text{m}$ ), et b) moule bleue avec son pied (taille indéterminée).

## 2.5 Métamorphose et fixation

À la fin du stade pédivéligère, les larves de mollusques cherchent un substrat solide pour se fixer et se métamorphoser en post-larve. Le rythme de croissance pendant la période larvaire varie selon les espèces et en fonction d'éléments comme la température de l'eau et la disponibilité de la nourriture. Par exemple, la moule bleue sera prête à se fixer au bout de 30 jours environ, tandis que la mye commune sera prête au bout de 14 jours (tableau 2). Dans un contexte de production maricole, la mise à l'eau des structures de collecte devra précéder l'atteinte du stade de fixation de l'espèce visée.

Une larve pédivéligère peut retarder sa métamorphose et poursuivre sa croissance jusqu'à ce qu'elle trouve un substrat adéquat. La taille maximale d'une larve dépend donc de la disponibilité des substrats dans son milieu. La métamorphose survient rapidement après la fixation. Selon les espèces, la fixation d'une larve peut être temporaire ou permanente.

Tableau 2. Tailles et âges approximatifs des larves au stade pédivéligère de certaines espèces d'intérêt maricole.

<b>Espèces</b>	<b>Durée larvaire (jours)</b>	<b>Taille (µm)</b>
Huître américaine	16-20	320
Moule bleue	25-30	260
Mye commune	12-16	220
Pétoncle géant	25-30	220



### 3. MÉTHODES DE PRÉLÈVEMENT DES LARVES

Il existe diverses méthodes de prélèvement des larves. Les techniques décrites ci-dessous – le filet à plancton et le système de pompage – sont parmi les plus courantes.

#### 3.1 Filet à plancton

On utilise le filet à plancton pour réaliser des traits larvaires verticaux, horizontaux et obliques. Le premier type d'échantillonnage permet une évaluation du zooplancton dans toute la colonne d'eau. Les traits horizontaux permettent d'évaluer le contenu larvaire dans une couche d'eau particulière. Enfin, le trait oblique permet d'évaluer le contenu larvaire dans un espace donné. Les deux premiers modes d'échantillonnage sont expliqués ci-dessous.

##### 3.1.1 Description du filet

Le système est en général composé d'un filet de nytex de forme conique (mailles de 80  $\mu\text{m}$ ) monté sur un anneau d'acier inoxydable de 0,15 cm de diamètre. Cet anneau maintient l'ouverture du filet à un mètre de diamètre (figure 6). À la base du cône se trouve un godet collecteur constitué d'un court tuyau troué, doublé de l'intérieur de nytex. Le filet, qui atteint ainsi une longueur totale de 3 m, est recommandé pour des échantillonnages à grande profondeur. Pour la réalisation de traits de faible profondeur, il est préférable d'utiliser un filet

Photo J. Richard



Figure 6. Filet à plancton pour traits verticaux.

de plus petite taille. À noter que les filets et les godets sont disponibles auprès d'entreprises spécialisées.

Pour les traits horizontaux, trois câbles fixés à distance égale sur l'anneau d'ouverture se rejoignent en un point vers le haut du filet, ce qui permet de l'attacher au treuil. Une virole et un poids dépresseur sont également installés à cette jonction. Un débitmètre fixé au milieu de l'ouverture du filet au moyen de 3 tiges métalliques mesure le volume d'eau filtrée.

Pour les traits verticaux, trois câbles attachés à distance égale sur l'anneau d'ouverture sont dirigés vers le bas afin de maintenir le poids de 25 kg. Une cordelette relie le godet au poids afin de l'empêcher de remonter à la descente du filet. On peut calculer le volume de la colonne d'eau filtrée par le filet par la formule  $v = \pi R^2 h$  ( $\pi$  : 3,1416; R : rayon d'ouverture du filet; h : profondeur maximale atteinte par le filet) ou au moyen d'un débitmètre.

### 3.1.2 Méthode d'échantillonnage

Pour chaque trait, il faut noter des données telles que la date, l'heure, la position du site et la profondeur échantillonnée. S'il y a lieu, il faut aussi inscrire la valeur initiale du compteur du débitmètre.

Pour un trait vertical, le bateau doit rester stationnaire. On descend le filet lentement, jusqu'à la profondeur voulue, puis on le remonte à l'aide d'un treuil, à une vitesse de 6 cm/s environ. Pour un trait horizontal, le filet est mouillé à la profondeur désirée, puis le bateau le remorque à faible vitesse (2 à 4 nœuds) sur une distance prédéterminée. Le filet est ensuite remonté.

Une fois le filet à bord, on note la valeur finale du compteur du débitmètre. On lave ensuite les parois du filet à l'eau salée pour en dégager le plancton et l'amener vers le godet. Lorsque le godet est égoutté aux trois quarts, on le dévisse du filet et on déverse son contenu dans une série de tamis superposés. La taille du maillage des tamis varie selon la taille des larves recherchées. Par exemple, pour le suivi de larves de bivalves, les mailles du tamis supérieur mesurent

habituellement retiennent uniquement les particules ou organismes plus

volumineux, est mis de côté. Un flacon laveur rempli d'eau salée permettra de concentrer tout le contenu du tamis de 53  $\mu\text{m}$  dans un coin, qui sera transvidé dans un pot d'échantillonnage bien identifié au préalable (site et date d'échantillonnage). De l'eau salée peut être ajoutée au pot de façon à garder le plancton immergé. Les échantillons sont conservés au frais, dans une glacière, pour le transport vers le laboratoire.

### 3.2 Pompe à plancton

#### 3.2.1 Description du système de pompage

Une pompe submersible (le modèle R14-3700 gph est suggéré) est utilisée pour le montage. Elle est reliée à une batterie de 12 volts protégée par un boîtier. Un tuyau flexible de 6 m de longueur et de 6 cm de diamètre environ est fixé à la pompe. Un compteur d'eau (muni d'un cadran qui indique le volume d'eau pompé) et une valve de contrôle de débit (figure 7) sont fixés au tuyau. Un tuyau en coude installé à la sortie d'eau facilite le déversement sur les tamis.



Photo. J. Richard

Figure 7. Système de pompage.

Une série de tamis superposés filtrent l'eau pompée. Généralement, pour le suivi des larves de bivalves, le premier tamis est de 350  $\mu\text{m}$  et le second de 53  $\mu\text{m}$ , tel que mentionné dans la partie 3.1.2. Ces tamis sont fermés par un couvercle perforé qui laisse entrer le tuyau d'approvisionnement. Un support en aluminium avec chaudière trouée,

qui laisse s'écouler l'eau filtrée, permet d'installer le système de tamisage sur le côté du bateau.

### 3.2.2 Méthode d'échantillonnage

Sur le site d'échantillonnage, on note l'heure d'échantillonnage, la position du site, la température et la salinité de l'eau de mer. La pompe submersible est ensuite mouillée à environ 2 m de la surface. La pompe est alors branchée aux pôles de la batterie. Pendant que l'eau circule dans le système de pompage, on remplit le fond de la chaudière qui sert de base au support du système de filtration afin que les larves recueillies demeurent en suspension au fond du dernier tamis.

Avant de commencer l'opération de filtration, la valeur du compteur d'eau doit être notée. Par après, on insère le coude au bout du tuyau d'approvisionnement dans le trou du couvercle des tamis et on ouvre la valve de débit.

Pendant la filtration, la pompe est déplacée dans la colonne d'eau de la surface, jusqu'à une profondeur de 2 m, dans un mouvement régulier de va-et-vient pour recueillir un échantillon représentatif des larves présentes sur le site. Lorsque le compteur indique que 1000 litres d'eau ont été filtrés, on ferme la valve de contrôle de débit, on débranche la pompe et on détache le système de filtration de son support.

Les tamis superposés du système de filtration sont alors démontés. Le premier tamis est mis de côté. Les larves retenues dans le tamis du bas sont récupérées au moyen d'un flacon laveur rempli d'eau de mer. Le plancton est concentré dans un coin du tamis et récupéré dans un pot d'échantillonnage bien identifié au préalable (site et date d'échantillonnage).

Une fois le tamis nettoyé, le pot d'échantillonnage est bien fermé et mis au frais. Dès leur arrivée au laboratoire, les pots sont gardés au frais, à des températures variant de 2 à 4 °C. La qualité des larves peut ainsi être maintenue pendant 2 jours environ. Si l'analyse ne peut être faite dans ce délai, les larves devront être plongées dans de l'éthanol de 70 à 85 %.

## 4. ANALYSE DES LARVES AU LABORATOIRE

Diverses étapes précèdent l'analyse proprement dite; elles sont décrites ci-dessous.

### 4.1 Traitement de l'échantillon

Avant de procéder à l'examen microscopique des larves, il est important d'homogénéiser la solution contenant le plancton. Pour ce faire, le contenu du pot est versé dans un bécher. On ajoute ensuite de l'eau de mer filtrée, si l'échantillon est frais, jusqu'à l'obtention d'un volume connu. Habituellement, pour les espèces larvaires abondantes comme la moule bleue, un volume de 500 ml est utilisé. Pour les espèces moins abondantes comme le pétoncle géant, le volume utilisé est de 200 ml. Si les larves ont été préservées dans de l'éthanol, le contenu du pot doit être tamisé à 53  $\mu\text{m}$ , rincé à l'eau douce puis transféré dans le bécher. De l'eau douce sera utilisée pour le traitement de ce type d'échantillon.

Après avoir mélangé la solution, on prélève 5 sous-échantillons de 1 ml à l'aide d'une pipette et on les dépose dans un verre de montre de 100 mm de diamètre. Un mouvement rotatoire du verre de montre concentre les larves dans la solution au fond du verre; il est alors possible d'enlever les algues en suspension et le surnageant à l'aide d'une pipette. En effectuant des rinçages successifs à l'eau douce ou à l'eau de mer, puis en éliminant le surnageant avec une pipette, on ne conserve que les larves pour l'examen microscopique.

### 4.2. Méthode d'observation et mesures

#### 4.2.1 Utilisation du microscope

Pour l'analyse au microscope, une petite quantité du sous-échantillon est prélevée dans le verre de montre à l'aide d'une pipette, puis déposée sur une lame à puits dotée d'une cuvette de 0,1 ml. Le puits est ensuite recouvert d'une lamelle. Cette étape devra être répétée jusqu'à épuisement du sous-échantillon contenu dans le verre de montre. Les mesures sont généralement prises avec un objectif de 10x et un oculaire de 10x, pour un grossissement de 100 fois.

#### 4.2.2 Calcul de la densité et mesure de la taille des larves

Les densités des espèces retrouvées dans un échantillon varient selon les sites et la période de l'année. Généralement, la densité est exprimée en nombre de larves par litre ou en nombre de larves par mètre cube. Pour obtenir une telle valeur, le nombre de larves dans le verre de montre, à un volume de 5 ml, devra être évalué pour la totalité du volume connu (voir la section 4.1). La densité sera ensuite calculée en fonction du volume d'eau pompé ou filtré au moment de l'échantillonnage en milieu naturel.

##### Exemple de calcul

Six larves de moules ont été dénombrées dans un sous-échantillon de 5 ml provenant d'un volume connu de 500 ml. Pour cet échantillon, 75 litres d'eau de la lagune ont été pompés.

6 larves dans le sous-échantillon = 5 ml

**600 larves dans l'échantillon = 500 ml**

600 larves dans l'échantillon = 75 litres d'eau pompés

**8 larves/litre ou**

**8000 larves/m<sup>3</sup> (1000 litres) en lagune**

La taille des larves, exprimée en  $\mu\text{m}$  (micron, soit 0,001 mm), est mesurée à l'aide d'un micromètre dans l'oculaire du microscope. La distribution de la fréquence de taille est généralement réalisée à partir de la longueur de la larve, soit la plus grande distance parallèle à la charnière (figure 8).

Photo F. Aucoïn

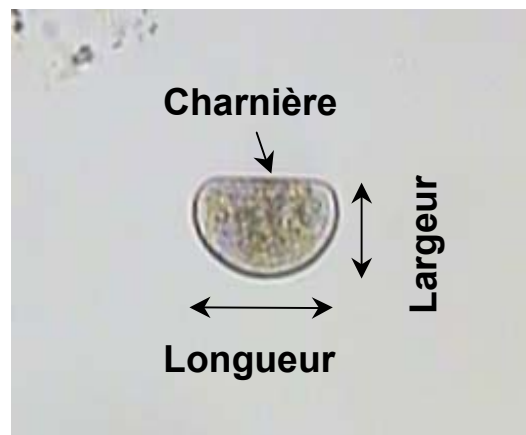


Figure 8. Mesure de la taille.

Le dénombrement et la mesure des tailles seront facilités par l'utilisation d'un logiciel d'analyse d'images (par exemple, Leica Q500, Image Pro, Optimas), relié au microscope par un ordinateur. Ce système permet également la prise d'images (à noter que les images présentées dans le présent document ont été saisies de cette manière).

### 4.3 Identification des larves

Pour identifier les larves, il faut s'appuyer d'une part sur les caractéristiques morphologiques propres à chaque espèce et, d'autre part, sur les périodes d'occurrence dans la colonne d'eau. Les caractéristiques morphologiques d'une larve type sont décrites à la figure 9. Les caractéristiques particulières de chaque espèce sont présentées dans la section 5.

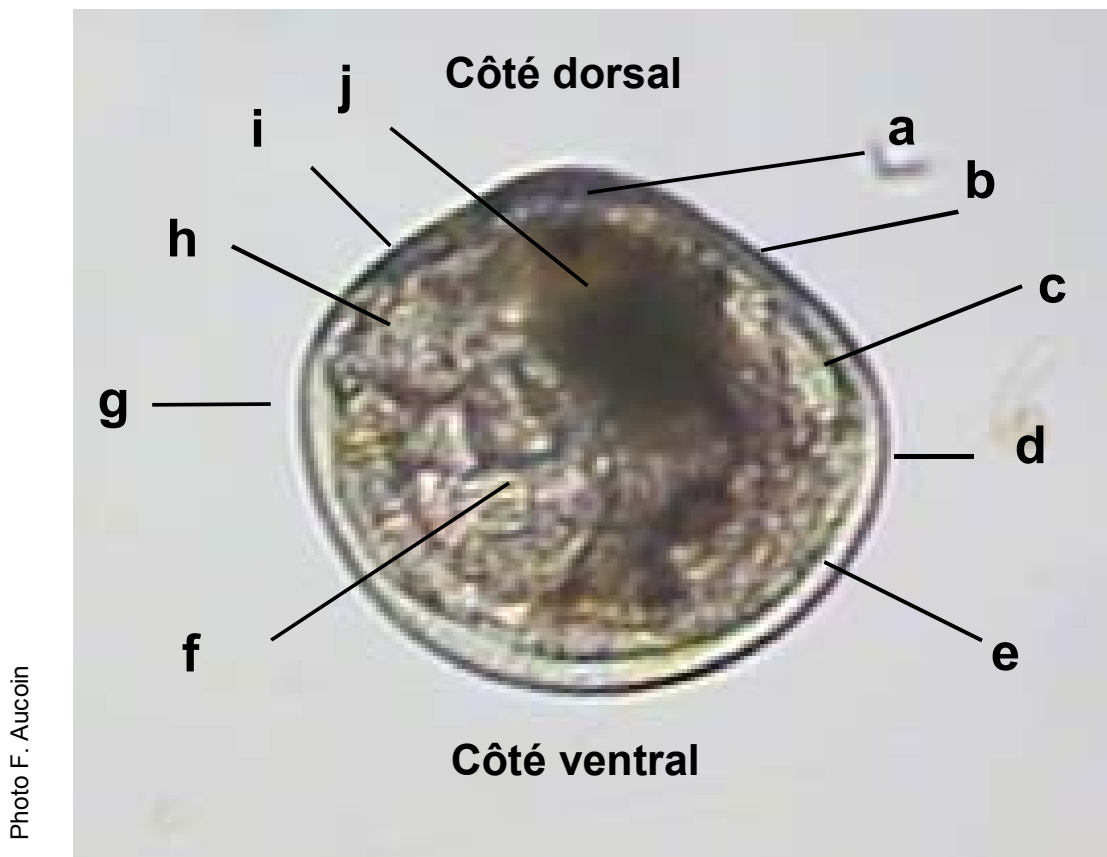
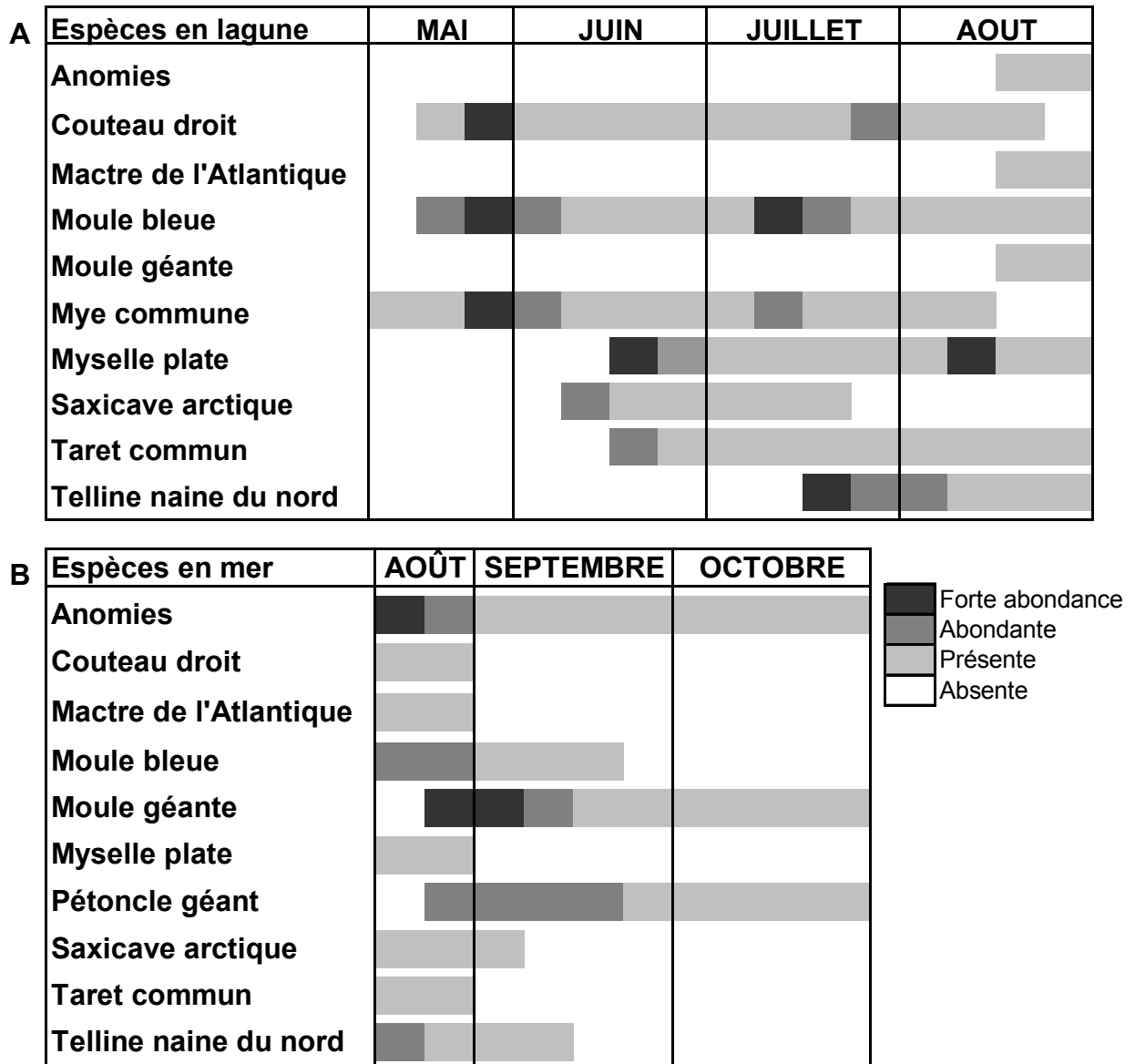


Figure 9. Caractéristiques morphologiques d'une larve umbo-véligère typique : a) umbo; b) épaule antérieure; c) muscle antérieur; d) côté antérieur; e) espace entre la masse viscérale et le bord de la coquille; f) masse viscérale; g) côté postérieur; h) muscle adducteur postérieur; i) épaule postérieure; j) glande digestive.

À titre d'exemple, les tableaux 3a et b présentent les variations saisonnières dans l'abondance de diverses espèces qui ont été

enregistrées lors de suivis dans les lagunes et au large des Îles-de-la-Madeleine entre 1995 et 2000. Cette information permet de discriminer certaines espèces lors de l'analyse.

Tableau 3. Abondance des larves de diverses espèces dans les échantillons prélevés (A) en lagune, de mai à août 1995-2000, et (B) en mer, de la mi-août à octobre 1998-2000, aux Îles-de-la-Madeleine.





Les résultats contenus dans le tableau 3 permettent d'éliminer d'emblée, pendant le processus d'identification des larves, certaines espèces qui sont présentes à certaines périodes de l'année seulement. Par exemple, un échantillon prélevé en juin ne devrait pas contenir de larves de moules géantes. Toutefois, les conditions météorologiques (températures, tempêtes) peuvent faire varier la période d'occurrence des espèces.

#### 4.3.1 Étapes de l'identification larvaire

La séquence chronologique des étapes de l'identification larvaire diffère d'un observateur à l'autre. Il est proposé, dans le cadre de ce document, d'utiliser tout d'abord les dates d'échantillonnage pour éliminer des espèces qui ne devraient pas être présentes à certaines périodes de l'année (tableau 3). Ensuite, on utilise la taille des larves, combinée à la forme de l'umbo (tableau 1), pour réduire encore le spectre des possibilités. Enfin, les caractéristiques secondaires décrites dans la section 5, combinées avec la taille des larves, permettent de raffiner l'identification des espèces. En cas de doute, l'observateur peut se référer à la section 5.3, dans laquelle sont comparées les larves des espèces les plus susceptibles d'être confondues.

## 5. CARACTÉRISTIQUES DES LARVES

Ce chapitre présente une brève description de différentes espèces susceptibles de se retrouver dans un échantillon de larves. Les photos de larves proviennent d'échantillonnages réalisés en lagune et au large des Îles-de-la-Madeleine dans le cadre de projets menés par la Station technologique maricole du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, ainsi que de projets menés en écloserie expérimentale à l'Aquarium et au Centre marin de Shippagan, au Nouveau-Brunswick. La première partie porte sur les espèces à intérêt maricole et la deuxième sur les espèces associées pouvant être observées dans l'échantillon.

La taille approximative des adultes des différentes espèces est représentée par une ligne sous la photo des spécimens. La taille est mesurée dans l'axe le plus long de l'animal. Pour les espèces de grande taille, la ligne peut être coupée en deux sections ou plus.

### 5.1. Espèces d'élevage

La moule bleue, le pétoncle géant, le pétoncle d'Islande, la mye commune, l'huître américaine, la quahaug commune et la mactre de l'Atlantique font partie des espèces à intérêt maricole. Malheureusement, il a été impossible d'intégrer des photos et de l'information pertinentes sur les larves de pétoncles d'Islande au présent document. Un feuillet supplémentaire sur cette espèce devra donc être produit dès que possible.

### 5.1.1 Moule bleue (*Mytilus edulis*)



Dans les lagunes des Îles-de-la-Madeleine, la densité des larves est élevée vers la fin de mai (tableau 3). Un second pic peut être noté vers la mi-juillet. Les tailles varient entre  $110 \times 76 \mu\text{m}$  et  $424 \times 343 \mu\text{m}$  (figure 10). À  $110 \mu\text{m}$  de longueur, les larves, de couleur jaune pâle et d'apparence granuleuse, sont en forme de « D » aplati, et sont beaucoup plus longues que larges. La charnière est alors longue et droite. Autour de  $120 \mu\text{m}$ , le jaune apparaît plus foncé et les 2 extrémités de la charnière deviennent plus noires. À  $130 \mu\text{m}$  environ, les larves gardent toujours leur forme en « D » et la ligne de la charnière s'épaissit. L'umbo, bas et arrondi, apparaît sous la charnière. Autour de  $160 \mu\text{m}$ , l'umbo est projeté au-dessus de la ligne de la charnière. Celle-ci devient courbée, pour s'arrondir aux extrémités. La forme asymétrique ainsi que la couleur de la larve s'accroissent au fil de la croissance. Le côté antérieur reste pointu tandis que l'autre côté s'élargit. Quand la larve atteint  $260 \mu\text{m}$ , on aperçoit son pied ainsi qu'un point noir (l'œil), représentatifs du stade pédivéligère. À  $350 \mu\text{m}$  environ, l'umbo centré devient protubérant; dans certains cas, une coloration pourpre apparaît près du muscle adducteur antérieur. Des post-larves sont parfois aperçues dans les échantillons (figure 10H).



110 x 76  $\mu\text{m}$



163 x 126  $\mu\text{m}$



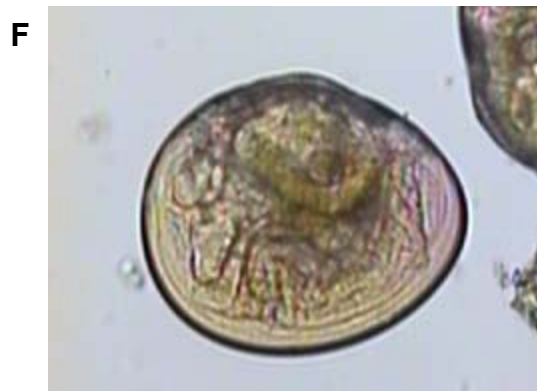
126 x 100  $\mu\text{m}$



216 x 187  $\mu\text{m}$



139 x 109  $\mu\text{m}$



260 x 225  $\mu\text{m}$

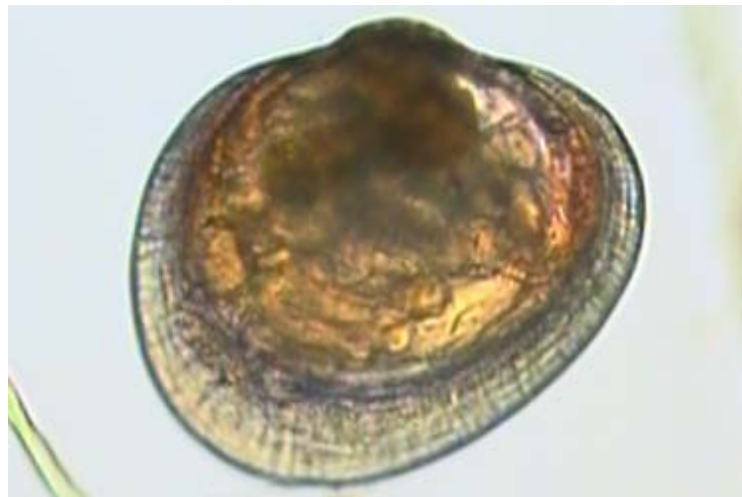
Figure 10. Larves de moules bleues (*Mytilus edulis*).

**G**



350 x 308  $\mu\text{m}$

**H**



Photos F. Aucoin

424 x 343  $\mu\text{m}$

Figure 10 (suite). Larves de moules bleues (*Mytilus edulis*).

### 5.1.2 Pétoncle géant (*Placopecten magellanicus*)



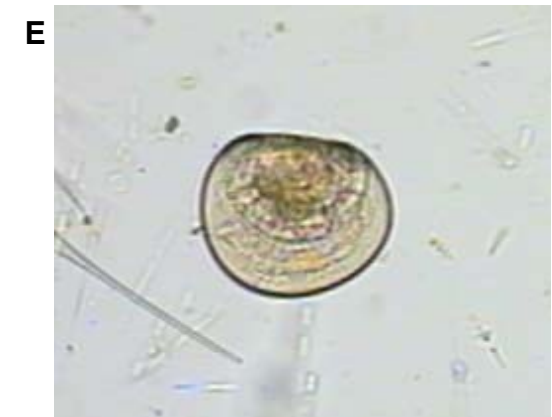
Au large des Îles-de-la-Madeleine, les larves apparaissent vers la fin d'août et elles y persistent jusqu'à la fin de l'automne (tableau 3). Les tailles observées varient de 110 x 88  $\mu\text{m}$  à 340 x 307  $\mu\text{m}$  (figure 11). Les larves D-véligères, d'apparence très délicate, sont jaune et vert très pâle. Comme la plupart des larves, elles deviennent plus foncées au fil de leur évolution. Vers 110  $\mu\text{m}$  de longueur, la ligne de la charnière est très fine, mais elle est plus foncée aux extrémités. Quand la larve atteint 124  $\mu\text{m}$ , l'umbo indistinct demeure sous la charnière. À 135  $\mu\text{m}$ , la partie centrale, où se situent les viscères, devient plus foncée, mais la larve demeure encore relativement transparente. À ce stade, la charnière a encore épaissi et l'umbo reste sous la charnière. À environ 200  $\mu\text{m}$ , l'umbo sort un peu. À ce stade, la larve a la forme d'un œuf. La partie antérieure est pointue, tandis que la partie postérieure est plutôt large et assez plate. Le stade pédivéligère peut être atteint vers 220  $\mu\text{m}$ . Une post-larve est présentée à la figure 11H.



110 x 88  $\mu\text{m}$



114 x 92  $\mu\text{m}$



157 x 126  $\mu\text{m}$



125 x 102  $\mu\text{m}$



200 x 177  $\mu\text{m}$

Figure 11. Larves de pétoncles géants (*Placopecten magellanicus*).

**G**



260 x 236  $\mu\text{m}$

**H**



Photos F. Aucoin

340 x 307  $\mu\text{m}$

Figure 11 (suite). Larves de pétoncles géants (*Placopecten magellanicus*).



### 5.1.3 Mye commune (*Mya arenaria*)



Dans les lagunes des Îles-de-la-Madeleine, les larves de myes communes apparaissent tôt en mai et restent jusqu'à la fin d'août (tableau 3). Les tailles varient de 105 x 90  $\mu\text{m}$  à 380 x 310  $\mu\text{m}$  (figure 12). Au tout début, les larves ont une forme de « D » arrondi, elles sont d'apparence délicate et sont remplies de granules transparents. L'umbo indistinct est visible sous la ligne de la charnière. Les extrémités de la charnière se courbent sur elles-mêmes au fil de la croissance, laissant voir les épaules. Une coloration gris pâle et verdâtre apparaît et devient plus foncée au cours du développement de la larve. À 140  $\mu\text{m}$  environ, on peut voir un anneau clair parallèle à la coquille; il sépare la masse viscérale du bord de la coquille. Cet anneau reste présent jusqu'à la fin du stade larvaire. Quand la larve arrive à 155  $\mu\text{m}$  environ, l'umbo angulaire est projeté au-dessus de la charnière et il surplombe deux pentes presque égales de chaque côté. Dans le dernier stade, une pigmentation brunâtre peut orienter l'identification. La figure 12G présente une post-larve.

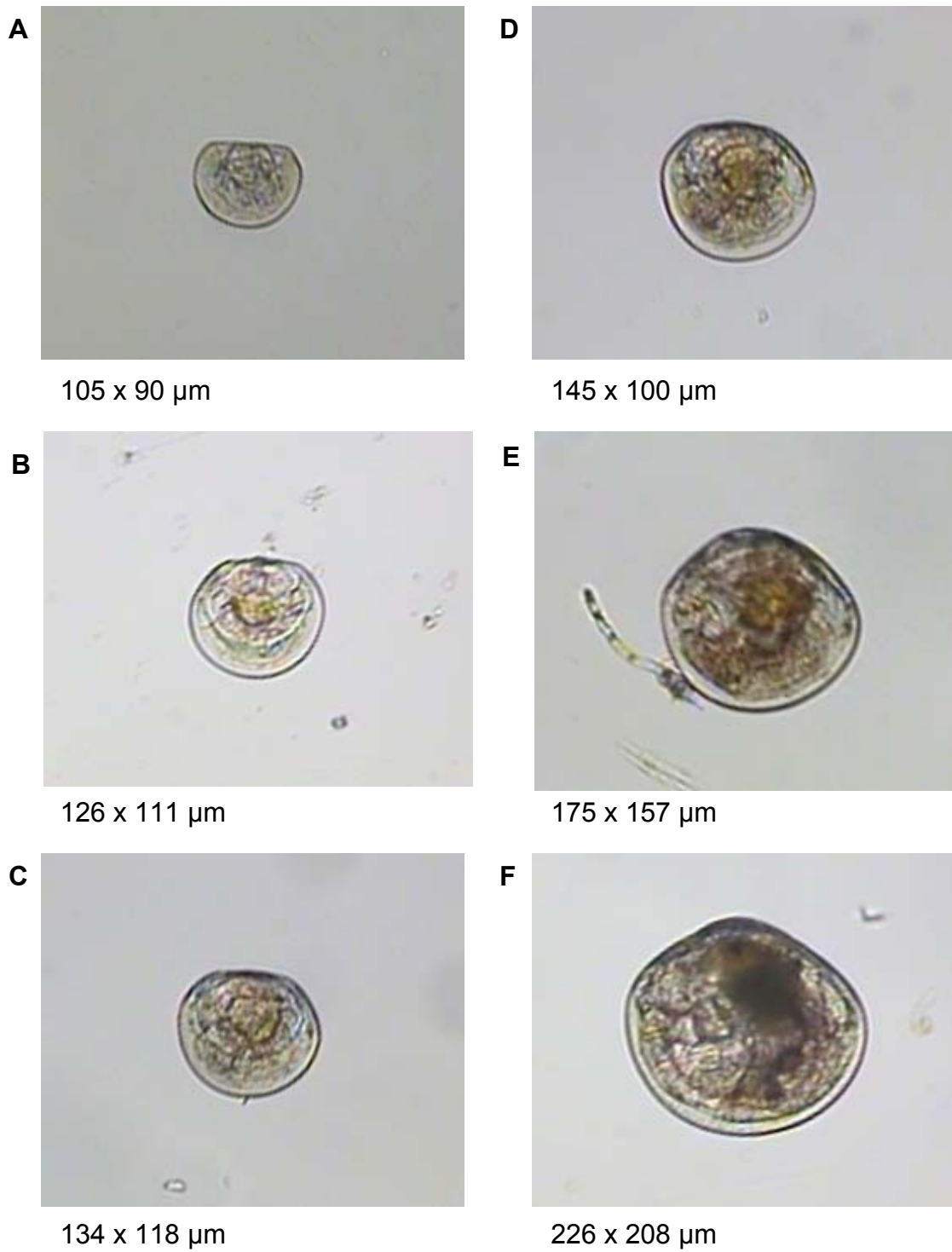


Figure 12. Larves de myes communes (*Mya arenaria*).

G

Photos F. Aucoin



381 x 311  $\mu\text{m}$

Figure 12 (suite). Larves de myes communes (*Mya arenaria*).

#### 5.1.4 Huître américaine (*Crassostrea virginica* )



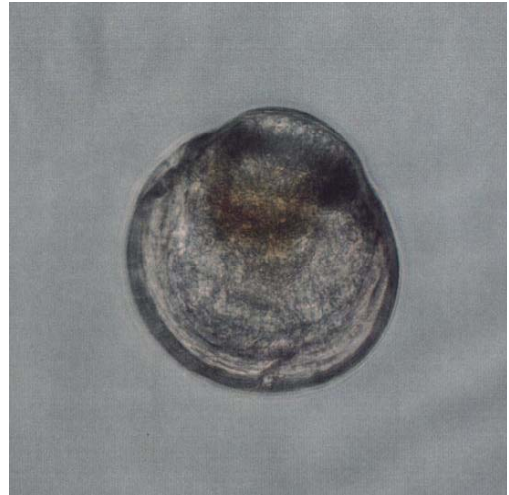
Sullivan (1948) rapporte la présence des larves d’huîtres dans la baie de Malpèque (Île-du-Prince-Édouard) du début de juillet à la fin d’août, et que leur taille varie de 70 x 80  $\mu\text{m}$  à 335 x 350  $\mu\text{m}$ . Toujours selon Sullivan, la larve D-véligère est de couleur rosée et devient plus foncée au fil de la croissance. L’umbo, indistinct au début, se développe rapidement et apparaît au centre de la partie dorsale (figure 13). Plus tard, quand la larve arrive à 115  $\mu\text{m}$ , l’umbo se déplace latéralement, devient décentré et proéminent. L’asymétrie bilatérale se développe progressivement. L’épaisseur de l’umbo complique la saisie d’images, ce qui explique le flou des photos de larves présentées à la figure 13.

**A**



76 x 69  $\mu\text{m}$

**D**



138 x 138  $\mu\text{m}$

**B**



100 x 168  $\mu\text{m}$

**E**



192 x 185  $\mu\text{m}$

**C**



115 x 115  $\mu\text{m}$

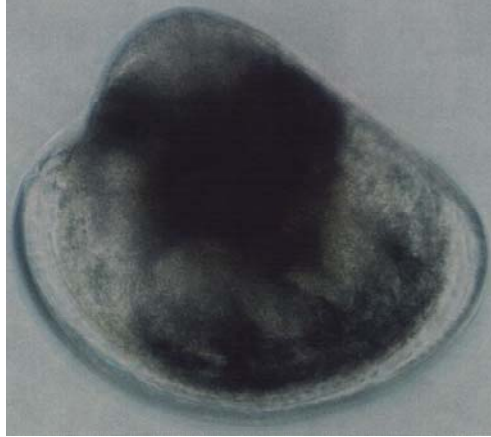
**F**



208 x 204  $\mu\text{m}$

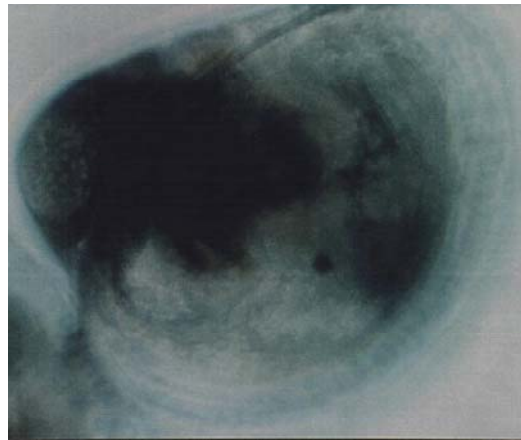
Figure 13. Larves d'huîtres américaines (*Crassostrea virginica*).

**G**



258 x 242  $\mu\text{m}$

**H**



Photos S. Doiron

319 x 300  $\mu\text{m}$

Figure 13 (suite). Larves d'huîtres américaines (*Crassostrea virginica*).

### 5.1.5 Quahaug commune (*Mercenaria mercenaria*)



Dans la baie de Malpègue (Île-du-Prince-Édouard), les premières larves arrivent tôt en juillet et elles y restent jusqu'à la mi-août (Sullivan, 1948). Leur taille peut varier de  $115 \times 100 \mu\text{m}$  à  $270 \times 255 \mu\text{m}$  (Doiron, données non publiées). La larve est jaune pâle au tout début et devient plus grisâtre en grossissant. Vers  $150 \mu\text{m}$ , l'umbo semble épais au-dessous de la ligne fine de la charnière (figure 14). Entre  $160$  et  $200 \mu\text{m}$ , l'umbo est soulevé en haut de la ligne de la charnière et les épaules sont plates de chaque côté du sommet. Quand elle atteint  $200 \mu\text{m}$ , la larve prend une forme pointue avec un umbo angulaire.

**A**



150 x 123  $\mu\text{m}$

**C**



200 x 180  $\mu\text{m}$

**B**



184 x 161  $\mu\text{m}$

Photos S. Doiron

**D**



231 x 224  $\mu\text{m}$

Figure 14. Larves de quahaugs communes (*Mercenaria mercenaria*).



### 5.1.6 Mactre de l'Atlantique (*Spisula solidissima*)



Selon Sullivan (1948), on trouve ces larves dans la baie de Malpèque de la mi-juin à la mi-juillet, et parfois jusqu'à la fin d'août. Leur taille varie de 80 à 270  $\mu\text{m}$ . Dans les premiers stades, entre 90 et 140  $\mu\text{m}$ , un umbo épais de couleur pâle est présent sous la ligne de la charnière. À partir de 140  $\mu\text{m}$  environ, l'umbo est projeté au-dessus de la charnière et devient angulaire. Les angles des côtés antérieurs et postérieurs sont hauts et aigus. La pente du côté postérieur est plus courte que celle du côté antérieur (figure 15).

**A**



96 x 77  $\mu\text{m}$

**C**



138 x 123  $\mu\text{m}$

**B**



115 x 92  $\mu\text{m}$

**D**



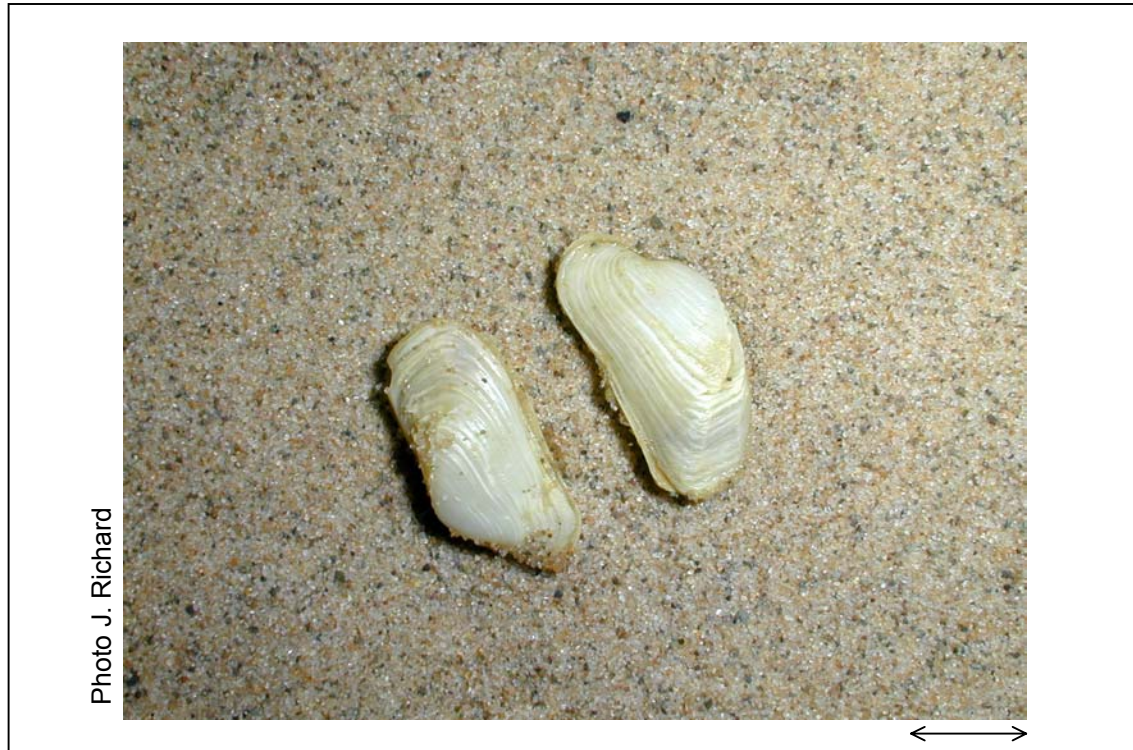
215 x 192  $\mu\text{m}$

Photos S. Doiron

Figure 15. Larves de mactres de l'Atlantique (*Spisula solidissima*).

## 5.2 Espèces associées

### 5.2.1 Saxicave arctique (*Hiatella arctica*)



Au large des Îles-de-la-Madeleine, les larves sont observées jusqu'au début de septembre (tableau 3). La période des échantillonnages en mer, d'août à septembre, n'a pas permis de prendre des photos représentatives des premiers stades larvaires (figure 16). Des larves provenant de la mer sont à l'occasion observées en lagune, mais elles sont déjà à des stades avancés. Selon Sullivan (1948), les tailles peuvent varier de  $120 \times 130 \mu\text{m}$  à  $310 \times 345 \mu\text{m}$ . De  $120$  à  $140 \mu\text{m}$ , les larves sont grises ou brun pâle; leur couleur devient plus foncée au fil de la croissance. Quand les larves ont cette taille, l'umbo apparaît comme une protubérance ronde cachant la ligne droite de la charnière. L'umbo des larves de  $130$  à  $210 \mu\text{m}$  est bas et rond, leur côté formant une ligne continue avec l'épaule. Les larves de plus de  $210 \mu\text{m}$  possèdent un umbo plus proéminent et leurs côtés forment des angles obtus avec les épaules. La pente postérieure est plus courte que l'antérieure. Quand la larve atteint le stade de la fixation, elle s'allonge.

**A**



239 x 214  $\mu\text{m}$

**C**



318 x 279  $\mu\text{m}$

**B**



261 x 239  $\mu\text{m}$

Photos F. Aucoin

**D**



374 x 324  $\mu\text{m}$

Figure 16. Larves de saxicaves arctiques (*Hiatella arctica*).

### 5.2.2 Couteau droit (*Ensis directus*)



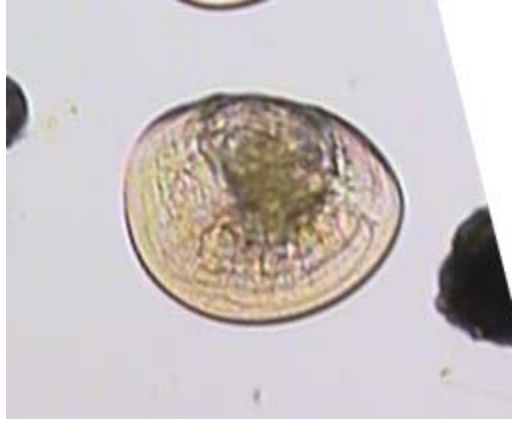
Les larves apparaissent dans les lagunes des Îles-de-la-Madeleine vers la mi-mai et peuvent y persister jusqu'à la fin d'août (tableau 3). Leur taille varie de  $145 \times 120 \mu\text{m}$  à plus de  $300 \times 260 \mu\text{m}$  (figures 17 et 18). La larve est jaune pâle tout au long de son développement, mais s'assombrit à l'approche de la fixation. L'umbo indistinct est perceptible sous la ligne de la charnière au stade D-véligère. À  $150 \mu\text{m}$  environ, l'umbo est bas et arrondi. Quand elle atteint  $200 \mu\text{m}$ , la larve peut présenter une apparence différente selon sa position. Si la larve se trouve du côté gauche, c'est-à-dire la partie postérieure à gauche (figure 17), l'umbo plat apparaît sous la charnière et les épaules le dépassent. Si la larve est du côté droit, soit la partie postérieure à droite (figure 18), l'umbo apparaît au-dessus de la charnière, ce qui donne une forme angulaire. À plus de  $220 \mu\text{m}$ , le ligament de la charnière apparaît au-dessus de l'épaule postérieure (crochet). Quand elles sont de plus grande taille, aux alentours de  $260 \mu\text{m}$ , on ne remarque plus de différence, que la larve se présente du côté gauche ou du côté droit. L'umbo se développe alors rapidement et demeure toujours au centre de la partie dorsale. De chaque côté de l'umbo, les épaules sont foncées (noires), un peu violacées et de tailles égales.

**A**



145 x 122  $\mu\text{m}$

**D**



222 x 183  $\mu\text{m}$

**B**



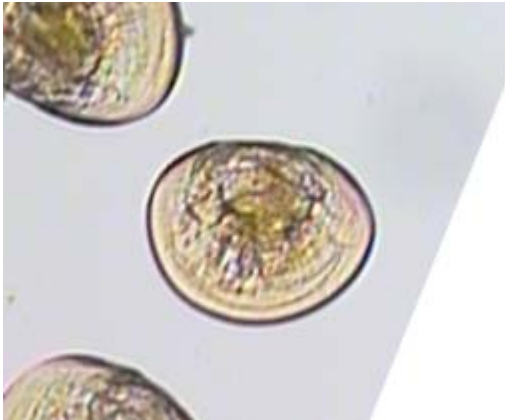
153 x 153  $\mu\text{m}$

**E**



267 x 212  $\mu\text{m}$

**C**



179 x 144  $\mu\text{m}$

**F**



301 x 247  $\mu\text{m}$

Photos F. Aucoin

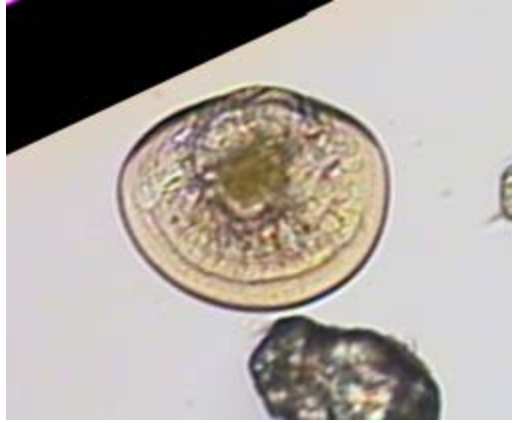
Figure 17. Larves de couteaux droits (*Ensis directus*), côté gauche.

**A**



190 x 158  $\mu\text{m}$

**D**



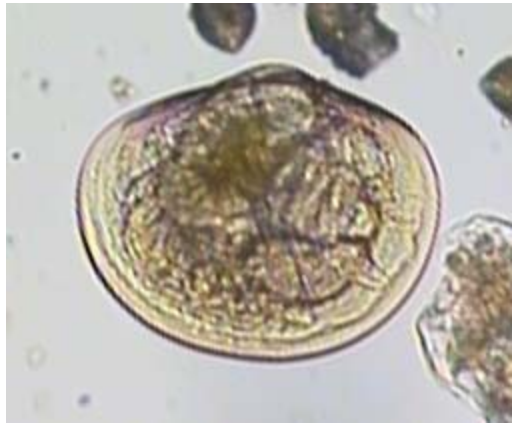
216 x 178  $\mu\text{m}$

**B**



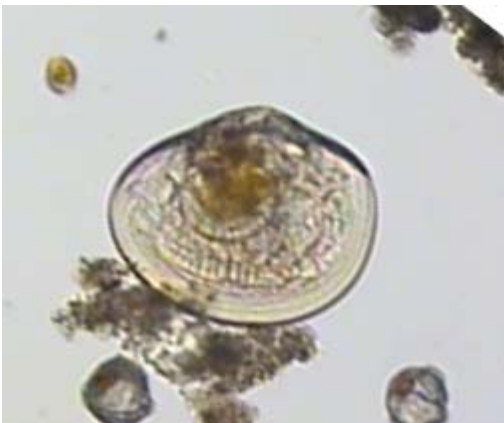
194 x 160  $\mu\text{m}$

**E**



286 x 236  $\mu\text{m}$

**C**



211 x 174  $\mu\text{m}$

**F**



308 x 262  $\mu\text{m}$

Photos F. Aucoin

Figure 18. Larves de couteaux droits (*Ensis directus*), côté droit.

### 5.2.3 Moule géante (*Modiolus modiolus*)



Aux Îles-de-la-Madeleine, les larves apparaissent en lagune et en mer vers la mi-août (tableau 3). Selon de Schweinitz et Lutz (1976), les tailles des larves varient de  $128 \times 103 \mu\text{m}$  à  $340 \times 315 \mu\text{m}$ . À  $140 \mu\text{m}$  environ, la larve D-véligère est de couleur brun foncé avec du jaune dans la partie viscérale. De  $140$  à  $300 \mu\text{m}$ , la forme s'arrondit et la coloration jaune devient plus foncée. L'umbo est projeté au-dessus de la charnière et celle-ci devient courbée, pour s'arrondir aux extrémités (figure 19). Au cours du développement, l'umbo devient plus épais et proéminent.



**A**



150 x 124  $\mu\text{m}$

**D**



314 x 288  $\mu\text{m}$

**B**



250 x 222  $\mu\text{m}$

**E**



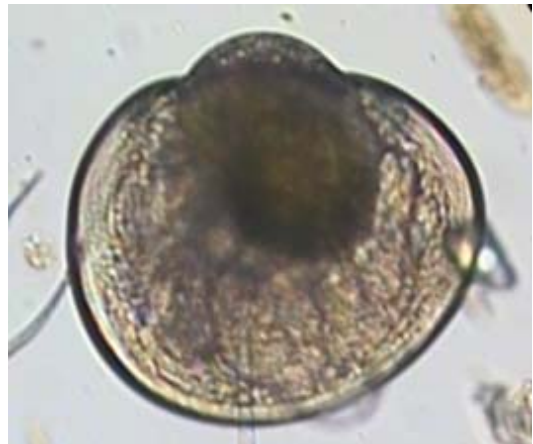
328 x 303  $\mu\text{m}$

**C**



281 x 261  $\mu\text{m}$

**F**



333 x 313  $\mu\text{m}$

Photos F. Aucoin

Figure 19. Larves de moules géantes (*Modiolus modiolus*).

#### 5.2.4 Anomie lisse (*Anomia simplex*) et anomie épineuse (*Anomia aculeata*)



Aux Îles-de-la-Madeleine, les larves sont observées en lagune à partir de la mi-août et en mer durant toute la période des échantillonnages, soit d'août à octobre (tableau 3). Selon Sullivan (1948), les tailles peuvent varier de  $100 \times 110 \mu\text{m}$  à  $280 \times 285 \mu\text{m}$ . Dans les premiers stades, l'umbo se trouve sous la charnière et la larve est de couleur jaune pâle. Cette coloration devient plus foncée au fil de la croissance. L'asymétrie bilatérale se définit dès le stade D-véligère et devient très exagérée au fur et à mesure que la larve se développe. Quand elle atteint  $160 \mu\text{m}$  environ, la limite antéro-ventrale de la coquille demeure plate et, progressivement, une échancrure s'y forme (figure 20).



137 x 130  $\mu\text{m}$



202 x 196  $\mu\text{m}$



154 x 146  $\mu\text{m}$



225 x 214  $\mu\text{m}$



198 x 193  $\mu\text{m}$



258 x 257  $\mu\text{m}$

Figure 20. Larves d'anomies (*Anomia* sp.).

### 5.2.5 Telline naine du Nord (*Tellina agilis*)



La telline est observée en lagune aux Îles-de-la-Madeleine (tableau 3) et dans la baie de Malpègue (Sullivan, 1948) à partir de la mi-juillet. Les tailles varient entre 75 x 90  $\mu\text{m}$  et 235 x 260  $\mu\text{m}$ . Au début, la larve est de couleur jaune pâle et devient plus foncée avec la croissance. À tous les stades, on note une coloration violet brillant près de l'umbo et de la charnière. Cette coloration est visible seulement si le condensateur du microscope est ajusté de façon à laisser passer toute la lumière à travers la larve. À 120  $\mu\text{m}$ , l'umbo est projeté au-dessus de la charnière. La larve est alors presque circulaire. L'umbo est proéminent dans les stades avancés, ce qui lui donne une apparence de bulle au moment de l'observation (figure 21).



122 x 100  $\mu\text{m}$



165 x 141  $\mu\text{m}$



133 x 110  $\mu\text{m}$



179 x 155  $\mu\text{m}$



142 x 117  $\mu\text{m}$



206 x 177  $\mu\text{m}$

Figure 21. Larves de tellines naines du Nord (*Tellina agilis*).

**G**



315 x 277  $\mu\text{m}$

**H**

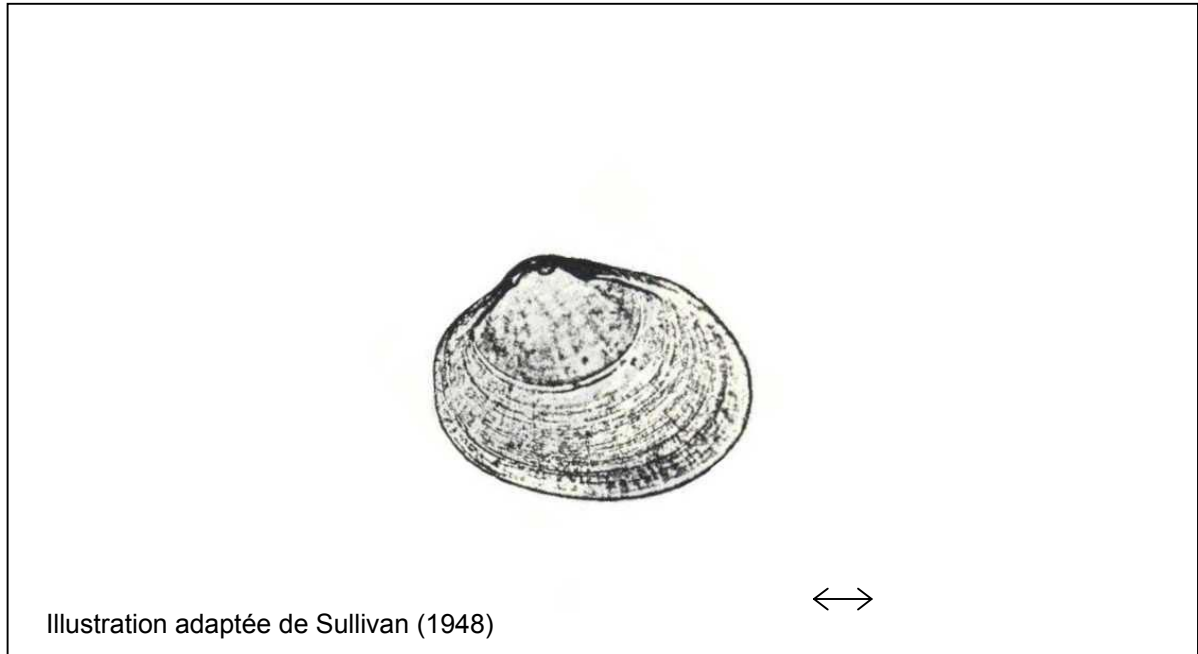


Photos F. Aucoin

338 x 308  $\mu\text{m}$

Figure 21 (suite). Larves de tellines naines du Nord (*Tellina agilis*).

### 5.2.6 Myselle plate de l'Atlantique (*Mysella planulata*)



On observe des larves dans les lagunes des Îles-de-la-Madeleine dès la mi-juin. Elles ont également été aperçues jusqu'à la fin d'août lors d'échantillonnages en mer (tableau 3). Les tailles varient de 125 x 100  $\mu\text{m}$  à 345 x 290  $\mu\text{m}$ . Dès que la forme en « D » apparaît, la larve est de couleur jaune éclatant. La charnière est alors droite et l'umbo apparaît dessous. La forme de la larve demeure symétrique jusqu'à environ 240  $\mu\text{m}$ . À cette taille, l'umbo sort au-dessus de la ligne de la charnière et devient plus proéminent. Parfois, la coloration devient plus orangée (figure 22).

**A**



124 x 102  $\mu\text{m}$

**B**



144 x 113  $\mu\text{m}$

**C**



157 x 124  $\mu\text{m}$

**D**



176 x 145  $\mu\text{m}$

**E**



191 x 156  $\mu\text{m}$

**F**



220 x 178  $\mu\text{m}$

Figure 22. Larves de myselles plates de l'Atlantique (*Mysella planulata*).



**G**

Photos F. Aucoin



294 x 248  $\mu\text{m}$

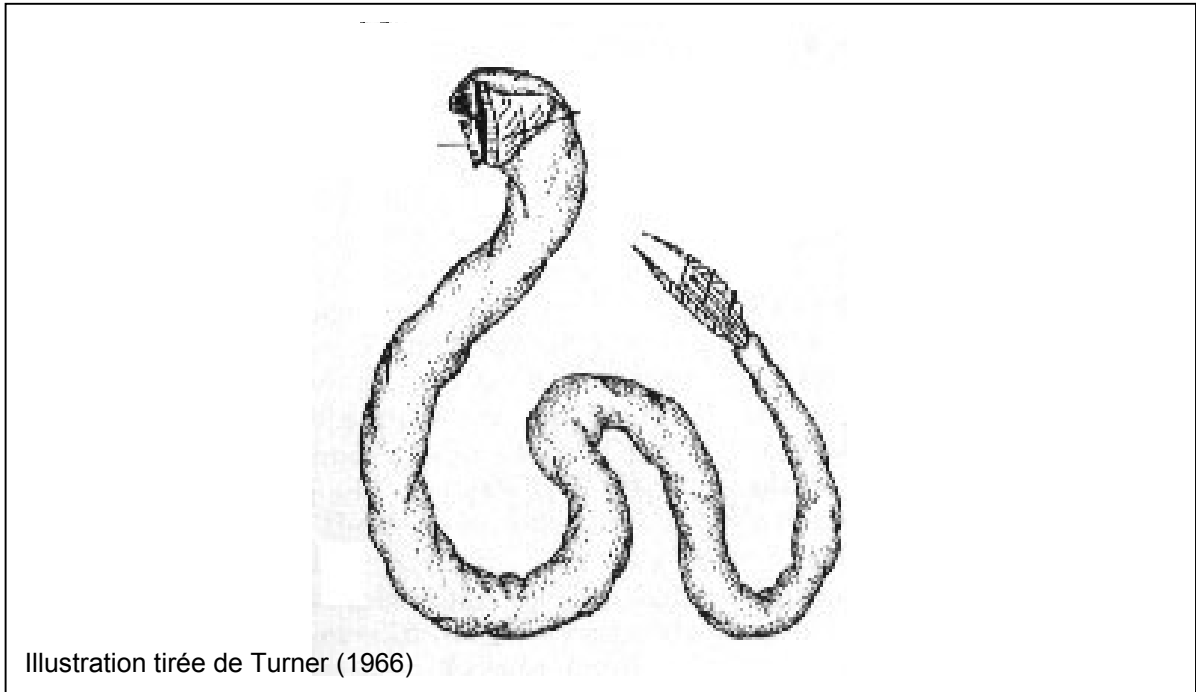
**H**



316 x 262  $\mu\text{m}$

Figure 22 (suite). Larves de myselles plates de l'Atlantique (*Mysella planulata*).

### 5.2.7 Taret commun (*Teredo navalis*)



Les larves de ce bivalve vermiforme sont observées dans les lagunes des Îles à partir de la mi-juin et en mer jusqu'à la fin d'août (tableau 3). Les tailles varient de 95 x 95  $\mu\text{m}$  à 250 x 220  $\mu\text{m}$ . Les larves en « D » sont de petite taille (80  $\mu\text{m}$ ) avec, aux deux extrémités de la charnière, deux points noirs qui ressemblent à une paire d'yeux. Un espace clair est visible entre la masse viscérale et le contour. Au cours du développement le contour devient plus épais et noir. L'umbo est toujours central (figure 23).

**A**



96 x 80  $\mu\text{m}$

**D**



155 x 150  $\mu\text{m}$

**B**



120 x 110  $\mu\text{m}$

**E**



168 x 178  $\mu\text{m}$

**C**



149 x 151  $\mu\text{m}$

**F**



182 x 198  $\mu\text{m}$

Figure 23. Larves de tarets communs (*Teredo navalis*).

G

Photos F. Aucoin



209 x 235  $\mu\text{m}$

Figure 23 (suite). Larves de tarets communs (*Teredo navalis*).

## 5.2.8 Échinodermes

Des larves d'étoiles de mer, d'oursins et d'autres échinodermes peuvent être observées du début de l'été jusqu'à la mi-juillet. Après la fécondation, la larve primitive (figure 24) de ces espèces se développe en blastula (figure 25), puis devient gastrula (figure 26). Elle se sert alors de cils extérieurs pour se déplacer ou elle se laisse emporter par le courant.

Photo F. Aucoïn



Figure 24. Larve primitive d'échinoderme (181 x 169  $\mu\text{m}$ ).

Photo F. Aucoïn



Figure 25. Larve blastula d'échinoderme, 376  $\mu\text{m}$ .

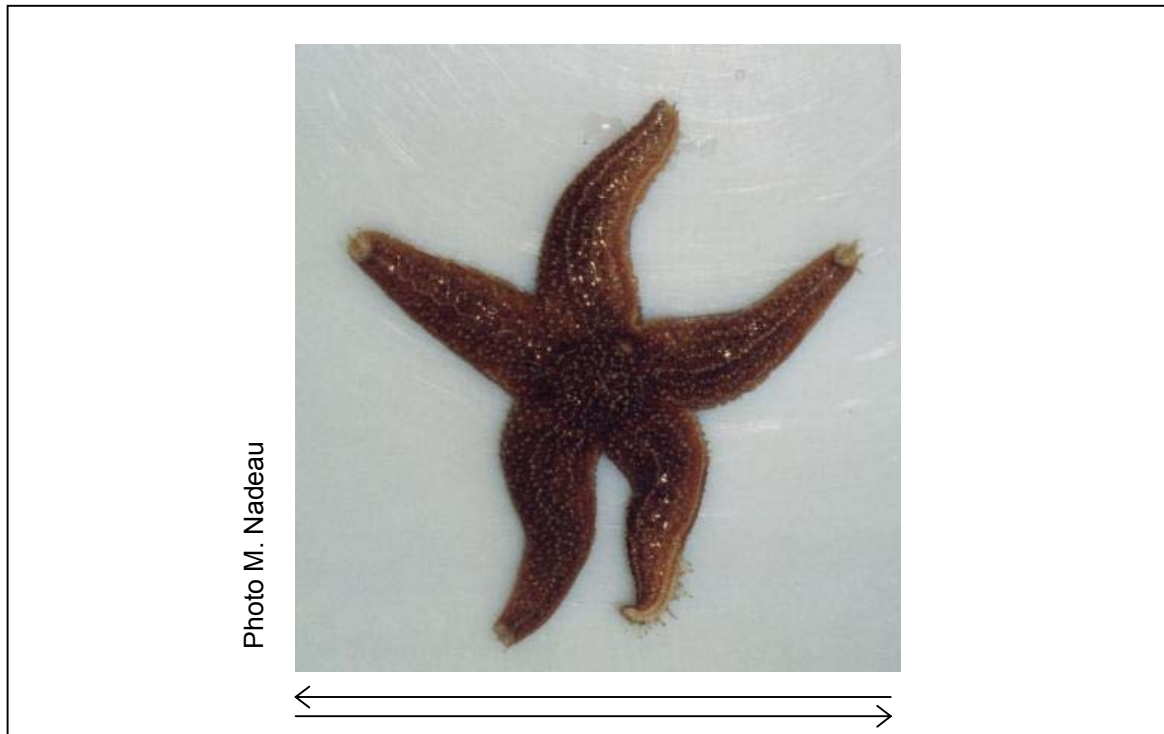
Photo F. Aucoin



Figure 26. Larve gastrula d'échinoderme, 431  $\mu\text{m}$ .

En règle générale, les larves présentent une symétrie bilatérale, c'est-à-dire que la moitié gauche est l'image miroir de la droite. Dans les premiers stades, les différentes espèces d'échinodermes sont assez semblables. Toutefois, les larves d'étoiles et de concombres de mer n'ont pas de squelette (figure 27), tandis que celles des oursins et des ophiures présentent de petites spicules squelettiques (figure 28). Au cours du développement, des bras plus ou moins longs apparaissent chez plusieurs espèces de larves.

### 5.2.8.1 Étoile de mer commune (*Asterias vulgaris*)



La taille de la larve des étoiles de mer passe de 250  $\mu\text{m}$  à 1,5 mm au fil de son développement. Elle se distingue des autres espèces surtout à partir du stade bipinnaria (figure 27A). Après quelques jours, la larve prend une forme plus complexe dotée de bras, pour devenir une larve brachiolaria (figure 27B). Ces bras ciliés, plus longs et nombreux que chez les autres larves, et son système d'adhésion particulier lui permettent de se fixer sur un substrat. Quand la larve mesure 800  $\mu\text{m}$  environ (figure 27C), on voit apparaître à une extrémité le corps de l'étoile, doté de cinq bras embryonnaires. À ce stade, la larve proprement dite se fixe sur un substrat, ses tissus larvaires sont invaginés et elle se métamorphose en une étoile de mer juvénile (figure 27D).

A



520  $\mu\text{m}$

B



600  $\mu\text{m}$

Figure 27. Larve d'étoile de mer commune (*Asterias vulgaris*).



C



819  $\mu\text{m}$

D



Photos F. Aucoin

368  $\mu\text{m}$

Figure 27 (suite). Larve d'étoile de mer commune (*Asterias vulgaris*).

### 5.2.8.2 Autres espèces d'échinodermes

Lors de l'analyse des échantillons, il est possible de voir diverses larves d'espèces d'échinodermes, tels les oursins, les ophiures et les concombres de mer (figure 28).

**A**



Ophiure

**B**



Ophiure et oursins

Figure 28. Larves d'échinodermes.

C



Ophiure

D



Espèce indéterminée

Figure 28 (suite). Larves d'échinodermes.

**E**



Oursin et espèce indéterminée

**F**

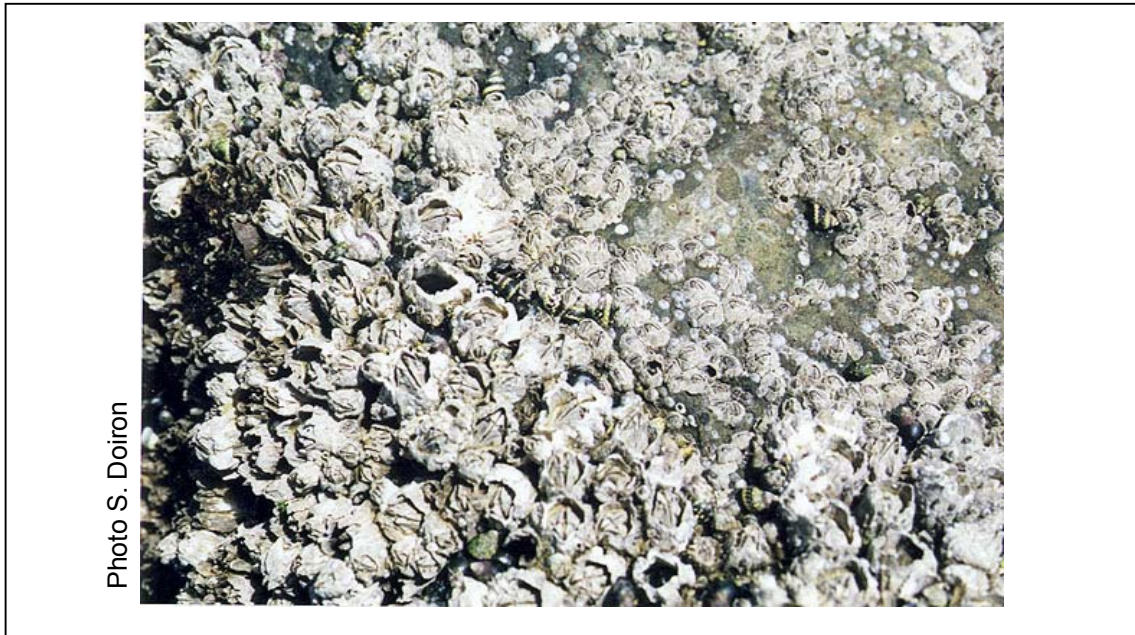


Photos F. Aucoin

Espèce indéterminée

Figure 28 (suite). Larves d'échinodermes.

### 5.2.9. Balane (*Balanus sp.*)



Sur la côte est du Nouveau-Brunswick, le captage des balanes se produit durant la même période que celui des huîtres, ce qui peut poser un problème d'envergure aux ostréiculteurs. Les larves se retrouvent donc dans l'eau au même moment que les larves d'huîtres, soit du début de juillet jusqu'à la fin d'août. Le premier stade larvaire de la balane, appelé nauplius (figure 29), se distingue par ses deux cornes situées de chaque côté de la tête. Au stade cyprus, la larve, à la recherche d'un endroit pour se fixer, ne se nourrit pas. Elle peut vivre jusqu'à treize jours sur ses réserves d'énergie.

Photo S. Doiron

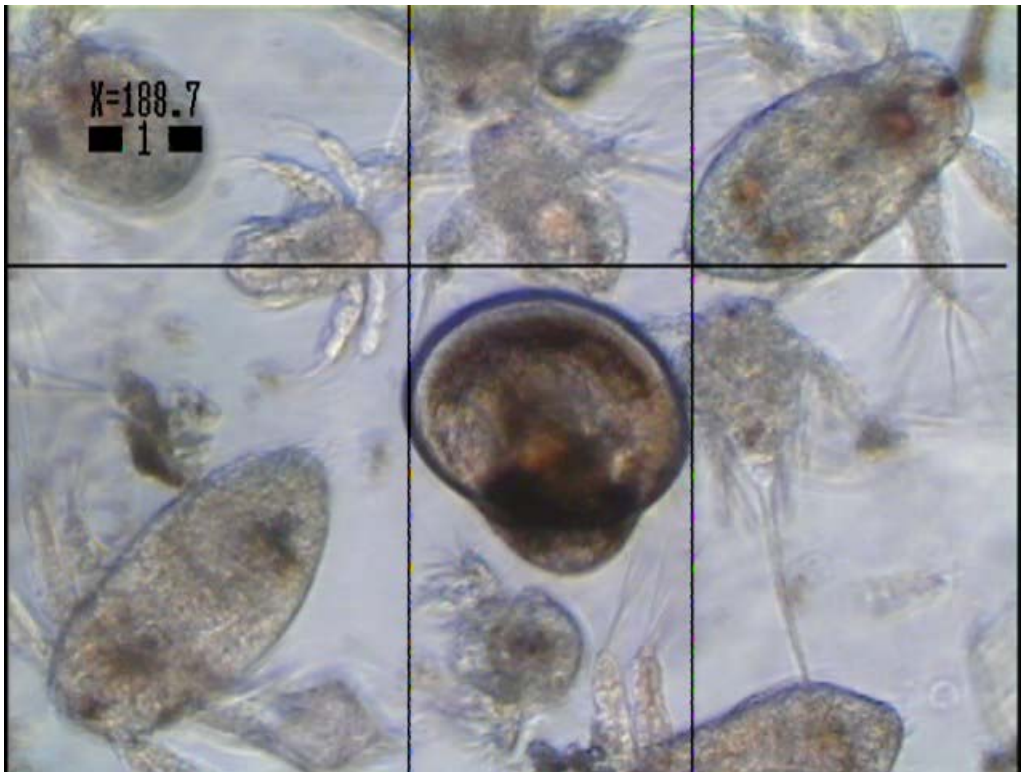


Figure 29. Larves de balanes (nauplius) entourant une larve d'huître de 189  $\mu\text{m}$ .

### 5.3 Comparaison entre certaines espèces

Cette section présente les éléments distinctifs d'espèces dont il est possible de confondre les larves dans un même échantillon. Les données sont groupées selon deux périodes de l'année, soit de mai à juillet et d'août à octobre.

#### 5.3.1 Mai à juillet

De mai à juillet, des larves de moules bleues, de myes communes, de couteaux droits, de saxicaves arctiques, de myselles plates et de tarets communs peuvent être observées en même temps (tableau 3). Parmi ces espèces, il est possible de confondre les larves de la moule avec celles de la mye, du couteau droit et de la saxicave. Il est également difficile de distinguer la saxicave de la mye ainsi que la myselle du couteau.

##### 5.3.1.1 Moule bleue et mye commune

La larve de la moule bleue se différencie de celle de la mye commune par différents éléments. Au début du stade D-véligère, la différence entre la longueur et la largeur de la moule est d'environ 30  $\mu\text{m}$ , tandis que cette différence est de 15  $\mu\text{m}$  pour la mye. La larve de la moule reste en forme de « D » jusqu'à ce qu'elle atteigne 150  $\mu\text{m}$  de longueur, alors que la larve de mye change de forme vers 125  $\mu\text{m}$  de longueur. L'umbo de la mye devient largement arrondi et les épaules sont visibles. Par la suite, il devient angulaire et garde cette forme jusqu'à la fin de la vie larvaire. Pour sa part, durant son développement, la larve de la moule s'arrondit; l'umbo est indistinct mais peut devenir protubérant et centré à mesure qu'elle grossit (260  $\mu\text{m}$ ). Les deux espèces n'ont pas la même couleur : les larves de moules passent du jaune au brun, tandis que les larves de myes sont de couleur gris verdâtre.

##### 5.3.1.2 Moule bleue et couteau droit

Les larves de moules bleues et de couteaux droits sont de même couleur. Toutefois, contrairement à ceux de la moule, les côtés gauche et droit du couteau ne sont pas de forme identique. Le côté gauche du couteau est celui qui ressemble le plus à celui des larves

de moules. La différence se situe surtout dans la forme de la charnière. Quand la larve mesure 150  $\mu\text{m}$  environ, la charnière du côté gauche du couteau est plus petite que celle de la moule et les épaules sont déjà apparentes. À cette taille, l'umbo du couteau apparaît; plus bas que les épaules, il laisse voir un crochet de chaque côté. Celui de la moule n'est pas apparent ou ne sort pas au-dessus de la charnière.

#### 5.3.1.3 Moule bleue et saxicave arctique

Les larves de saxicaves arctiques présentent des caractéristiques très semblables aux larves de myes communes, mais on peut les différencier par l'umbo. Chez la moule, l'umbo est indistinct, tandis que celui de la saxicave est de forme angulaire.

#### 5.3.1.4 Mye commune et saxicave arctique

Il est possible de confondre la mye et la saxicave, toutes deux dotées d'un umbo de forme angulaire. Toutefois, la mye possède des épaules plus courtes que celles de la saxicave. De plus, la mye a une ligne de contour plus mince, une pente plus prononcée du côté antérieur et une pigmentation brune plus foncée.

#### 5.3.1.5 Myselle plate et couteau droit

Une large bande de couleur jaune distinguent la larve de la myselle de la larve du couteau. Dans les stades avancés, les épaules de la myselle sont également plus courtes.

#### 5.3.2 À partir d'août

À partir du mois d'août, de nouvelles espèces font leur apparition, dont les pétoncles géants, les moules géantes et les anomies (tableau 3). Les larves du pétoncle et de la moule géante peuvent être confondues avec celles de la moule bleue, encore présentes dans l'eau. Des larves d'huîtres peuvent également être relevées dans les échantillons. Ces dernières ressemblent aux larves d'anomies et de tarets.



### 5.3.2.1 Moule bleue et pétoncle géant

Les larves de la moule bleue peuvent être confondues avec celles du pétoncle géant. La charnière de la larve D-véligère de la moule est toutefois plus longue que celle du pétoncle. La forme « D » du pétoncle est plus ronde et son apparence semble plus délicate. Sa charnière restera toujours courte, tandis que celle de la larve de moule grandit proportionnellement avec la taille. L'umbo de la moule est plus proéminent et la ligne de contour est plus épaisse.

### 5.3.2.2 Moule bleue et moule géante

Les larves des moules bleues de 250 à 300 µm peuvent être confondues avec les larves de même taille des moules géantes. L'umbo de la moule géante est cependant plus proéminent que celui de la moule bleue. La larve de la moule géante a aussi, tout au long de son développement, une apparence plus robuste et une coloration plus foncée. Finalement, la ligne de contour de la larve de moule géante est noire et plus épaisse.

### 5.3.2.3 Huître américaine et anomie

Dans les premiers stades, les larves d'huîtres américaines sont plus symétriques que celles des anomies. Le bord antéro-ventral de la larve d'huître américaine est arrondi uniformément, tandis que l'anomie développe une échancrure qui durant le cycle larvaire. La larve des anomies est plus jaune que celle des huîtres, qui présente en outre des teintes violacées. La larve des anomies est également plus délicate (transparente) que celle des huîtres.

### 5.3.3.4 Huître américaine et taret commun

La larve d'huître peut être confondue avec la larve de taret. Le taret a une ligne de contour très épaisse et noire. L'umbo de la larve d'huître se décentre au fil de la croissance, tandis que celui de la larve de taret reste toujours centré. Chez l'huître, les côtés s'allongent; chez le taret, c'est la partie ventrale qui s'allonge.

## 5.4 Exercices d'identification

Les figures ci-dessous (figure 30) peuvent servir d'exercice pour l'identification larvaire. La date de prélèvement de l'échantillon est inscrite au bas des photos et le trait équivaut approximativement 100  $\mu\text{m}$ . Les réponses se trouvent à la fin de cette section.



Figure 30. Qui suis-je?



Figure 30 (suite). Qui suis-je?

E



F



Photos F. Aucoin

Figure 30 (suite). Qui suis-je?

## Réponses de la section 5.4

- A) 1 - Moule bleue  
2 - Myselle plate  
3 - Taret commun  
4, 5 - Telline naine du Nord
- B) 1 - Mye commune  
2, 3 - Moule bleue
- C) 1 - Moule bleue  
2 - Mye commune
- D) 1 - Telline naine du Nord  
2 - Moule bleue
- E) 1 - Moule géante  
2 - Moule bleue
- F) 1 - Pétoncle géant  
2 - Anomie

## 6. CONCLUSION

L'information que contient ce guide devrait faciliter le travail d'un observateur peu expérimenté pour l'analyse d'un échantillon de larves. Évidemment, le guide ne couvre pas toutes les espèces qui peuvent se trouver dans un échantillon, du fait notamment que les données proviennent en bonne partie de suivis réalisés aux Îles-de-la-Madeleine, en mer et en lagune, ou de projets réalisés en écloserie expérimentale à Shippagan. Afin de combler certaines lacunes, diverses références peuvent être consultées, dont quelques-unes sont décrites dans la section 8.

## 7. REMERCIEMENTS

Les auteurs tiennent à remercier tous ceux et celles qui ont participé à la production de ce document. Un remerciement particulier au personnel de la Station technologique maricole des Îles-de-la-Madeleine, et particulièrement à Bruno Myrand pour son initiative et sa participation au lancement du projet; à Jacques Richard pour les photos de spécimens adultes et à Lucie Poirier pour la configuration de photos. Également, merci à Marie-Lyne Larrivée et à Éric Tamigneaux, du Centre spécialisé des pêches de Grande-Rivière, pour leurs judicieux conseils durant la réalisation du document. Merci au Ministère de l'Agriculture, des Pêches et de l'Aquaculture du Nouveau-Brunswick pour leur collaboration au projet et à Médora Benoit, de l'Aquarium et du Centre Marin de Shippagan, pour sa participation à la mise en forme du document. Finalement, merci à Marie-Hélène Fournier, du Centre spécialisé des pêches de Grande-Rivière, pour son travail au niveau de la publication.

## 8. RÉFÉRENCES

Bourne, N. 1964. « Scallops and the offshore fishery of the Maritimes », *J. Fish. Res. Board Can.*, n° 145, 60 p.

Chanley, P. et J. D. Andrews. 1971. « Aids for the identification of bivalve larvae of Virginia », *Malacologia* 11(1), p. 45-119.

Culliney, J.L. 1974. « Larval development of the giant scallop *Placopecten magellanicus* (Gmelin) », *Biol. Bull.*, 147, p. 321-332.

de Schweinitz, E.H. et R.A. Lutz. 1976. « Larval development of the northern horse mussel, *Modiolus modiolus* (L.) including a comparison with the larvae of *Mytilus edulis* L. as an aid in planktonic identification », *Biol. Bull.*, 150, p. 348-360.

Le Pennec, M. 1980. « The larval and past-larval hinge of some families of bivalve molluscs », *J. mar. biol. Ass. U.K.*, 60, p. 601-617.

Loosanoff, V.L., H. C. Davis et P.E. Chanley. 1966. « Dimensions and shapes of larvae of some marine bivalve mollusks », *Malacologia*, 4(2), p. 351-435.

Lutz, R., J. Goodsell, M. Castagna, S. Chapman, C. Newell, H. Hidu, R. Mann, D. Jablonski, V. Kennedy, S. Siddall, R. Goldberg, H. Beattie, C. Falmague, A. Chestnut et A. Partridge. 1982. « Preliminary observations on the usefulness of hinge structures for identification of bivalve larvae », *J. shellf. Res.* (1), p. 65-70.

Medcof, J.C. 1939. « Larval life of the oyster (*Ostrea virginica*) in Bedford River ». *J. Fish. Res. Board Can.*, 4 (4), p. 287-301.

Stafford, J. 1912. « On the recognition of bivalve larvae in plankton collections », *Contr. Canad. Biol.*, 1906-1910, p. 221-242.


Sullivan, C.M. 1948. « Bivalve larvae of Malpeque Bay, P.E.I., *Fish. Res. Board Can.*, n° 77, 36 p. + annexe.

Tremblay, M.J., L. D. Meade, et G.V. Hurley. 1987. « Identification of planktonic larvae (*Placopecten magellanicus*) (Gmelin) », *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 44, p. 1362-1366.

Turner, R. D. 1966. *A survey and illustrated catalogue of the Teredinidae (Mollusca: Bivalvia)*, The Museum of comparative zoology, Harvard University, Cambridge, MA.



**Agriculture, Pêcheries  
et Alimentation**

**Québec** 

ISBN : 2-550-40-178-6  
02-0163